



**Universidad
de La Laguna**

ESCUELA POLITÉCNICA SUPERIOR DE INGENIERÍA
SECCIÓN DE INGENIERÍA AGRARIA

GRADO EN INGENIERÍA AGRÍCOLA Y DEL MEDIO RURAL

Influencia del IBA, SEFEL y Peróxido de
Hidrógeno, en el enraizamiento de estacas de tallo
apical de *Leucospermum* `Soleil`, `Tango` y
`Succession I`



Paola Anne González Colli
San Cristóbal de La Laguna, Julio 2018

**AUTORIZACIÓN DE PRESENTACIÓN DEL TRABAJO FIN DE
GRADO POR SUS DIRECTORES
CURSO 2017/2018**

DIRECTOR – COORDINADOR: Ana María de León Hernández

DIRECTOR: María Mercedes Hernández González

Como Director/es/ del Alumno Paola Anne González Colli en el TFG titulado:
Influencia del IBA, SEFEL, Peróxido de Hidrógeno, en el enraizamiento de estaca de
tallo apical de *Leucospermum* `Soleil`, `Tango` y `Succession I`

Nº de Ref. 5

Doy/damos mi/nuestra autorización para la presentación y defensa de dicho TFG, a la
vez que confirmo/confirmamos que el alumno ha cumplido con los objetivos generales
y particulares que lleva consigo la elaboración del mismo y las normas del Reglamento
de Régimen Interno para la realización de TFG de la EPSI- Sección de Ingeniería
Agraria.

La Laguna, a de de 2018

Fdo.:.....

(Firma de los Directores)

SR. PRESIDENTE DE LA COMISIÓN DE TRABAJOS FIN DE GRADO

IMPRESO P06

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer este trabajo a toda mi familia, ya que ellos han hecho posible que hoy pueda estar aquí.

A dos personas muy importantes, Jacobo y Claudia, que me han apoyado en todo momento. Su ayuda durante los conteos y demás momentos del proyecto fue imprescindible y les estoy enormemente agradecida.

También a mis tutoras Ana y Mercedes que me han resuelto las dudas en todo momento, han hecho todo lo posible por ayudarme así como ser un apoyo.

Sin lugar a dudas a mi compañera Mari Carmen, quien estuvo a mi lado durante todo el proyecto y cuyas observaciones han sido fundamental para realizar el estudio.

A todos mis amigos/compañeros de clase y profesores que han participado en esta etapa.

¡Muchas Gracias!



ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN	13
2. OBJETIVOS	17
3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	19
3.1 Taxonomía, ecología y distribución	20
3.1.1 Familia <i>Proteaceae</i>	21
3.1.2 Género <i>Leucospermum</i>	21
3.1.2.1 Distribución y ecología	22
3.1.2.2 <i>Leucospermum cordifolium</i>	24
3.1.2.2.1 Distribución y ecología	25
3.1.2.3 <i>Leucospermum lineare</i>	26
3.1.2.3.1 Distribución y ecología	27
3.1.2.4. <i>Leucospermum glabrum</i>	28
3.1.2.4.1 Distribución y ecología	29
3.1.2.5 <i>Leucospermum `Succession I´</i>	29
3.1.2.6 <i>Leucospermum `Soleil´</i> o <i>´Gold Rigoletto´</i>	30
3.1.2.7 <i>Leucospermum `Tango´</i>	31
3.2 Propagación vegetativa	33
3.2.1 Propagación por estacas	35
3.2.1.1 Tipos de estacas	35
3.2.1.1.1 Estacas de tallo	35
3.2.1.1.2 Estacas de raíz	36
3.2.1.1.3 Estacas de hoja	37
3.2.1.1.4 Estacas de hoja y yema	37
3.2.1.2 Selección de las estacas	38
3.2.1.3. Obtención y preparación del material a propagar	41
3.2.2 Condiciones ambientales que afectan al enraizamiento de las estacas	42
3.2.2.1 Condiciones ambientales	42
3.2.2.1.1 Humedad relativa	42
3.2.2.1.2. Luz	44
3.2.2.1.3. Temperatura	45
3.2.2.1.4. Aireación	46
3.2.2.1.5. Medidas sanitarias	46
3.2.3 Medio de enraizamiento	48
3.2.3.1 Tipos de sustrato.....	49
3.2.3.1.1 Turba	49

3.2.3.1.2 Espumas de poliestireno (styromull)	50
3.2.3.1.3 Piroclastos	51
3.2.4 Mejora en el enraizamiento de las estacas	51
3.2.4.1 Tratamientos químicos.....	51
3.2.4.1.1 Auxinas.....	52
3.2.4.1.2 Peróxido de hidrógeno	56
3.2.4.2 Tratamientos orgánicos.....	58
3.2.4.2.1 SEFEL (Sistema de Elaboración de Fertilizantes Ecológicos Líquidos....	58
4. PARTE EXPERIMENTAL	61
4.1 Material y Métodos	62
4.1.1 Generalidades	63
4.1.2 Descripción del ensayo.....	65
4.1.3 Parámetros evaluados	69
4.1.3.1 Estaca con raíz trasplantable	70
4.1.3.2 Índice de enraizamiento	70
4.1.4 Análisis estadístico	71
4.2 Resultados y Discusión	73
4.2.1 Evolución de los tratamientos durante el ensayo	74
4.2.1.1 Tratamiento 1: <i>Leucospermum</i> `Succession I´ + IBA 4000 ppm.....	74
4.2.1.2 Tratamiento 2: <i>Leucospermum</i> `Succession I´ + IBA 4000 ppm+ H ₂ O ₂	76
4.2.1.3 Tratamiento 3: <i>Leucospermum</i> `Succession I´+ IBA 4000 ppm+ SEFEL.....	78
4.2.1.4 Tratamiento 4: <i>Leucospermum</i> `Succession I´ + SEFEL.....	80
4.2.1.5 Tratamiento 5: <i>Leucospermum</i> `Succession I´ + SEFEL + H ₂ O ₂	81
4.2.1.6 Tratamiento 6: <i>Leucospermum</i> `Soleil´ + IBA 4000 ppm.....	82
4.2.1.7 Tratamiento 7: <i>Leucospermum</i> `Soleil´ + IBA 4000 ppm.+ H ₂ O ₂	84
4.2.1.8 Tratamiento 8: <i>Leucospermum</i> `Soleil´ + IBA 4000 ppm.+ SEFEL.....	86
4.2.1.9 Tratamiento 9: <i>Leucospermum</i> `Soleil´ + SEFEL.....	88
4.2.1.10 Tratamiento 10: <i>Leucospermum</i> `Soleil´ + SEFEL + H ₂ O ₂	89
4.2.1.11 Tratamiento 11: <i>Leucospermum</i> `Tango´ + IBA 4000 ppm.....	91
4.2.1.12 Tratamiento 12: <i>Leucospermum</i> `Tango´ + IBA 4000 ppm.+ H ₂ O ₂	93
4.2.1.13 Tratamiento 13: <i>Leucospermum</i> `Tango´ + IBA 4000 ppm.+ SEFEL.....	95
4.2.1.14 Tratamiento 14: <i>Leucospermum</i> `Tango´ + SEFEL.....	97
4.2.1.15 Tratamiento 15: <i>Leucospermum</i> `Tango´ + SEFEL + H ₂ O ₂	99
4.2.2 Análisis estadístico de los datos obtenidos.....	101
4.2.2.1 Estacas con raíces trasplantables a las 6 semanas de ensayo	101
4.2.2.2 Estacas con raíces trasplantables a las 8 semanas de ensayo	104

4.2.2.3 Estacas con raíces trasplantables a las 10 semanas de ensayo	107
4.2.2.4 Estacas con raíces trasplantables a las 12 semanas de ensayo	110
4.2.2.5 Estacas con raíces trasplantables a las 14 semanas de ensayo	113
4.2.2.6 Estacas con raíces trasplantables a las 16 semanas de ensayo	116
4.2.2.7 Estacas con raíces trasplantables a las 18 semanas de ensayo	119
4.2.2.8 Estacas con raíces trasplantables a las 20 semanas de ensayo	122
4.2.2.9 Estacas con raíces trasplantables a las 22 semanas de ensayo	125
4.2.3 Índice de enraizamiento	128
5. CONCLUSIONES	133
6. BIBLIOGRAFÍA	136

ÍNDICE FOTOGRÁFICO

FOTO 1: Localización geográfica del género <i>Leucospermum</i>	23
FOTO 2: <i>Leucospermum cordifolium</i>	25
FOTO 3: <i>Leucospermum lineare</i>	27
FOTO 4: <i>Leucospermum glabrum</i>	29
FOTO 5: <i>Leucospermum</i> `Succession´.....	30
FOTO 6: <i>Leucospermum</i> `Soleil´	31
FOTO 7: <i>Leucospermum</i> `Tango´.....	32
FOTO 8: Situación del umbráculo. Fuente GRAFCAN.....	63
FOTO 9: Área del umbráculo. Fuente GRAFCAN.....	63
FOTO 10: Sistema de nebulización.....	64
FOTO 11: Malla de sombreo.....	65
FOTO 12: Bandejas de siembra	66
FOTO 13: Desinfección de bandejas	66
FOTO 14: Preparación del picón	66
FOTO 15: Capa de picón en las bandejas	66
FOTO 16: Sustrato	67
FOTO 17: Bandejas en cama caliente.....	67
FOTO 18: Bandejas preparadas	67
FOTO 19: Material vegetal	68
FOTO 20: Preparación de estacas	68
FOTO 21: Colocación final estacas.....	68
FOTO 22: Estaca muerta.....	71
FOTO 23: Estaca sin callo	71
FOTO 24: Estaca con callo.....	71
FOTO 25: Estaca raíz no trasplantable.....	71
FOTO 26: Estaca trasplantable con poca raíz.....	71
FOTO 27: Estaca trasplantable con raíz media.....	71
FOTO 28: Estaca trasplantable con mucha raíz.....	71

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica 1: Representación comportamiento del tratamiento 1 durante el ensayo	74
Gráfica 2: Representación comportamiento del tratamiento 2 durante el ensayo	76
Gráfica 3: Representación comportamiento del tratamiento 3 durante el ensayo	78
Gráfica 4: Representación comportamiento del tratamiento 4 durante el ensayo	80
Gráfica 5: Representación comportamiento del tratamiento 5 durante el ensayo	81
Gráfica 6: Representación comportamiento del tratamiento 6 durante el ensayo	82
Gráfica 7: Representación comportamiento del tratamiento 7 durante el ensayo	84
Gráfica 8: Representación comportamiento del tratamiento 8 durante el ensayo	86
Gráfica 9: Representación comportamiento del tratamiento 9 durante el ensayo	88
Gráfica 10: Representación comportamiento del tratamiento 10 durante el ensayo	89
Gráfica 11: Representación comportamiento del tratamiento 11 durante el ensayo	91
Gráfica 12: Representación comportamiento del tratamiento 12 durante el ensayo	93
Gráfica 13: Representación comportamiento del tratamiento 13 durante el ensayo	95
Gráfica 14: Representación comportamiento del tratamiento 14 durante el ensayo	97
Gráfica 15: Representación comportamiento del tratamiento 15 durante el ensayo	99

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Separación de medias por el método Tukey a las 6 semanas de ensayo	101
Tabla 2: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas con raíz trasplantable a las 6 semanas de ensayo	102
Tabla 3: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de las estacas trasplantables a las 6 semanas de ensayo.....	103
Tabla 4: Separación de medias por el método Tukey a las 8 semanas de ensayo.....	104
Tabla 5: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 8 semanas de ensayo.....	105
Tabla 6: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de las estacas trasplantables a las 8 semanas de ensayo.	106
Tabla 7: Separación de medias por el método Tukey a las 10 semanas de ensayo.....	107
Tabla 8: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 10 semanas de ensayo	108
Tabla 9: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de las estacas trasplantables a las 10 semanas de ensayo.....	109
Tabla 10: Separación de medias por el método Tukey a las 12 semanas de ensayo.....	110
Tabla 11: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 12 semanas de ensayo	111
Tabla 12: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de las estacas trasplantables a las 12 semanas de ensayo.....	112
Tabla 13: Separación de medias por el método Tukey a las 14 semanas de ensayo.....	113
Tabla 14: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 14 semanas de ensayo	114
Tabla 15: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de las estacas trasplantables a las 14 semanas de ensayo.....	115
Tabla 16: Separación de medias por el método Tukey a las 16 semanas de ensayo.....	116
Tabla 17: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 16 semanas de ensayo.....	117
Tabla 18: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de las estacas trasplantables a las 16 semanas de ensayo.....	118
Tabla 19: Separación de medias por el método Tukey a las 18 semanas de ensayo.....	119
Tabla 20: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 18 semanas de ensayo.....	120
Tabla 21: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de las estacas trasplantables a las 18 semanas de ensayo	121

Tabla 22: Separación de medias por el método Tukey a las 20 semanas de ensayo.....	122
Tabla 23: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 20 semanas de ensayo	123
Tabla 24: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de las estacas trasplantables a las 20 semanas de ensayo.....	124
Tabla 25: Separación de medias por el método Tukey a las 22 semanas de ensayo	125
Tabla 26: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 22 semanas de ensayo.....	126
Tabla 27: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 22 semanas de ensayo.....	127
Tabla 28: Efecto del tratamiento sobre el índice de enraizamiento de las estacas de <i>Leucospermum</i> . Separación de medias por el método de Tukey al 5%.....	129

Título: Influencia del IBA, SEFEL Y Peróxido de Hidrógeno, en el enraizamiento de estaca de tallo apical de *Leucospermum* `Soleil`, `Tango` y `Succession I`

Autores: González-Colli, P.A., León-Hernández, A.M., Hernández-González, M.M.

Palabras claves: *Proteas*, cultivar, enraizantes, fertilizantes ecológicos líquidos.

Resumen:

Las Proteaceas son una familia de Angiospermas del orden Proteales que presentan un gran interés ornamental. Entre los géneros más destacados podemos citar: *Leucospermum*, *Leucadendron* y *Proteas*. De todos ellos, el primero es el más cultivado en las Islas Canarias. El cultivo de las *Proteas* está cada vez más extendido en el Archipiélago siendo Tenerife y La Palma las islas con más superficie cultivada. En los últimos años ambas islas al igual que Gran Canaria han visto aumentada su superficie de cultivo, unas 60 hectáreas en total.

El método de propagación más utilizado es mediante estacas enraizadas, existiendo diferencia entre los distintos cultivares a la hora de utilizar tratamientos hormonales, sustratos de enraizamiento, condiciones ambientales, etc. que influyen de forma decisiva en la velocidad y porcentaje de enraizamiento.

Uno de los estimulantes de enraizamiento habitualmente empleado es el IBA, pero recientemente se está aplicando otros como son el Peróxido de Hidrógeno y SEFEL (Sistema de Elaboración de Fertilizantes Ecológico Líquidos), siendo poco conocido el efecto en el enraizamiento, de estos últimos, en estas plantas. Por dicha razón se decidió realizar este ensayo que consiste en estudiar el comportamiento en el enraizamiento de los cultivares de *Leucospermum* `Soleil`, `Tango` y `Succession I` aplicando IBA, SEFEL, H₂O₂ y combinaciones de estos.

La propagación se realizó en un umbráculo utilizando como material vegetal estacas de tallo apical de los cultivares de *Leucospermum* `Soleil`, `Tango` y `Succession I`, con una longitud de 15 cm. A la base de las estacas se les aplicó los tipos de enraizantes mencionados anteriormente y se les trató con fungicida en talco. Una vez tratadas las estacas se colocaron en bandejas de turba-poliestireno (4:6, v/v) que se enraizaron con calor de fondo (22 ± 2° C) bajo un sistema de mist. A partir de la semana 6, y hasta la semana 22 (final del ensayo), se realizaron conteos bisemanales de los porcentajes de estacas enraizadas y de la longitud de las raíces, elaborándose un índice de enraizamiento.

Al final del ensayo, la combinación de estacas de `Tango`+ IBA 4000 ppm, dio el mayor porcentaje de estacas con raíces trasplantables (80,0%), seguida de la combinación de estacas de `Soleil`+ IBA 4000 ppm + H₂O₂ (79,7%). No existieron diferencias significativas entre los distintos tratamientos. En cuanto a la longitud de las raíces se observaron diferencias significativas respecto a la variedad. En el índice de enraizamiento se encontraron diferencias significativas entre algunos tratamientos.

Title: Influence of IBA, SEFEL and Hydrogen Peroxide on the rooting by cuttings of apical stem the *Leucospermum* 'Soleil', 'Tango' y 'Succession I'

Autores: González-Colli, P.A., León-Hernández, A.M., Hernández-González, M.M.

Key words: *Proteas*, cultivar, rooting's stimulatings, liquid ecological fertilizers.

Abstract:

The Proteaceae are a family of angiosperms from the group of Proteales which have a huge ornamental interest. Among the most important sorts we can find *Leucospermum*, *Leucadendron* and *Proteas*. The first one being the most cultivated in the Canary Islands. *Proteas* farming is becoming more extensive in the Archipelago, with Tenerife and La Palma being the ones with more farmed land. During the last few years both islands, together with Gran Canaria have increased their farming area, 60 hectares in total.

The most common method of propagation is done by cuttings, although there is a difference between the different cultivars when applying hormonal treatments to stakes, rooting substrates, environmental conditions, etc. which undoubtedly influences the speed and percentage of rooting.

One of the stimulants of rooting most commonly used is the IBA, but recently recently other types like Hydrogen Peroxide and SEFEL (Ecological Liquid Fertilizer Elaboration System) are being used, whose effect on rooting is obscure. For that reasons it was decided to carry out this test, to check the rooting in *Leucospermum*'s cultivars of 'Soleil', 'Tango' and 'Succession I' using IBA, SEFEL, H₂O₂ and combinations of the three of them.

The propagation was carried out in an umbraculum using apical stakes of *Leucospermum*, 'Soleil', 'Tango' and 'Succession I', with 15 cm of length, as plant material. To stake's bases the aforementioned root stimulants were applied and treated with fungicide's powder. Once the stakes were treated were placed into peat-polystyrene's trays (4:6, v/v). The trays were then set on hot beds with a fixed temperature of 22 ± 2° C, with mist-system. From week 6° to week 22 (end of the study), counts were made every two weeks of the percentage of rooted stakes and the length of the roots, anf finally we made a rooting index.

At the end of the study, the combination of stakes of 'Tango'+ IBA 4000 ppm showed the best stakes percentage with transplantable roots (80.0%), followed by the combination of stakes of 'Soleil'+ IBA 4000 ppm + H₂O₂ (79,7%). Concerning to the length of the roots, significant differences were observed with respect to the variety. There were no relevant differences between the tests. The rooting index showed relevant differences between some tests.

1. INTRODUCCIÓN



Las Proteaceas son una familia de Angiospermas del orden Proteales. Consta de 80 géneros y unas 1700 especies originarias de África del Sur y Australia. Entre los géneros más destacados podemos citar: *Leucospermum*, *Leucadendron* y *Protea*.

Una de las características más importantes es el tallo floral, motivo por el cual esta familia presenta un gran interés ornamental. Un aspecto a destacar que nos ofrecen las proteas es la floración en la época de otoño – invierno, cuando escasean otras flores, además de la larga duración de la flor una vez cortada, lo cual la hace adecuada para la exportación.

Las principales regiones de cultivo se localizan en el Hemisferio Sur: Sudáfrica, Australia, Nueva Zelanda, Zimbabwe; en cuanto al Hemisferio Norte se ubican en Israel, California, Hawaii, Portugal y España (concretamente, en Canarias).

La introducción de estas plantas en Canarias comenzó por Tenerife a mediados de la década de los setenta a través del Jardín Botánico de La Orotava. No obstante no se realizaron las primeras plantaciones en campo hasta el año 1982. En la Isla de La Palma se introdujo el cultivo en 1998 gracias a siete agricultores que lo presentaron como alternativa a los cultivos de medianías abarcando una superficie inicial de 2 Has.

En la Isla de La Palma ha habido más auge que en el resto debido a la unión de agricultores en cooperativas que permitió impulsar su comercialización al exterior (principalmente Holanda), junto al apoyo del Cabildo de la isla que impartió cursos, formó técnicos para dar asesoramiento, subvencionó la compra de plantas, etc. Actualmente cuentan con una superficie de unas 30 Has de las 60 que hay en toda Canarias. El resto se distribuye entre Tenerife con 25 Has y Gran Canaria con 8.

El género *Leucospermum* es el más cultivado en las Islas Canarias. En Tenerife supone el 60% de las hectáreas totales de las proteáceas, en la isla de la Palma supone un 16,5 Ha del total. La propagación de éste se realiza por estacas, existiendo diferencia entre los distintos cultivares a la hora de aplicar tratamientos hormonales a las estacas, sustratos de enraizamiento, etc. que influyen de forma decisiva en la velocidad y porcentaje de enraizamiento. Dentro de este género cabe destacar cultivares como *Lp.* 'Succession I', *Lp.* 'Succession II', *Lp.* 'Tango', *Lp.* 'Soleil', *Lp.* 'High Gold', *Lp.*

‘Sunrise’ y *Lp.* ‘Veldfire’ por su importancia tanto a nivel de producción como a nivel comercial.

Los destinos principales son Holanda, Alemania, Bélgica, Francia, Portugal e incluso Canadá, Estados Unidos y Japón.

El enraizamiento de estacas está muy influenciado por las condiciones medioambientales en las que se realice como son una elevada humedad relativa, una adecuada temperatura del sustrato y del aire, aireación y disponibilidad de agua en el sustrato, renovación de aire y una correcta iluminación, es necesario controlarlas ya que un desajuste podría conducir al fracaso total (Loach, 1988).

Además de optimizar las condiciones medioambientales, el porcentaje de enraizamiento de las estacas se puede aumentar haciendo uso de una serie de técnicas adicionales tanto físicas como químicas. En diferentes estudios se concluye que el *Leucospermum* responde muy bien a la propagación mediante estacas terminales tratadas con 4000 ppm de IBA, en un sustrato de enraizamiento compuesto por turba-poliestireno en la proporción 4:6 (v/v).

No obstante, debido al uso que se está haciendo últimamente con otros reguladores de crecimiento y con sustancias de probada eficacia sobre el enraizamiento de algunas especies leñosas, se empleó además de 4000 ppm de IBA, SEFEL y Peróxido de Hidrógeno.

Las peroxidasas son enzimas que han sido propuestas como marcadores bioquímicos en el estudio de procesos fisiológicos de las plantas vasculares. La actividad de peroxidasa se puede utilizar como un marcador para identificar las sucesivas fases de enraizamiento, así como la temporización de cada uno de estas fases puede determinarse a partir de la observación de los cambios en la actividad enzimática (Moncousin y Gaspar, 1983).

Cada vez se exigen más productos cultivados de forma ecológica, no impactantes con el medio ambiente, incluyendo no solo las plantas de consumo humano sino también otras como pueden ser las del sector de la floricultura. Es por ello, que se ha utilizado en este proyecto las soluciones nutritivas ecológicas elaboradas según la

metodología SEFEL (Acosta, 2013) comparadas con el tratamiento convencional descrito para estos cultivares por Hernández et al. (2014).

Se decidió realizar este estudio para comparar como influían los estimulantes de enraizamiento IBA, SEFEL y H_2O_2 , en tres cultivares de *Leucospermum*: *Lp.* 'Succession I', *Lp.* 'Tango' y *Lp.* 'Soleil'. Para ello nos basamos en dos trabajos anteriores sobre la aplicación de dichos estimulantes de enraizamiento en la propagación para estacas del género *Leucospermum* (Carballo Díaz, C.) y *Proteas* (Soriano Martín, B.).

Por otro lado, comprobar cuál de estos cultivares responde mejor a la propagación y cual presenta mejor sistema radicular en el momento del trasplante.

2. OBJETIVOS



Los objetivos que se pretenden alcanzar en este Trabajo Fin de Grado son los siguientes:

- Influencia del IBA, SEFEL y Peróxido de Hidrógeno en el enraizamiento de los esquejes como tratamientos solos o combinados entre ellos y empleando una mezcla de Turba-Poliestireno (4:6) como medio de enraizamiento.
- Estudiar el comportamiento en el enraizamiento de tres variedades de *Leucospermum*: Lp. `Soleil`, Lp. `Tango` y Lp `Succession I`, bajo las mismas condiciones y en el mismo medio de enraizamiento.

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA





3.1 Taxonomía, ecología y distribución

3.1.1 Familia *Proteaceae*

Según Johnson y Briggs (1975), 76 géneros y unas 1400 especies forman parte de esta familia, a la que dividen en cinco subfamilias: *Proteoideae*, *Persoonioidea*, *Grevilleoideae*, *Sphalmioideae* y *Carnarvonioideae*. Las más importantes desde el punto de vista comercial son *Proteoideae* y *Grevilleoideae*, dentro de las *Proteoideae* los géneros *Leucadendron*, *Leucospermum*, *Protea* y *Serruria*.

Proteaceae A. L. de Juss., Gen. Pl. 78 (1789) (proteae)

La familia *Proteaceae* la constituyen árboles o arbustos, raramente hierbas perennes. Hojas alternas o esparcidas, opuestas o verticiladas, generalmente muy coriáceas, enteras o divididas de diversas formas. Estípulas ausentes. Periantio carolino, tetrámero, valvado, con los tépalos comúnmente doblados o enrollados al abrir.

Tienen cuatro estambres opuestos a los tépalos, normalmente insertos sobre ellos, inusualmente libres. Anteras generalmente con dos lóculos paralelos de apertura longitudinal. Glándulas o escamas hipogíneas o perigíneas, normalmente 4 alternando con los filamentos, libres o unidas de muy diversa forma, a veces ausentes. Ovario súpero, unilocular. Estilo terminal sin dividir. Óvulos 1 o más unidos colateralmente o varios imbricados en las filas contiguas. Fruto en folículo leñoso o coriáceo, más o menos dehiscente. Semillas 1 ó 2, a veces aladas. Embrión recto con cotiledones carnosos y raíz corta Hutchinson (1959).

3.1.2. Género *Leucospermum*

Son arbustos con un sólo tallo o múltiples desde la base, poseen una altura de 1-5 m, o son arbustos postrados, extendidos y con tallos decumbentes, de 1-5 m de diámetro. Hojas alternas laxamente ascendentes o imbricadas, sésiles o pecioladas, de 15-14 cm de longitud, elípticas o lineares, oblongo lanceoladas, ovales, obovadas o espatuladas; enteras o con hasta 17 dientes en el ápice, glabras, pubescentes, con muchas frecuencia recubiertas de un indumento corto de pelos finos, crispados, entremezclados con tricomas erectos, sedosos.

Inflorescencia dispuesta en capítulos axilares, sésiles a pedunculadas, solas o en grupos de hasta 10 por rama florífera, globosa ovoide, deprimidas, de 2-15 cm de diámetro.

Receptáculo involucral cilíndrico, cónico, globoso o aplastado. Brácteas involucrales lineares u ovadas, subescuarrosas, cartilaginosas o membranosas, glabras o pubescentes, pequeñas verdosas incospícuas cuando están frescas. Bracteolas lanosas en la base, pubérulas o glabras apicalmente, que de manera ocasional pueden agrandarse y hacerse leñosas después de la polinización, con un periantio de 1.5-5 cm de longitud, tubular-cilíndrico en botón, recto o adaxialmente curvado, de colores blanco, rosa, amarillo, naranja o escarlata, con tres uñas adaxiales unidas para formar una vaina. La uña adaxial solo está unida en la base a las otras tres. Tubo del periantio de 0.3-1.0 cm de longitud, cilíndrico o angosto en la base e inflado en el ápice. Limbos de los periantios ovados o lanceolados, agudos.

Anteras sésiles o subsésiles, con el conectivo prolongado en una protuberancia apuntada o redondeada. Estilo curvado adaxialmente o recto, de 1-8 cm de longitud, alargándose muy rápido y arqueándose hacia arriba entre las tres uñas fusionadas y la uña libre, pudiendo ser a menudo ahusado subterminalmente. Presenta el polen de forma cilíndrica, clavada, ovoide, cónica u oblicuamente turbinada. La hendidura estigmática es terminal u oblicua.

Ovario de 1-2 mm de diámetro pubérulo, diferenciado de manera escasa desde la base del estilo, locular, con un sólo óvulo, péndulo.

Escamas hipogíneas 4, de 1-3 mm de longitud, lineares a deltoide-subuladas. Fruto en aquenio, ovoide a cilíndricos, de 4-8 mm de longitud, ampliamente emarginados en la base, glabros o diminutamente pubescente Rourke (1972).

3.1.2.1. Distribución y ecología

El género *Leucospermum* incluye 48 especies procedentes del sur de África (Foto 1). Su ubicación se localiza desde las tierras altas de Zimbabwe, a través de la parte oriental de Transavaal Drakensberg hasta Zwaziland a Natal, y desde allí, se distribuye a lo largo y ancho del cinturón costero del Este y Sudeste del Cabo, hasta el

Sudeste de dicha provincia, con ciertas poblaciones apartadas en Naqualand. Sólo hay tres especies (*L. saxosum*, *L. gerrardi*, y *L. lnnovans*) localizadas fuera de los límites del Cabo, mientras que el 92 % de las especies conocidas se encuentran en Port Elizabeth y en la desembocadura del Oliphants River. La mayor parte de las especies se hallan en un cinturón a lo largo de la costa sur del Cabo, entre Stanford y la desembocadura de Breede River, donde aproximadamente se encuentra el 30 % de las especies conocidas. Los rangos geográficos de la mayoría de las especies son pequeños, pudiendo darse el caso de que muchas de ellas se ubiquen en una milla cuadrada. Serán pocas las especies que dispongan de rangos más amplios de distribución. Es por ello que en muchos aspectos, la distribución de *Leucospermum* es paralela a la de muchos géneros típicos del Cabo, como *Phylica*, *Muraltia*, *Cliffortia* y *Ariste*.

Los suelos en que se desarrolla la mayor parte de las especies en el Cabo, son de tipo muy ácido derivados de areniscas procedentes de Table Mountain. Serán pocas las que se desarrollan sobre sustrato silíceo proveniente de la descomposición de cuarcitas lavadas. Fuera de los límites del Cabo, las especies se encontrarán sobre suelos derivados de areniscas y cuarcitas.

Hay varias especies que viven sobre suelos pesados arcillosos, como es el caso de *L. grandifolium*, *L. lineare*. También se da el caso de que vivan sobre arenas estabilizadas parcialmente, de origen terciario o de reciente formación.



Foto 1: Localización geográfica del género *Leucospermum*

3.1.2.2. *Leucospermum cordifolium*

Es un arbusto extendido, redondeado, que puede llegar a medir 2 metros de diámetro y 1.5 m de altura, presentando un tallo principal único con ramas secundarias que se pueden extender horizontalmente, inclinándose hacia el suelo en muchos casos. Las ramas floríferas serán subrectas o extendidas horizontales, con unos 5-8 mm de diámetro, provistas de un corto indumento de pelos finos, crispados tendiendo a glabras (Foto 2). Las hojas son, ovadas o cordadas y enteras a oblongo-obtusas con hasta seis dientes en el ápice de 2-4.5 cm de ancho y de 2-8 cm de largo, pubescentes al principio, y luego glabras, oblongo-obtusas en la parte más baja de las ramas, pasando a ovado-cordadas y enteras debajo de la inflorescencia.

Inflorescencia globosa-deprimida, de 10-12 cm de diámetro, solitarias o en grupos de 2-3, normalmente dispuestas en ángulo recto con las ramas floríferas, pedunculadas, con los pedúnculos de hasta 1.5 cm de longitud. El receptáculo involucral es estrechamente cónico, agudo, de hasta 3-3.5 cm de largo y 8 mm de ancho. Las brácteas involucrales ovado-acuminadas, de 4-5 mm de anchura y 8 mm de longitud, cercanamente adpreso-imbricadas cartilagosas, finamente tomentosas. Bracteolas obtuso-acuminadas, cóncavas, con el ápice incurvado, de 7 mm de ancho y 8-10 mm de largo, cartilagosas, gruesamente lanosas basalmente. Periantio de 3-3.5 de largo, de color amarillo, naranja o escarlata. Tubo del perianto de 8-10 mm de longitud, cilíndrico, glabro. Las tres uñas adaxiales unidas en una vaina sigmoidalmente curvada, glabra, pero hispida en los márgenes de las dos uñas laterales, fuertemente enrollada subterminalmente en dirección adaxial. La uña adaxial esparcidamente pulverulenta. Limbos del periantio ovado-agudos, de 3 mm de longitud y 2 mm de ancho, hispídos. Anteras subsésiles, obovadas. Filamentos de 1 mm de largo, con dos protuberancias carnosas en la base. Estilo de 4.5-6 cm de longitud, situado horizontalmente, pero curvado oblicuamente turbinado, con el ápice truncado que lleva una hendidura estigmática en posición oblicua. Escamas hipogíneas subuladas, de 2 mm de largo Rourke (1972).



Foto 2: *Leucospermum cordifolium*

3.1.2.2.1. Distribución y ecología

La población de *Leucospermum cordifolium* situada más al norte se puede observar en Aries Kraal, en las estribaciones Sudorientales de Kogelberg. Desde aquí se expande hacia el Sur, a través de Bot River, Onrus, Shaws's Pass, Caledon y Standford hasta Napier, Bredasdorp y Elim. La concentración más al sur está en el borde meridional de Soetanyberg, localizándose todas estas zonas en la República de Sudáfrica.

Los grupos que aparecen son densos, de hasta 100 ejemplares, o también, formando grupos donde los individuos aparecen algo más esparcidos. La especie sólo se desarrollará en suelos ácidos, derivados de las areniscas de Table Mountain, en terrenos montañosos, abiertos, a altitudes entre 30 y 450 m.

La floración va desde final del invierno hasta el verano. A pesar de que el color del periantio y el estilo podrán variar de amarillo a escarlata, el naranja vivo será el más frecuente.

3.1.2.3. *Leucospermum lineare*

Arbusto erecto o extendido, que puede llegar a medir hasta 2 metros de alto, y 3-4 m de ancho si es extendido. Las ramas floríferas son erectas, extendiéndose horizontalmente, glabras de 2 a 5 mm de diámetro. Las hojas son lineares, planas o canalizadas, con una envoltura marginal de 4 a 10 cm de longitud, 2 a 7 cm de ancho, carentes de vellosidad. Extremo entero o con 2 -3 dientes.

Inflorescencia globosa deprimida, de 6 a 9 cm de diámetro (Foto 3). Normalmente solitarias pero ocasionalmente en grupos de dos o tres. Pedunculadas de 1 a 4 cm de longitud. Receptáculo involucral estrechamente cónico en el extremo, con 2 o 3 cm de longitud, y 3 a 5 mm de ancho. Las brácteas involucrales son ovadas hacia el extremo, de 1.5 cm de longitud, y 1 cm de ancho, imbricadas cartilaginosas, tomentosas en su superficie. Bracteolas ovadas en el extremo de 1 cm de longitud, 5 a 6 mm de ancho, cartilaginosas, gruesamente lanosa en su base. Periantio de 3 cm de largo de color amarillo pálido a naranja. El tubo del periantio tiene 7 -8 mm de largo, delgado y glabro. Uñas de los periantios unidos subterminalmente. Limbos del periantio lanceolados, de 3 mm de longitud, hispídos. Anteras subsésiles. Estilo de 5 a 5,5 cm de longitud, situado horizontalmente, pero oblicuamente turbinado. Presentadores del polen hacia el extremo, de 1,5 mm de longitud. Ranura estigmática terminalmente oblicua. Dimensión hipogínea lineal 2 mm de longitud.



Foto 3: *Leucospermum lineare*

3.1.2.3.1. Distribución y ecología

El rango de distribución del *Leucospermum lineare* se extiende desde Bain's Kloof en el norte, hacia el sur de Paarl, Klein Drakenstein, las montañas French Hoek, y a Jonkershoek. Dos formas son muy conocidas, unas de las cuales se extiende horizontalmente con estilos y periantios dorados, siendo lo más generalizado. En Assegaaibos Kloof, French Hoek, habita una de las formas más erectas que existe, con un profundo color naranja en el estilo y el periantio.

La agrupación de *L. lineare* se da en las montañas del país entre los 1000 y 3000 pies por encima del nivel del mar, donde el viento y la lluvia son de 30-50 mm según los datos existentes. En particular es notable el efecto que produce en estas especies los particulares suelos derivados de la meteorización de la capa granítica. Se producirán arcillas de la rotura y caída de estos materiales. Por ello hay pocos lugares donde habita el *L. lineare* en Table Mountain Sandstone, siendo estos generalmente debajo de los depósitos de roca granítica meteorizada. La floración será irregularmente desde Enero a Julio pero puede dirigirse desde Marzo a Abril.

3.1.2.4. *Leucospermum glabrum*

Arbusto erecto, redondeado, de hasta 2.5 metros de altura, con tallo único que parte desde la base, de unos 10 cm de diámetro y corteza de color rojizo-marrón. Presenta tallos florales erectos, leñosos y con un diámetro de 5 a 10 cm, siendo piloso al principio para luego pasar más tarde a ser glabro. Hojas ligeramente ascendentes, subsésiles, de ovadas a muy ovadas, acuminadas en la base y de 8 a 12 cm de longitud por 3 a 5 cm de ancho; glabras, presentando de 7 a 14 dientes en los bordes floral es y de un color verde intenso en estado silvestre.

Inflorescencias ovoides (Foto 4), de 7 a 9 cm de diámetro, subsésiles y generalmente solitarias aunque en ocasiones se pueden presentar formando grupos de 2 o 3 flores. Receptáculo involucral cónico, de unos 4.5 cm de largo por 1.3 cm de ancho, con ápice curvado en la punta; tormentosas, cartilaginosas e imbricadas fuertemente. Bracteolas con ápice acuminado-caudal, de 1.5 cm de largo por 1 cm de ancho, fuertemente curvado; con bordes ciliados y presentando a su vez una superficie adaxial, rizada de color carmín intenso en estado silvestre.

Periantio de color carmesí intenso y de unos 3.5 cm de longitud, siendo las “cintas” ligeramente vellosas y del mismo color. El tubo polínico es glabro y mide unos 10 mm de largo. Los limbos del periantio son agudos y ligeramente estrechos, vellosos y muchos de ellos (los adaxiales) presentan poco vello. Los estilos son de 5 a 6 cm de longitud, robustos (2-3 mm de diámetro) y ligeramente arqueados.

El presentador de polen es cónico, agudo y de 6 mm de longitud por 3 mm de ancho; mientras que los estigmas presentan estrías en su parte más externa. El ovario es hipogino, de 1.5 mm de longitud y de un color crema-marfil.



Foto 4: *Leucospermum glabrum*

3.1.2.4.1. Distribución y ecología

Las poblaciones de *Lp. glabrum*, se distribuyen irregularmente por las colinas a lo largo del Sureste de las montañas de Outeniqua desde Cradockberg pasando por George y luego pasando hacia el este por la bahía de Plettenberg hasta el área del Príncipe Alfred. Las especies aparecen en zonas resguardadas del frío, en las caras sur de las colinas, desde los 150 hasta los 500 m. La precipitación anual es de unos 30 a 40 mm en estas zonas pero distribuidos más o menos uniformes a lo largo de todo el año.

El *Lp. glabrum*, para obtener un buen desarrollo, crece en suelos húmedos y turbosos del Fynbos. Generalmente en este tipo de fynbos viven asociados otro tipo de especies como: *Berzelia sp*, *Leucadendron spp*, *Erica spp* y *Laurophyllus capensis*. Siendo la época de floración en estas regiones desde Febrero hasta Abril.

3.1.2.5. *Leucospermum* 'Succession I'

Es un híbrido creado a partir de *Leucospermum lineare* x *Leucospermum cordifolium*. Este cultivar posee una altura que oscila entre los 1.2 y 1.8m de altura. El diámetro de la flor es de aproximadamente unos 100mm, con un color rosa-anaranjado brillante, que contrasta con el verde del follaje (Foto 5). Sus hojas son lineares, planas y de una longitud media de hasta 5cm. Sus ramas son floríferas, de porte erecto con un

diámetro de 2 a 5cm. Normalmente estas ramas se encuentran solitarias, aunque es posible hallarlas en grupos de dos o tres. El receptáculo involucral es estrechamente cónico en el extremo. Posee un estilo de una longitud que oscila entre los 4.5 y 6cm de longitud. Sus presentadores de polen se encuentran hacia el extremo, con una longitud de unos 1.5 cm Guillot Martínez, F. (2006); Gómez Hernández, L. (2009).

La floración tiene lugar en invierno-primavera, aunque en Canarias comienza a florecer a final del otoño Rodríguez Pérez (2007, 2017).



Foto 5: *Leucospermum* 'succession I'

3.1.2.6. *Leucospermum* 'Soleil' o 'Gold Rigoletto'

Es un híbrido obtenido del cruce de *Leucospermum glabrum* x *Leucospermum cordifolium*. Arbusto erecto de forma redondeada (Foto 6). Sus hojas son sésiles, de color verde oscuro, con la base en forma de cuña y con varios dientes en el ápice. Son pubescentes al principio y luego glabras, alcanzando una longitud de 6-7 cm y una anchura de 2-3 cm.

Los estilos de las cabezas florales son de color amarillo (foto 6), con tonalidades rojizas en la base. Las uñas del perianto son de color amarillo, con su parte abaxial de color anaranjado-rojizo. El conjunto global del capítulo es de color amarillo con

tonalidades rojas. La mesa del flósculo inmadura es de color amarillo. En Canarias la recolección puede ir desde finales de invierno hasta principios de verano.



Foto 6: *Leucospermum* 'Soleil'

3.1.2.7. *Leucospermum* 'Tango'

Es un híbrido obtenido del cruce de *Leucospermum lineare* x *Leucospermum glabrum*. Arbusto erecto redondeado, con tallo único que parte desde la base, corteza rojizo-marrón. Las ramas floríferas tienden a curvarse y ramificarse cerca de la flor. Hojas ligeramente ascendentes, sésiles, acuminadas en la base y en la parte apical, lineares, planas o acanaladas, presentando en la zona apical de 3 a 7 dientes. Color verde claro y pubescente cuando son jóvenes, pasando a verde oscuro y glabras una vez adultas. De 10-12cm de longitud por un centímetro de ancho.

Inflorescencias ovoides (foto 7), de 10 a 11 cm de diámetro, subsésiles y habitualmente solitarias, aunque en ocasiones aparecen formando grupos de dos a tres flores, de color roja a naranja intenso. En canarias florece a finales de noviembre o principio de principios de diciembre.



Foto 7: *Leucospermum* 'Tango'



3.2 Propagación vegetativa

Este sistema de propagación consiste en utilizar hojas, tallos, raíces, etc. en general partes vegetativas de la planta madre, a partir de la cual se van a obtener nuevas plantas con las mismas características genéticas que la planta original.

Para el método de propagación se desarrollan diversas técnicas que se citan a continuación de manera general: estaquillado, acodo, injertos, etc. Las estacas de tallo y los acodos serán capaces de formar raíces adventicias, las estacas de raíz podrán regenerar un nuevo sistema de brote, mientras que los esquejes de hojas pueden regenerar tanto raíces y también nuevos tallos. Hartman y Kester (1981).

Es muy ventajoso este sistema de propagación sobre todo a nivel comercial ya que permite obtener nuevas plantas en un corto periodo de tiempo y dichas plantas con características genéticas idénticas a la planta madre, con respecto a la propagación sexual.

Para la propagación según Vogts (1982) y Hartman y Kester (1981), será necesario la utilización la propagación asexual en los siguientes casos:

- Para evitar períodos juveniles prolongados, de modo que las plantas florecen mucho antes que cuando se desarrollan a partir de semilla.
- Por razones económicas debido a que la propagación por semilla de ciertas especies es difícil y poco remunerador.
- Especies extrañas o especies en peligro de extinción, donde la fuente de obtención de la semilla pueda ser tan pequeña, que sea necesario utilizar otras técnicas de propagación.
- En todos los cultivares e híbridos, incluso si producen semillas viables, ya que pueden dar lugar a características no deseables.

3.2.1. Propagación por estacas

Es una de las técnicas de propagación que más amplia repercusión tiene en la horticultura ornamental, tanto de plantas perennes como caducas, que consiste en separar un fragmento de una planta madre (tallo, raíz, hoja u órgano especializado) y colocarlo en unas condiciones favorables que impliquen la regeneración de una planta completa Martínez y Águila (1989).

Este método tiene muchas ventajas ya que a partir de pocas plantas madres se pueden obtener una gran cantidad de plantas nuevas, es un método rápido, sencillo y económico y que además se consigue una gran uniformidad. Se reproducen fielmente las características del material de partida, no existiendo cambios genéticos Hartman y Kester (1981).

3.2.1.1 Tipos de estacas

Se clasificarán en función a la parte de la planta de donde provienen.

3.2.1.1.1. Estacas de tallo

Es el tipo de propagación más utilizado en proteas. Según Martínez y Águila (1989), Hartman y Kester (1981), se puede dividir en cuatro grupos de acuerdo con la naturaleza de la madera que se use.

- Estacas de madera dura de especies caducas:

Las estacas se obtienen de la planta madre cuando se encuentran en el periodo de reposo por lo que están desprovistas de hojas. En general, se utiliza la madera del año anterior, en ocasiones y según la cantidad del material vegetal de partida se puede utilizar de más edad, lo importante es que tengan un buen almacenamiento, además se debe tener en cuenta no escoger ramas con entrenudos muy largos y los fragmentos que se utilicen deben de llevar como mínimo dos nudos, para cubrir las necesidades

energéticas y materiales durante el enraizamiento.

- Estacas de madera dura de especies perennes:

Se emplean en especies como las coníferas, en este caso se utilizan estacas de menos de un año de edad, aunque en algunas ocasiones se recurra a material más viejo, las estacas se recolectan a finales de otoño invierno. En estos casos el lesionado puede dar buenos resultados Martínez y Águila (1989)

- Estacas de madera semidura:

Se obtienen de especies leñosas perennes o caducas. Se toman en verano de ramas nuevas, después de que haya habido un periodo de crecimiento y la madera este parcialmente madura, en este caso las ramas deben de medir entre 7 y 15 cm de longitud, conservando unas pocas hojas en la parte superior. Este tipo de estacas es la más utilizada en propagación vegetativa de proteas.

- Estacas de madera blanda:

Son las que se toman de plantas leñosas caducas o perennes a partir de las ramas procedentes del crecimiento de primavera. Enraízan con cierta facilidad y rapidez aunque requieren de muchos cuidados. No se deben eliminar las hojas completamente.

- Estacas de madera herbácea:

Son estacas procedentes de plantas herbáceas y suculentas, suelen ir provistas de hojas, aunque a veces se obtienen por troceado y defoliación de los tallos. Normalmente se podrán enraizar durante todo el año. No son nada utilizada en la propagación de proteas.

3.2.1.1.2. Estacas de raíz

Para obtener los mejores resultados se han de tomar secciones de raíz de plantas madres jóvenes a finales de invierno o principios de primavera, cuando las raíces están

bien provistas de nutrientes almacenados, pero antes de que se inicie el nuevo crecimiento Hartman y Kester (1981).

3.2.1.1.3. Estacas de hoja

Se utilizará el limbo de la hoja o el del peciolo para obtener nuevas plantas. El número de plantas que se pueden multiplicar de esta forma es reducido y limitado, ya que el éxito de la técnica está en función de diversos factores ambientales, así como de la madurez de la hoja, Mac Millan (1990).

3.2.1.1.4. Estacas de hoja y yema

Hartman y Kester (1981). Este tipo de material se compone de una hoja, una yema en la axila foliar y una pequeña porción de tallo. La hoja será la que aporte los nutrientes para el sustento de la estaca y para los necesarios procesos regenerativos, la yema es el núcleo del nuevo sistema caulinar, y en la porción del tallo se producirán las raíces Mac Millan (1990). Este tipo de estacas se debe hacer solamente en material que tenga yemas bien desarrolladas y hojas sanas y en crecimiento activo. Las estacas de hoja con yema se han utilizado para propagar algunas proteas como son: *Telopea speciosissima* x *T. mongaensis*, *L. 'Safari Sunset'*, *Leucospermum patersonii* y *Protea obtusifolia*, Rodríguez Pérez (1989).

Las ventajas son:

- Se puede obtener un número elevado de plantas a partir de poco material vegetal.
- Las estacas de hoja con yema ocupan menos que las estacas de tallo, en las camas de propagación.

Los inconvenientes son:

- El proceso es más lento que con las estacas de tallo.

- Las plántulas obtenidas son más débiles y requerirán de más atención y cuidados.

3.2.1.2. Selección de las estacas

Será conveniente tener en cuenta las condiciones fisiológicas en que se encuentren las plantas madres, siendo interesante que se encuentren libres de enfermedades o patógenos, así como en unas condiciones nutricionales adecuadas, ya que esto condicionará el porcentaje de enraizamiento, como el desarrollo de raíces y tallos de las estaquillas. Se aconseja recoger las estaquillas por la mañana temprano, de modo que el material vegetal esté turgente, debido que una carencia de agua implicará una reducción del enraizamiento. La nutrición también ejercerá una gran influencia en el desarrollo de raíces y tallos de las estacas. Este efecto se verá asociado con las relaciones existentes de carbohidratos/nitrógeno, de manera que el contenido de carbohidratos en la estaca influirá en la iniciación radicular. Una baja concentración de carbohidratos dará como resultado estacas suaves y flexibles, sin embargo, una concentración alta, hará que las estacas sean firmes y rígidas, quebrando cuando se doblan. La firmeza se puede confundir con la maduración de los tejidos, debido al engrosamiento y lignificación de las paredes celulares Hartman y Kester (1981).

La presencia de hojas en los esquejes parece que también juega un papel importante en el desarrollo de las raíces ya que ésta aumenta el enraizado.

Según Hartman y Kester (1981) las hojas producen un cofactor de enraizamiento que es responsable del aumento del enraizado en los esquejes.

La época de recolección de las estacas también será importante. Aunque en algunas plantas la recolección de las estacas puede llevarse a cabo en cualquier época del año, será lógico que existan periodos más apropiados que otros Hartmann y Kester (1981).

Malan (1992), estudió la propagación vegetativa de proteas, e indicó que varios factores indirectos, como es la madurez fisiológica de la planta madre, pueden

contribuir a un menor enraizamiento de las estacas. Una propagación sucesiva de plantas madres, dará como resultado una madurez continuada de la madera que posteriormente se utiliza como material para estaca.

Dependiendo del lugar de la rama donde se tome la estaca, hay una variación en la producción de raíces. No se pueden establecer unas reglas fijas para seleccionar el tipo de material a usar, ya que esto depende de las especies o cultivares. En proteas, varios autores han estudiado este tema:

Según Meynhardt (1974), el mejor tipo de estacas son los brotes jóvenes desarrollados poco después de la floración. Sin embargo, las estacas no se deberían tomar de brotes muy jóvenes y blandos, sino a partir de brotes algo leñosos, normalmente recolectados alrededor de seis semanas después de la floración.

Jacobs y Steenkamp (1975), indicaron que las estacas de madera semidura preparadas a partir de material de la estación de crecimiento en curso dan resultados satisfactorios, pero sería más aconsejable para las especies más difíciles de enraizar, utilizar estacas de madera algo más blanda. Las mejores estacas se obtienen de aquellos brotes que han completado un flujo de crecimiento y la rama tiene tal firmeza que se rompe al doblarla.

Jacobs y Steenkamp (1976), utilizaron para la preparación de estacas de *Leucospermum* y algunos híbridos, brotes de la estación de crecimiento en curso.

Vogts (1982), sugirió que donde sea posible, es mejor tomar brotes terminales o brotes laterales con un desarrollo vertical, que aquellos brotes que tengan un desarrollo horizontal, ya que los primeros formarán una planta vertical sin ramas extendidas sobre el suelo.

Para Jacobs y Steenkamp (1975), la época del año en que están disponibles los brotes adecuados para la preparación de estacas, dependerá de la especie, y en menor grado, de las condiciones climáticas. Especies como *Leucospermum cordifolium*, *L. lineare*, *L. totum* y sus híbridos, crecen activamente en primavera y verano, pero su crecimiento se detiene hacia el final del verano (Febrero-Marzo, en el hemisferio Norte

Agosto-Septiembre), el material posee entonces las condiciones adecuadas para la preparación de las estacas. También se ha obtenido buenos resultados con estacas tomadas más tarde hasta el mes de Mayo, (en el Hemisferio Norte en Noviembre). La mayoría de las especies del género *Protea* dan más de un flujo en una estación de crecimiento, pudiendo preparar las estacas a partir de cualquiera de estos flujos. El periodo comprendido entre Febrero y Mayo (Agosto a Noviembre en el hemisferio Norte), es generalmente, el más adecuado para la obtención de estacas, aunque también se pueden conseguir en otras épocas del año, dependiendo de las especies.

Jacobs y Steenkamp (1976), utilizaron brotes para la preparación de estacas de *Leucospermum cordifolium*. Esta especie forma yemas conspicuas durante el invierno desarrollándose éstas en primavera, los correspondientes brotes continúan creciendo hasta febrero (Agosto en el Hemisferio Norte). Aunque hay bastante variación del momento en que los brotes detienen su crecimiento de forma individual, hay suficiente material vegetativo disponible desde Enero (Julio en el Hemisferio Norte).

Según Jacobs (1983), la mejor época para tomar las estacas depende de dos factores: la madurez que tenga la madera hacia el final del ciclo vegetativo, y el tiempo que necesiten las estacas para enraizar. El ciclo vegetativo de todas las *Proteas* está comprendido en el periodo que va desde Noviembre y final de Abril (Mayo y final de Octubre en el Hemisferio Norte). Observó que especies como *Protea neriifolia*, *P. grandiceps* y *P. magnifica* tienen un enraizamiento lento, y es recomendable coger las estacas entre Noviembre y Diciembre, (Mayo y Junio en el Hemisferio Norte). Otras como *P. repens*, *P. cynaroides*, *P. effusa*, *P. compacta* y *P. eximia*, enraízan más rápidamente y se pueden tomar las estacas en Enero y Febrero, (Junio y Julio en el Hemisferio Norte). En especies de *Leucospermum* y *Leucadendron*, las cuales tienen un ciclo vegetativo tardío y un periodo de enraizamiento de dos meses o dos meses y medio, las estacas se deben tomar en Marzo y Abril, (Septiembre y Octubre en el Hemisferio Norte).

3.2.1.3. Obtención y preparación del material a propagar

El corte para separar el material vegetal, de la planta madre, deberá ser recto, ayudado por una navaja u otro instrumento. El corte basal debe ser limpio y localizado justo por debajo de un nudo. Por lo general, las estacas deben tener dos nudos como mínimo, excepto en las estacas de hoja con yema, y una longitud variable en relación a la de los entrenudos que la forman, oscilando entre 5 y 70 cm. Martínez y Águila (1989).

En la mayoría de los casos se extraen algunas hojas de la parte basal del esqueje para evitar así la pudrición debido al contacto con el sustrato húmedo. En algunas ocasiones estas hojas son suprimidas para reducir la transpiración, y también para aumentar las densidades de plantación. En todo caso debe evitarse que se realicen en exceso puesto que se elimina la actividad fotosintética. Martínez y Águila. (1989).

Muchos autores dan su opinión en cuanto a la obtención y preparación de las estacas:

Jacobs y Steenkamp (1975), sugirieron que la longitud de la estaca debe estar comprendida entre 10 y 20 cm., ya que si son de mayor longitud, no sólo enraízan con más dificultad sino que su supervivencia es menor después del trasplante. Se eliminarán las hojas de la parte basal hasta la mitad o los dos tercios de la longitud de la estaca. En ciertas especies como *Leucospermum lineare*, las hojas se pueden quitar a mano, pero en otras como *L. cordifolium*, se deben de cortar, ya que si no se podría dañar la corteza.

Según Meynhardt (1974), las estacas deben prepararse y colocarse en las camas de propagación tan pronto como sea posible después de la recolección. Sin embargo, si esto no pudiese ser, se podría almacenar dentro de bolsas de plástico en un lugar frío.

Harré (1988), recomienda la recolección de estacas de *Leucospermum*, justo después de la mitad del verano. Según éste autor la longitud de las estacas de *Leucospermum* debe estar comprendida entre los 10 y 12.5 cm. las mayorías de las estacas de este género, presentan una concentración muy pequeña de nudos de hojas en la base de los tallos. Es en dicha área donde tendrá lugar la mayor actividad de enraizamiento, debiendo ser seleccionadas las estacas de manera que en esta zona se

formen los primeros 2 cm. de la base de las mismas. Esto dará un mejor enraizamiento que si las estacas provienen de zonas más altas del tallo donde el material usado no es tan maduro. Las hojas en la base de la estaca se deben reducir lo máximo posible, dejando de cinco a siete hojas. Siendo muy importante que las hojas no estén en contacto con el medio de enraizamiento.

Malan (1988), recomienda que la recolección de las estacas se haga a primera hora de la mañana, y se guarden en frío hasta que se preparen y se coloquen en el sustrato. Recomienda una buena desinfección mojando las estacas, cuando llegan de la plantación. Debiendo cortarse cada hoja de forma individual con unas tijeras, ya que si se arrancan pueden causar profundas heridas en la corteza de las estacas.

3.2.2. Condiciones ambientales que afectan al enraizamiento de las estacas

3.2.2.1. Condiciones ambientales

El éxito del enraizado de las estacas va a depender de las condiciones del medioambiente donde se lleve a cabo la multiplicación, sin dicho control y sin los distintos tratamientos químicos y físicos, el enraizado puede ser un completo fracaso.

Los factores ambientales que van a influir en el enraizado son:

- Humedad relativa de la atmosfera.
- Correcta iluminación.
- Temperatura del sustrato y del aire.
- Disponibilidad de aire y agua en el sustrato.

3.2.2.1.1. Humedad relativa

Debido a que los esquejes de tallo no tienen raíces, las condiciones de humedad relativa y disponibilidad de agua deben ser máximas, ya que de no ser así, se produciría un desecamiento, de modo que no se formarían raíces. Esto será un aspecto importante

en los esquejes con hojas, sobre todo los herbáceos y semileñosos. Para que no se produzca la desecación se pueden utilizar una aspersión intermitente “nebulización” o “mist-system”. De este modo se consigue que el esqueje este cubierto permanentemente de una delgada capa que anula o disminuye radicalmente la transpiración, y que el ambiente se mantenga a humedades relativas entre el 99% y 95%. Evitará también el aumento de la temperatura de las hojas y del aire, con el aumento consecuente de fotosíntesis y disminución de la respiración Martínez y Águila (1989).

Los sistemas de nebulizadores utilizados normalmente consiguen proyectar el agua a una presión elevada (de 6 a 12 atmósferas) que sale por un estrecho orificio. Estos nebulizadores se suelen colocar a un metro sobre las estacas. La nube formada cae lentamente sobre los esquejes formando una delgada capa de agua.

Hay dos formas de nebulización que son, continua y discontinua. Se ha comprobado que la nebulización continua presenta grandes desventajas frente a la discontinua, las cuales se enumeran a continuación:

- Mayor gasto de agua.
- Enfriamiento excesivo del sustrato.
- Riesgo de asfixia radicular.

La cantidad de agua a aplicar además depende de otros factores como son genotipo de la planta, humedad del aire y temperatura. Estos factores van a determinar el sistema de nebulización, es decir, un sistema simple regando poco tiempo al día, o un sistema más complejo con un control de las intermitencias. La nebulización no debe realizarse por la noche.

Las instalaciones de multiplicación con nebulización deben poseer un excelente drenaje, que permita que el agua circule rápidamente y no rellene los poros de aire que existen en el sustrato. De no ser así se puede producir asfixia de las nuevas raíces o de la base de la estaca con fatales consecuencias en la multiplicación. Es importante que el agua utilizada esté libre de patógenos Hartman y Kester (1981).

Debido a que las estacas de numerosas especies de proteas tienen cierta

dificultad en enraizar, resultará adecuada la instalación de sistemas de nebulización Jacobs (1983), ya que la niebla que se condensa y evapora, suministra humedad y refresca la atmósfera disminuyendo así las pérdidas por transpiración. Dichos sistemas deben funcionar a plena luz del día, desconectándose por la noche o en días muy oscuros puesto que el exceso de humedad es malo para las proteas Vogts (1982).

Parvin (1982), propagó por estacas especies de *Leucadendron* y *Leucospermum* en mesas de enraizamiento o con un sistema de nebulización que funcionaba durante 2.5 seg cada 5 min a lo largo de las horas de luz diurna. En Enserlburg, funciona durante 1-5 min cada hora durante el día Rodríguez Pérez et al. (1993).

Harré (1988), recomienda la utilización de sistemas de nebulización cada 30-40 minutos, en las estacas del género *Leucospermum*.

3.2.2.1.2. Luz

Este factor ambiental va a influir en el enraizado de las estacas. Con un cierto grado de temperatura, la luz sana el medio de vida de la planta, ya que un medio húmedo y oscuro favorece el desarrollo de numerosas enfermedades criptogámicas.

La intensidad de luz va a influenciar en la tasa de fotosíntesis. Un aumento de esta tasa implicara un aumento en el aporte de las sustancias orgánicas que se consumen para la formación y crecimiento de las raíces. Además suministrada en la cantidad suficiente y en buenas condiciones de humedad ambiente, activa la vegetación al favorecer la función clorofílica Martínez y Águila (1989).

En cantidad suficiente y buenas condiciones de humedad ambiental, se activa la vegetación al favorecer la función clorofílica.

Una insolación demasiado intensa es perjudicial para la vegetación por producir desecación, quemaduras o destrucción demasiado rápida de las auxinas de la planta Van Den Heede (1981).

La iluminación artificial puede remediar la falta de insolación, pero sin embargo,

este tipo de luz debe emplearse con precaución, puesto que influye tanto en la cantidad total como por su intensidad, periodicidad y calidad.

La iluminación artificial puede ser muy útil en la propagación vegetativa, sobre todo si es aplicada en plantas madres en las que se pueda adelantar así la vegetación de éstas, y como consecuencia hacer posible la obtención de estacas sanas y vigorosas en una época adecuada y favorecer el posterior enraizamiento de los mismos, Van Den Heede (1981).

3.2.2.1.3. Temperatura

La temperatura es un factor decisivo en la formación de las raíces ya que el nacimiento de éstas va a depender de procesos químicos y se sabe que un aumento de la temperatura, implica un aumento en la velocidad de las reacciones químicas, y por lo tanto una mayor velocidad en la formación de las raíces. No obstante, si el esqueje se mantiene caliente, el ápice vegetativo se desarrollará también, y los nutrientes no se utilizarán de manera prioritaria para la formación de las raíces, de modo que puede que las reservas lleguen a agotarse antes de que el individuo sea autosuficiente.

La estaquilla necesitará dos temperaturas: un medio aéreo fresco, para mantener un crecimiento apical mínimo, limitándose la transpiración y el gasto respiratorio aéreo, y una temperatura cálida en la base, para estimular la producción de raíces, al favorecer el transporte de materiales nutritivos orgánicos a la base de la estaca Mac Millan (1990).

Debido a las características del tallo y a su tendencia a deshidratarse la temperatura óptima va a variar. La temperatura idónea para la mayor parte de los esquejes es de 18 a 20° C, y para la formación y crecimiento de las raíces, la temperatura del sustrato se deberá mantener en un rango de 20 a 23° C, llegando en algunos casos a alcanzar 25° Martínez y Águila (1989).

Para crear un gradiente de temperatura entre la base y la parte aérea de las estacas, las camas de propagación estarán provistas de algún sistema generador de calor.

La temperatura requerida debe ser constante, de modo que deberá autorregularse, siendo necesaria para ello la presencia de un termostato que se ha de introducir en una de las bandejas hasta el nivel de la base de las estaquillas. El funcionamiento de estos aparatos debe revisarse continuamente, sobre todo al principio, ya que un aumento súbito de temperatura puede ocasionar la muerte de la estaca.

El enraizamiento de estacas de *Leucospermum* utilizando camas de enraizamiento con calor de fondo y sin calor, con unas temperaturas de 23 0.8° C y 12.7 2° C respectivamente ha mostrado lo necesario que es conocer las necesidades térmicas de los cultivares de *Leucospermum*, cuando se trate de propagar en instalaciones sin calor de fondo Brits (1986).

3.2.2.1.4. Aireación

Según Moffatt y Turnbull (1993), el mantenimiento de humedades relativas elevadas requiere un alto grado de estanqueidad pudiendo provocar deficiencias en el intercambio de gases, por lo que será necesario una buena ventilación. El aire debe entrar y salir del invernadero sin formar corrientes de aire fuertes que puedan influir en la formación de la neblina.

Meynhardt (1974), recomienda la protección de las camas de propagación contra el viento, mediante algún tipo de malla metálica o de plástico.

3.2.2.2. Medidas sanitarias

Las estacas que se van a propagar permanecerán sanas y vigorosas durante el tiempo que permanezcan en las instalaciones de propagación, si se lleva a cabo un buen control sanitario. Con este control evitamos muchas de las enfermedades que se pueden dar durante la fase de propagación, podemos evitar hongos parasitarios, bacterias, etc.

El control debe comenzar en el mismo momento de la elección del material de propagación, ya que sólo se deberá usar aquellas plantas madres que estén libres de

enfermedades e insectos, además es conveniente tomar el material para estacas de la parte superior, ya que cerca del suelo es posible que este contaminado con organismos patógenos del mismo Hartman y Kester (1981). Por este motivo se deben establecer rigurosos programas de control que consisten en tratamientos periódicos contra plagas y enfermedades, así como realizar un programa adecuado de podas Rumbal (1977).

Es muy común en proteas podredumbre en las bases de las estacas, esto es consecuencia de agentes tan comunes como *Phytium*, *Rhizoctonia*, *Phytophthora* y *Botrytis* en el caso de podredumbre generalizada por toda la estaca. Lo que hace imprescindible realizar medidas de control sanitario Vogts (1982).

Habrá que mantener libre de cualquier tipo de patógeno el invernadero, mesas de trabajo, camas de enraizamiento, etc., en general, el espacio que va a utilizar como lugar de propagación Rumbal (1977). Se deberá desinfectar todo el equipo y utensilios utilizados en la preparación de las estacas usando una solución de formaldehído Vogts (1982).

Una vez que se han obtenido las estacas, será conveniente sumergir el material en una preparación de fungicida. En caso de utilizar ácido indolbutírico (IBA) como hormona de enraizamiento, y si se utiliza en tratamiento de inmersión concentrada, se dejará secar las bases de las estacas, pasando éstas por un polvo fungicida, captan al 25 %, antes de colocarlas en el medio de enraizamiento (Hartman et al., 1981).

Bethancourt Díaz et al. (2001), obtuvieron resultados satisfactorios con el uso de benomilo 50% (benomyl) o carbendazima (carbendazin) al 50%. Con unas dosis mínimas de 50 g/Hl, controlaron los siguientes patógenos bajo las condiciones de laboratorio: *Botrytis cinerea*, *Fusarium nivale*, *Fusarium oxysporum*, y *Fusarium solani*. La combinación de Cimoxalino 4,85% + Metiram 64% a una dosis mínima de 25 g/Hl controló a *Ulocladium consortiale*, *Alternaria alternata*, *Drechslera dematoidea* y *Drechslera ravenelii*. La *Botrytis cinerea* se controló con la combinación de Fenbuconazol 70% (50 g/Hl), o Tebuconazol 10% + Diciofluanida 40% (250 g/Hl). El *Cladosporium oxysporum* se controló por Metiltiofanato 70% (100 g/Hl). *Drechslera dematoidea* se controló con mancozeb 75% a la dosis de 400 g/Hl.

3.2.3. Medio de enraizamiento

El medio de enraizamiento deberá cumplir entre otras cosas con:

- ❖ Servir de soporte mecánico a los propágulos.
- ❖ Mantener de forma óptima la humedad y aireación.
- ❖ Debe mantener condiciones estériles en el tiempo.
- ❖ Debe ser poroso de manera que asegure un drenaje adecuado Martínez y Águila (1989).

Un buen sustrato debe permitir que a tensiones muy bajas de agua, alta humedad del mismo, exista un elevado porcentaje de aire con fácil circulación entre los poros. En muchas plantas estos condicionantes son claves para la formación adecuada de las raíces.

Los sustratos para el enraizamiento de los esquejes deben ser mezclas de elementos como turba, arena, perlita, poliestireno, etc., en una relación variable dependiendo de la especie a propagar. Como ejemplo tenemos:

Meynhardt (1974), utilizó un medio de enraizamiento constituido por una mezcla a partes iguales de arena gruesa y turba, o arena y granos de poliestireno.

Jacobs y Steenkamp (1975), utilizaron una mezcla de granos de poliestireno y turba, en una proporción de 1 a 1, hasta 1 a 2.

Parvin (1982), para estacas de *Leucospermum*, utilizó una mezcla de 50% de turba gruesa y 50 % de perlita de grado 2.

Malan (1988), recomienda utilizar una mezcla conteniendo 60% de gránulos de poliestireno y 40% de turba, también se puede utilizar una mezcla de ambos materiales y arena de río gruesa en proporciones de 2:1:1 en volumen. La arena de río mejora la aireación del medio.

En Elsenburg según Rodríguez Pérez (1992), se está empleando un sustrato compuesto de 2 partes de arena de río, 2 partes de turba o corteza fina y 3 partes de poliestireno.

3.2.3.1. Tipos de sustrato

3.2.3.1.1. Turba

Penningsfeld y Kurzmann (1983) la definen como la forma disgregada de la vegetación de un pantano, descompuesta de modo incompleto a causa del exceso de agua y falta de oxígeno, que se va depositando con el transcurso del tiempo, lo que favorece la formación de estratos más o menos densos de materia orgánica, en los que se pueden identificar los restos de diferentes especies vegetales.

Según las condiciones ambientales y las especies existentes se forman diferentes tipos de turbas. Lo que les confieran diferentes características desde el punto de vista hortícola prioritariamente.

- *Turbas rubias*: Proceden de la parte superficial de la turbera y están poco descompuestas. Poseen excelentes propiedades físicas y químicas: estructura mullida, porosidad total elevada, alta capacidad de retención de agua, elevado contenido en aire, baja densidad aparente, elevada capacidad de intercambio catiónico y baja salinidad.
- *Turbas negras*: Ocupan la parte inferior de la turbera y están muy evolucionadas. Presentan poca uniformidad en sus propiedades físicas y químicas lo que desde el punto de vista hortícola le confiere una baja calidad.
- *Turbas de transición*: Muestran características intermedias entre las turbas altas más evolucionadas y las bajas menos evolucionadas. Están caracterizadas por

las distintas asociaciones de vegetales que se han ido sucediendo durante su formación.

- *Turbas bajas o eutróficas*: La vegetación que las integra es muy heterogénea. Estas turbas herbáceas están muy descompuestas, son de color negro y poseen propiedades físico y químicas poco favorables para el crecimiento de las plantas en contenedor (baja capacidad de retención de agua, alta salinidad, alta densidad aparente, etc.). no obstante pueden ser utilizadas si a sus propiedades desfavorables son mejoradas Abad et al. (1990). Frecuentes en España, Francia e Italia.

Para utilizar la turba una vez abierto el embalaje hay que desmenuzarla y humedecerla ligeramente, ya que de otra manera se hace difícil su manipulación.

Posteriormente habría que añadirle cal para aumentar su pH, aunque ello dependerá del tipo de turba, de la dureza de las aguas empleadas y de los cultivos que vamos a realizar. Hay que tener en cuenta cuando se utilizan aguas duras, como son las de nuestra zona (Islas Canarias), que a lo largo del cultivo el pH se verá aumentado entre 0.5-1 grado.

3.2.3.1.2. Espumas de poliestireno (styromull)

El poliestireno son copos elásticos de color blanco, esféricos y de tamaño comprendido entre 4-16 mm. Es un material sin olor, químicamente neutro, imputrescible y absolutamente compatible con todos los vegetales Robledo y Martín (1988). Cada perla o copo está constituida por una multitud de pequeñas células cerradas llenas de aire, con lo que a pesar de poseer 95 % de porosidad no puede absorber agua, mejorando de esta manera la aireación del sustrato y reduciendo la cantidad de agua retenida.

Si se usa Styromull los sustratos deberán ser regados y abonados con frecuencia, ya que estos hacen que disminuya la cantidad de agua y elementos nutritivos del sustrato Penningsfeld y Kurzmann (1983).

3.2.3.1.3. Piroclastos

Son materiales de origen volcánico que se emplea en Canarias como alternativas a otros elementos naturales como la grava o la arena, presentando características y granulometría muy diversa, Cid (1993).

Se distinguen dos tipos. Los de origen basáltico, de color gris oscuro o rojizo por alteración. Se denominan cenizas, cuando predominan las partículas inferiores a 2 mm., y lapilli o picón en Canarias cuando sus partículas varían de 1 mm a 5-6 cm.

Piroclastos de color claro son más conocidos como pumita, pómez, etc. Sus partículas, de baja densidad, no son muy estables y se fragmentan y alteran con facilidad. Esencialmente, tienen las mismas propiedades que la perlita, aunque es un material más pesado y no absorbe tanta agua, puesto que no ha sido deshidratado, Resh (1982).

Estos materiales pueden presentar niveles elevados de potasio y sodio. Su CIC puede alcanzar cifras de 30 meq/100g. Blesa y Luque (1972). Ello es debido a la presencia de Zeolitas como minerales de alteración.

3.2.4. Mejora en el enraizamiento de las estacas

3.2.4.1. Tratamientos químicos

A la hora de propagar nos interesa lograr el mayor número de estacas enraizadas, para ello se pueden aplicar distintas técnicas, en las que cabe destacar los tratamientos químicos. En la actualidad se sabe que la actividad fisiológica de las plantas, se regula por una serie de sustancias de origen químico conocidas como hormonas.

En 1954, Tuckey et al. (Citado por Devlin, 1980), establecieron que las hormonas vegetales eran reguladores producidos por plantas, que en bajas concentraciones, regulan los procesos fisiológicos de las mismas.

Según Edwards (1979), hay cinco tipos de reguladores de crecimiento, que

serán; auxinas, citoquininas, giberelinas, etileno y grupos micelánicos que contemplarán a abscísicos y otros inhibidores. Hay sustancias como la Tiamina y Niacina, y algunas vitaminas, probablemente, que podrían actuar como hormonas reguladoras de crecimiento, aunque su actividad como cofactores enzimáticos sí es diferente de las hormonas. En la actualidad se han descubierto sustancias que podrían incluirse en la lista de fitohormonas como son: sistemas péptidos, poliamidas, jasmonatos, ácido salicílico y brasinoesteróides. Todos estos compuestos no están totalmente determinados, Davies (1995).

3.2.4.1.1. Auxinas

Kögl et al. (1934) aislaron por primera vez una auxina, que actualmente se la conoce por ácido indol-3-acético (IAA) (Citado por Devlin, 1980).

Las auxinas están en la planta de forma libre e inactiva y de forma combinada y activa, entre las que se establece un equilibrio dinámico. La iniciación y regulación del crecimiento se puede controlar gracias a varios equilibrios establecidos entre la auxina libre y la auxina combinada en varios centros de crecimiento de la planta. Es posible que la auxina sea transportada en forma libre desde el lugar de formación a su zona de actividad (Devlin, 1980).

Actualmente el ácido indol-3-acético (IAA) es considerado la auxina de producción natural de mayor importancia encontrada en las plantas (Moore, 1979, citado por Blazich, 1988). Se han encontrado sustancias conocidas como auxinas sintéticas que incluyen el ácido indolbutírico (IBA) y el ácido naftalenacético (NAA), así como otros compuestos fenólicos como el ácido diclorofenoxiacético (2,4-D) y el ácido triclorofenoxiacético (2,4,4-T).

Según Martínez y Águila, (1989) el efecto de los reguladores de crecimiento sintéticos es diferente al que se produce utilizando la auxina natural. La aplicación de la auxina natural IAA produce buenos resultados, pero precisa dosis más altas, puesto que se inactiva con mucha facilidad, por lo que se hace preciso que las dosis sean mayores.

El IBA es la auxina más usada debido a que se descompone con relativa lentitud por acción de los sistemas enzimáticos vegetales que destruyen auxinas. Además este producto se mueve poco en la planta, reteniéndose en el lugar de aplicación. El NAA es también muy empleado aunque es algo más tóxico que el IBA para las plantas, (Martínez y Águila, 1989).

El IAA fue la primera hormona de planta utilizada para estimular el enraizamiento de estacas (Cooper, 1935). Hasta que se descubrió una nueva auxina sintética, el IBA que también promovía el enraizamiento, siendo ésta más efectiva que el IAA (Zimmerman y Wilcoxon, 1935). El IBA es ampliamente usado en el mundo para enraizar muchas especies de plantas. Desde su introducción hace más de 50 años, el IBA, ha estado sujeto a muchos experimentos en los que se estudian diferentes concentraciones, formulaciones, aditivos y duración del tratamiento para lograr un óptimo enraizamiento de las especies en cuestión, aunque hay especies y cultivares que no responden al enraizamiento usando distintos tratamientos con IBA, (Ludwing-Müller, 2000).

Son muchos los ensayos que se han realizado relacionados con las especies y/o cultivares de la familia *Proteaceae*, utilizando IBA, IAA y NAA en diferentes dosis, preparaciones, etc, con el fin de obtener los mejores resultados. Algunos de estos trabajos se citan a continuación:

-Worral (1976) probó cinco concentraciones de IBA en estacas de *Telopea speciosissima*. Las concentraciones ensayadas fueron: 0, 500, 1000, 2000 y 4000 ppm de IBA. El mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo con 4000 ppm de IBA, pero también usando dicha concentración se contabilizó un alto porcentaje de estacas muertas, posiblemente debido a que esa concentración resultaba tóxica. Con la concentración de 2000 ppm de IBA se obtuvo un resultado óptimo de enraizamiento, sin presentarse toxicidad.

-Criley y Parvin (1979) estudiaron en estacas de *Protea neriifolia* el efecto que producía la utilización de auxinas (IAA e IBA), solas o combinadas con ethefon y daminozida. Se obtuvo un enraizamiento más rápido y un mayor valor del índice de enraizamiento cuando las estacas se sometieron al tratamiento combinado de ethefon

(300 ppm) y IAA (4000 ppm), seguido de una preparación comercial para enraizar compuesta de 1% de IBA + 0.5% NAA diluido 1:9. El tratamiento con auxinas sólo no dio buenos resultados, incluso utilizando concentraciones altas, 7000 ppm, tanto de IBA como de IAA.

- Jacobs (1983) comprobó que se mejoró el enraizamiento de estacas de proteas sumergiendo sus bases en una solución de IBA a una concentración que varió entre 4000-8000 ppm de IBA disuelto en alcohol etílico al 50% y un tiempo de inmersión de 5 y 10 segundos. Malan (1992) recomienda para la propagación de proteas, en general, introducir 2 mm de la parte basal de las estacas en una solución de 5 g/l de IBA diluido en etanol al 50% durante 3 segundos. Aparte de esto, da una serie de pautas a seguir en la propagación por estacas de tallo:

a) *Concentración de la auxina*: las concentraciones óptimas para cada variedad varían considerablemente (Rosseau, 1966; Jacobs y Steenkamp, 1976; Harre, 1988). Los requerimientos individuales deberían evaluarse.

b) *Modo de aplicación de la auxina*: aparentemente el mejor método de aplicación es en talco a bajas temperaturas; diluida en etanol al 50% cuando la temperatura es alta, (Rosseau, 1966; Brits, 1986; Gouws et al., 1990).

c) *Tratamientos adicionales*: el empleo de mezclas de ciertos reguladores de crecimiento (llamados cocktails) como son el ácido giberélico, ethrel y daminozida en combinación con IBA dará lugar a resultados variados (Criley y Parvin, 1979; Brits, 1986; Gouws et al., 1990); lesionado en la base de las estacas, (Rodríguez Pérez, 1990) y otros pre-tratamientos, (Harre, 1989b).

-Faruchi et al. (1997), en su ensayo realizado con estacas de tallo de *Protea obtusifolia*, concluyeron que para la propagación de esta especie recomienda la utilización de IBA en forma líquida a una concentración de 2000 ppm, pudiendo también utilizarse IBA en polvo en una concentración de 0.4%.

-Krisantini et al. (2006), realizaron un estudio con dos cultivares de *Grevillea*, *G. 'Coastal Dawn'* y *G. 'Royal Mantle'* en el que sometieron a las estacas de ambos

cultivares a tratamientos con IBA y IAA a diferentes concentraciones (4, 8, 16 g/l) comprobando que hubo diferencias significativas entre IAA e IBA en su efecto en el enraizamiento. IAA a los rangos de concentraciones testadas obtuvo menos de un 50% de estacas enraizadas en *G. `Royal Mantle`*, mientras IBA a la concentración más baja fue más efectiva que en las concentraciones más altas, dando más de un 70% de estacas enraizadas.

Krisantini et al. (2011) en otro ensayo realizado con dos cultivares de *Grevillea*, *G. `Coastal Dawn`* y *G. `Poorinda Royal Mantle`*, sometieron a las estacas de ambos cultivares a diferentes tratamientos de IBA que diferían en el método de aplicación. Los tratamientos fueron IBA 1g/l en aplicación basal, IBA 1 g/l en aplicación superficial e IBA en polvo 16 g/kg. La aplicación superficial o por la parte superior obtuvo un porcentaje de enraizamiento mayor que la aplicación basal a la misma concentración, particularmente en *G. `Poorinda Royal Mantle`*, obteniéndose el mismo porcentaje con la preparación en polvo.

-Rodríguez Pérez et al. (2011) estudiaron el efecto de diferentes concentraciones de IBA y lesionado sobre el enraizamiento de estacas de *Protea `Susara`* preparadas a partir de brotes prolépticos. Para ello se utilizaron tres niveles de IBA (0, 2000 y 4000 mg/l) y lesionado o no de las estacas que incluían toda la longitud del brote. Al final del ensayo, las estacas lesionadas y tratadas con 2000 o 4000 mg/l IBA produjeron un 90% de estacas trasplantables.

-Vera Batista, M.C. (2016) estudió la influencia de diferentes concentraciones de IBA (4000 y 8000 ppm) en tratamientos solos o combinados con el H₂O₂, sobre el enraizamiento de estacas de *Protea `Pink Ice`* y *Protea `Susara`*. En el primer ensayo se utilizaron estacas de plantas madre de 5 y 14 años, respectivamente. Al final del ensayo en las estacas de *Protea `Pink Ice`* tratadas con 4000 ppm IBA se contabilizó un 20% de estacas trasplantables, en estacas tratadas con 8000 ppm IBA obtuvo un 40%. Para *Protea `Susara`* en estacas tratadas con 4000 ppm IBA logró un 5% de estacas trasplantables. En el segundo ensayo empleó estacas de plantas madre de 9 años de edad de *Protea `Susara`*, fueron tratadas con 4000 ppm IBA y 8000 ppm IBA, obtuvo un 10% y un 45% de estacas trasplantables, respectivamente. En un tercer ensayo usó estacas de *Protea `Pink Ice`* recolectadas de plantas madre de 7 años de edad, se

trataron con 4000 y 8000 ppm IBA, obteniendo un 45% en estacas tratadas con 8000 ppm IBA.

3.2.4.1.2 Peróxido de hidrógeno

El peróxido de hidrógeno fue considerado durante muchos años como un metabolito celular tóxico. Hoy en día está claro que funciona como una señal molecular que media en la respuesta a determinados estímulos en las células de plantas y animales, (Neill et al., 2002).

El peróxido de hidrógeno es continuamente generado por varias fuentes durante el metabolismo normal de las células vegetales. El proceso de transporte de electrón durante la fotosíntesis y respiración genera niveles basales de peróxido de hidrógeno. Esto también ocurre en las células de las plantas en respuesta a una amplia variedad de estrés, tanto abiótico como biótico.

El peróxido de hidrógeno media varios procesos fisiológicos y bioquímicos, incluyendo sistema de resistencia adquirida y resistencia hipersensitiva, (Álvarez et al., 1998; Melillo et al., 2006), senescencia (Hung et al., 2006), cierre de estomas, gravitropismo radicular, desarrollo de raíces laterales (Su et al., 2006), desarrollo de la pared celular (Potikha et al., 1999) también incrementa la actividad de enzimas tales como superóxido-dismutasa y catalasa y está también ligado a la morfogénesis Sin embargo, no se sabe con certeza si el peróxido de hidrógeno es un mensajero en IAA inducido en la formación de raíces adventicias o un mediador de los eventos que son responsables del enraizamiento adventicio.

Rugini et al. (1997) estudiaron el efecto de las poliaminas y del peróxido de hidrógeno en la formación de raíces en olivo, tanto en vivo como in vitro. Para el ensayo in vivo se eligió el cultivar *Olea 'Frangivento'* cuyas estacas fueron sometidas a los siguientes tratamientos: solución que contiene 2000 ppm de IBA en alcohol/agua (1:1 w/v) seguido de peróxido de hidrógeno a 3.5% volumen o en 1mM solución acuosa de putrescina HCl a los 0, 2 y 5 días. Los tratamientos aplicados el quinto día no afectaron el enraizamiento, mientras que ambos promovieron un rápido enraizamiento e incrementaron el porcentaje final cuando fueron aplicados en la preparación de las

estacas. Peróxido de hidrógeno afectó también el enraizamiento el segundo día de aplicación.

Sebastiani y Tognetti (2004) en un ensayo realizado con dos cultivares de olivo, *Olea* 'Frantoio' y *O.* 'Gentile di Larino' estudiaron el efecto del grado de desarrollo y de la aplicación de peróxido de hidrógeno sobre la inducción y desarrollo radicular en las estacas. Los tratamientos que se aplicaron fueron: 4000 ppm IBA y peróxido de hidrógeno (0% el control o 3.5% w/v). En ambos cultivares y años, 4000 ppm de IBA + peróxido de hidrógeno modificó significativamente el enraizamiento de las estacas en comparación con las estacas tratadas con 4000 ppm de IBA solo.

Li et al. (2009) reportaron qué aplicaciones exógenas de peróxido de hidrógeno promovieron la formación y desarrollo de raíces adventicias en plantas *Vigna radiata* y demostraron que puede funcionar como una señal molecular en la inducción auxínica en formación de raíces adventicias en plantas de semillero. Tratamientos con 1-100 mM de peróxido de hidrógeno durante 8-18 horas indujo significativamente la formación y desarrollo de raíces adventicias.

Liao et al. (2010) estudiaron el efecto del óxido nítrico y del peróxido de hidrógeno en el desarrollo de raíces adventicias de los esquejes de *Dendrothema morifolium* 'Beiguozhicun'. La aplicación de peróxido de hidrógeno tuvo un efecto positivo en el enraizamiento, dependiendo de la dosis. Incrementó el porcentaje de enraizamiento, número de raíces por esqueje y longitud de las raíces a bajas concentraciones (50-200 μM), mientras que a altas concentraciones (500, 1000 μM) esas características decrecieron.

Aslmoshtaghi y Shahsavar (2011) realizaron un ensayo para estudiar el efecto del IBA y del peróxido de hidrógeno en el enraizamiento de dos cultivares de olivo. Los cultivares utilizados fueron *O.* 'Roghani' y *O.* 'Tokhmkabki' cuyas estacas se sometieron a diferentes tratamientos con peróxido de hidrógeno (0-3.5% W/V) e IBA (4000 mg/l) y la combinación de ambas sustancias. El uso de peróxido de hidrógeno solo no estimuló el enraizamiento de las estacas y no se apreciaron diferencias significativas entre este tratamiento y el control en ambos cultivares. IBA incrementó el porcentaje de enraizamiento, número de raíces por estaca, longitud y peso de las raíces en ambos cultivares, pero la combinación de IBA y peróxido de hidrógeno, aunque fue más efectiva en determinados factores estudiados, no mostró diferencias significativas

con IBA solo.

Tehranifar et al. (2014) en su ensayo realizado con estacas de *Berberis thunbergii* var. *atropurpurea* y *Berberis vulgaris* var. *asperma* pretendieron comprobar la influencia del tratamiento combinado de la auxina con peróxido de hidrógeno. Para ello trataron las estacas con IBA solución (3g/l) + peróxido de hidrógeno al 3.5%. Las raíces aparecieron en *Berberis thunbergii* var. *atropurpurea*, pero no en *Berberis vulgaris* var. *asperma*. En las estacas *Berberis thunbergii* var. *atropurpurea* tratadas con IBA+ peróxido de hidrógeno mostraron porcentajes de enraizamiento más altos, mayor número y longitud de raíces que las no tratadas.

Vera Batista, M.C. (2016) estudió la influencia de diferentes concentraciones de IBA (4000 y 8000 ppm) en tratamientos solos o combinados con el H₂O₂, sobre el enraizamiento de estacas de *Protea* 'Pink Ice' y *Protea* 'Susara'. En el segundo ensayo realizado para *Protea* 'Susara' empleó estacas de plantas madre de 9 años de edad tratadas con peróxido de hidrógeno + 4000 ppm, en el cual obtuvo un 100% de estacas trasplantables. Realizó un tercer ensayo en el que estudió la influencia del IBA a diferentes concentraciones (4000 y 8000 ppm) en combinación con el peróxido de hidrógeno en el enraizamiento de estacas de *Protea* 'Pink Ice', no obteniendo estacas trasplantables.

3.2.4.2. Tratamientos orgánicos

3.2.4.2.1. (Sistema de Elaboración de Fertilizantes Ecológicos Líquidos) SEFEL

Este sistema se basa en el aprovechamiento de los subproductos ganaderos (purines,...), agrícolas y forestales para elaborar un producto orgánico como solución nutritiva (ya probado en plantas de cultivo), con la particularidad de que ayuda a la gestión de estos subproductos y que su gestión hoy en día crea un verdadero problema tanto económico como medioambiental, además de contribuir a reducir la huella de carbono.

Estos productos SEFEL que se han usado en este estudio (como se describe más adelante en el apartado de material y métodos) para la producción de celosía, son

abonos órgano-minerales líquidos ecológicos, ideados por el técnico Ildefonso Antonio Acosta Hernández y que están bajo patente (Nº. de solicitud de 201101258 y N° publicación de ES2405532, en la Oficina Española de Patentes y Marcas del Ministerio de Industria, Energía y Turismo).

El proceso en sí consiste en la elaboración de dos tipos de productos SEFEL a través de procesos aeróbicos. Un esquema aproximado de la elaboración de los té es el siguiente:

SEFEL A: Té de K + Fe

La elaboración de este SEFEL se realiza añadiendo aproximadamente el 50% del volumen total del recipiente, purines de origen animal o sus lixiviados. Estos purines pueden ser de diferentes orígenes, dependiendo de los recursos disponibles. Mientras que el 50% restante aproximadamente está compuesto por agua. Se enriquece con los siguientes productos:

- Sulfato de potasa
- Sulfato de Fe
- Peróxido de Hidrógeno

SEFEL B: Té de Ca +Zn

Para la elaboración del SEFEL de calcio y cinc se elabora en las proporciones descritas en el SEFEL de potasio y hierro. Este SEFEL va enriquecido de los siguientes productos reconocidos en el mercado ecológico:

- Lithothamnen (50% Ca)
- Sulfato de Zn
- Peróxido de Hidrógeno

Estos elementos que de manera orientativa podrían formar parte de la fabricación de los productos SEFEL, llevan un proceso de aireación discontinua. También se le añade melaza o azúcar común que ayuda al proceso de elaboración de los mismos.

Este sistema lleva ya aplicándose 12 años en Canarias, abarcando actualmente unas 330 ha de diferentes tipos de cultivos tanto hortícolas como frutales. El grupo de investigación de “Fertilidad de Suelos y Nutrición Mineral” perteneciente al Instituto de Productos Naturales y Agrobiología del CSIC en Tenerife (IPNA), en los últimos años viene estudiando (en diferentes cultivos hortícolas y frutales en las Islas Canarias) este sistema de agricultura sostenible en colaboración con el autor de la patente. Hasta ahora se han venido obteniendo producciones bastante aceptables (Hernández et al., 2015), donde la calidad de los productos es similar y/o superior a la convencional, observándose una mejora de las propiedades de los suelos aumentando con el tiempo la capacidad de intercambio catiónico, mejorando la cadena trófica de los mismos así como un aumento de las poblaciones de hongos formadores de micorrizas arbusculares en suelos tratados con este sistema, (López, 2015).

Todo esto nos lleva a una importante reducción en la gestión de residuos contaminantes y que se traducirá en una disminución de la contaminación medioambiental y de las emisiones de gases de efecto invernadero.

Estos productos SEFEL están exentos de metales pesados, nitratos y nitritos, y el aporte de nitrógeno es en forma orgánica principalmente. A su vez, la presencia de *Salmonella* y *Escherichia coli*, está muy por debajo de los límites establecidos por la legislación (estudios realizados en el Grupo Fertilidad de Suelos y Nutrición Mineral del IPNA-CSIC aún sin publicar).

**PARTE
EXPERIMENTAL**





4.1 Material y Métodos

4.1.1 Ubicación y descripción de las instalaciones y del ensayo

El ensayo se desarrolló en el Término Municipal de San Cristóbal de La Laguna, en la Sección de Ingeniería Agraria, perteneciente a la Escuela Politécnica Superior de Ingeniería (E.P.S.I.) de la Universidad de La Laguna, en la carretera general de Geneto, n°2.

Se realizó concretamente en el umbráculo que se muestra en la foto 8 y 9, el cual tiene una superficie aproximada de 186.6m^2 y se encuentra a una latitud de $28^{\circ}28'46''\text{N}$ y 549.93msnm .



Foto 8: Situación del umbráculo. Fuente GRAFCAN



Foto 9: Área del umbráculo. Fuente GRAFCAN

El umbráculo estaba provisto de los recursos necesarios para llevar a cabo el ensayo:

- Camas calientes de enraizamiento
- Sistemas de humidificación “mist-system”
- Ventilación

▪ Camas calientes

La cama de enraizamiento cuenta con un circuito cerrado de agua caliente que proporciona calor de fondo, permitiendo mantener el sustrato a una temperatura de $22\pm 2^{\circ}\text{C}$.

Para ello el circuito está conectado a un termostato.

- **Sistema nebulización “mist-system”**

Se utilizó un sistema de nebulización, “mist-system” (Foto 10), para el control de la humedad relativa y la temperatura. Consiste en pulverizar microgotas de agua para disminuir la temperatura y aumentar la humedad relativa, con el fin de reducir la evapotranspiración de la estaca.

El sistema de nebulización se realizó a través de tuberías de PVC. Todo el sistema mist-system estaba automatizado, permitiendo mejor control del mismo.

Este sistema se activaba en dos periodos: cada 30 min desde las 9:00 h hasta las 13:30 h y 60 min desde las 13:30 h hasta las 19:00 h. Tenía una duración de 50 segundos.



Foto 10: Sistema de nebulización

- **Sombreado y ventilación**

El umbráculo donde realizamos el ensayo posee una cubierta de malla que permite el paso del aire a través de la misma.

No obstante se colocó de manera adicional una malla alrededor de las camas de enraizamiento para el sombreado, proporcionando una reducción de la radiación solar sobre las estacas (Foto 11).



Foto 11: Malla de sombreado

4.1.2 Descripción del ensayo

El ensayo comenzó, el día 18 de Octubre de 2017 con la preparación de las bandejas de siembra (bandejas de polietileno negro de 18 cm de profundidad).

Primeramente se realizó la desinfección de las mismas en una disolución de hipoclorito sódico (lejía) en una proporción de 9:1 (Fotos 12 y 13).



Foto 12: Bandejas de siembra



Foto 13: Desinfección bandejas

Seguidamente, se preparó el sustrato a emplear, el cual consistió en una mezcla de turba y poliestireno en una proporción 4:6.

Luego se procedió al llenado de las bandejas. Para ello se dispuso primero una capa de unos 4 cm de espesor de picón desinfectado con hipoclorito sódico (misma proporción que se utilizó con las bandejas) que facilitar el drenaje.

A continuación, se añadió el sustrato preparado previamente en todas las bandejas y se dispusieron ordenadamente en la cama caliente. Finalmente se humedeció el sustrato y se removió con el fin de unificar la humedad del mismo. Se llenaron 23 bandejas en total (Fotos 14, 15, 16, 17 y 18).



Foto 14: Preparación de picón



Foto 15: Capa de picón en las bandejas



Foto 16: sustrato

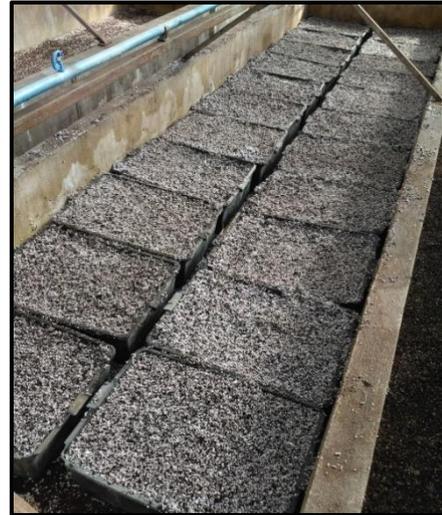


Foto 17: Bandejas en cama caliente



Foto 18: Bandejas preparadas

Días antes de la recepción del material vegetal se procedió a la elaboración de las siguientes preparaciones en el Laboratorio de Química de la Sección de Ingeniería Agraria:

- E1= IBA (ácido indolbutírico) a una concentración de 4000 ppm.
- E2=IBA 4000 ppm + H₂O₂ (1:1).
- E3= IBA 4000 ppm + SEFEL (1:1).

-E4= SEFEL, consistió en una mezcla del SEFEL A + SEFEL B (1:1). La composición de estos productos orgánicos es la siguiente:

SEFEL A: Té de K + Fe

SEFEL B: Té de Ca +Zn

-E5=SEFEL + H₂O₂ (1:1).

El material vegetal de estudio fue suministrado por Proteas La Palma el día 25 de Octubre de 2017. Nada más recibir el material se procedió a la preparación de las estacas a primeras horas de la mañana (Foto 19).

Lo primero fue preparar las estacas apicales de unos 16 cm de longitud, eliminando las hojas inferiores. Luego se les refrescó el corte de la base, eliminando 1 cm aproximadamente, dejando así todas las estacas a 15 cm de longitud. Inmediatamente al corte de la base de las mismas, se les aplicó el correspondiente tratamiento hormonal.

Para aplicar las hormonas vertimos el contenido de las mezclas en diferentes recipientes e introdujimos los 2 mm basales de las estacas durante unos 5 segundos. Posteriormente se pasaron por una mezcla de fungicida (Captan) y talco en una proporción de 5% de materia activa (Foto 20).

Justo después se colocaron las estacas en el sustrato (turba + poliestireno 4:6) y se les aplicó un riego con agua para humedecer tanto la parte aérea de las estacas como el sustrato (Foto 21).



Foto 19: Material vegetal



Foto 20: Preparación de estacas

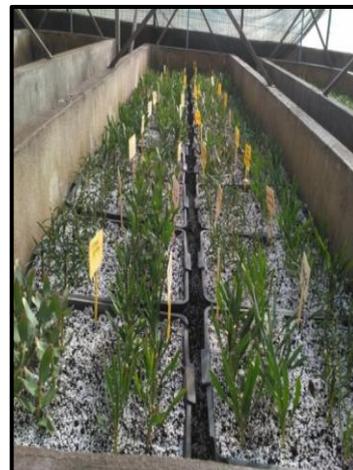


Foto 21: Colocación final de estacas

En este ensayo se estudiaron tres cultivares distintos de *Leucospermum*: 'Succession I', 'Tango' y 'Soleil' y cinco tipos de enraizantes.

El diseño experimental consistió en bloques al azar con 15 tratamientos y 3 repeticiones, con 10 esquejes por tratamiento, siendo 450 esquejes en total en el ensayo.

Los tratamientos ensayados fueron los siguientes:

- **Tratamiento 1:** Lp. 'Succession I' + IBA 4000 ppm.
- **Tratamiento 2:** Lp. 'Succession I' + IBA 4000 ppm.+ H₂O₂
- **Tratamiento 3:** Lp. 'Succession I' + IBA 4000 ppm.+ SEFEL
- **Tratamiento 4:** Lp. 'Succession I' + SEFEL
- **Tratamiento 5:** Lp. 'Succession I' + SEFEL + H₂O₂.
- **Tratamiento 6:** Lp. 'Soleil' + IBA 4000 ppm.
- **Tratamiento 7:** Lp. 'Soleil' + IBA 4000 ppm.+ H₂O₂
- **Tratamiento 8:** Lp. 'Soleil' + IBA 4000 ppm.+ SEFEL
- **Tratamiento 9:** Lp. 'Soleil' + SEFEL
- **Tratamiento 10:** Lp. 'Soleil' + SEFEL + H₂O₂.
- **Tratamiento 11:** Lp. 'Tango' + IBA 4000 ppm.
- **Tratamiento 12:** Lp. 'Tango' + IBA 4000 ppm.+ H₂O₂
- **Tratamiento 13:** Lp. 'Tango' + IBA 4000 ppm.+ SEFEL
- **Tratamiento 14:** Lp. 'Tango' + SEFEL
- **Tratamiento 15:** Lp. 'Tango' + SEFEL + H₂O₂

4.1.3 Parámetros evaluados

En el transcurso del ensayo se realizaron conteos cada dos semanas, a partir de la 6^a semana tras la plantación de las estacas hasta la 22^a semana, en la cual finalizó el ensayo. En cada conteo se obtuvieron datos acerca del número de estacas muertas, sin callo, con callo, con raíz y con raíz trasplantable.

4.1.3.1 Estaca con raíz trasplantable

Se consideró como estaca con raíz trasplantable aquella cuyo volumen de cepellón, iguala o supera la longitud del radio de una pelota de tenis (3.5 cm aprox.) o al menos con tres de las raíces igual o superior a 3.5 cm de longitud. También se tomó nota del número de raíces mayores de 3.5 cm en cada estaca.

4.1.3.2 Índice de enraizamiento

A partir de la 6ª semana de la plantación, se comenzó a elaborar un índice de enraizamiento (IE) cada dos semanas para reflejar la calidad del sistema radicular. La valoración se realizó de acuerdo a la siguiente escala, (Criley y Parvin, 1979).

- 0** = Estacas muertas (Foto 22)
- 1** = Sin callo (Foto 23)
- 2** = Con callo (Foto 24)
- 3** = Con raíces, pero no trasplantables (Foto 25)
- 4** = Trasplantables con pocas raíces (3-6 raíces) (Foto 26)
- 5** = Trasplantables con número medio de raíces (6-10 raíces) (Foto 27)
- 6** = Trasplantables con numerosas raíces (más de 10 raíces) (Foto 28)

Las estacas con raíces trasplantables se pasaron a bolsas de polietileno negro de 12 cm de diámetro con un sustrato compuesto por una mezcla de turba, tierra y picón (1:1:1).



Foto 22: Estaca muerta



Foto 23: Estaca sin callo



Foto 24: Estaca con callo



Foto 25: Estaca raíz no trasplantable



Foto 26: Estaca trasplantable con poca raíz



Foto 27: Estaca trasplantable con raíz media



Foto 28: Estaca trasplantable con mucha raíz

4.1.4 Análisis estadístico

Los resultados obtenidos se elaboraron y organizaron en varias hojas de cálculo con el programa Microsoft Office Excel 2010.

Para el estudio estadístico de los resultados se realizaron análisis de varianza (ANOVA) univariante, para estudiar las posibles diferencias significativas en todos los parámetros. Las medias significativamente diferentes de los distintos parámetros se separaron con el test de Tukey de Rango Múltiple.

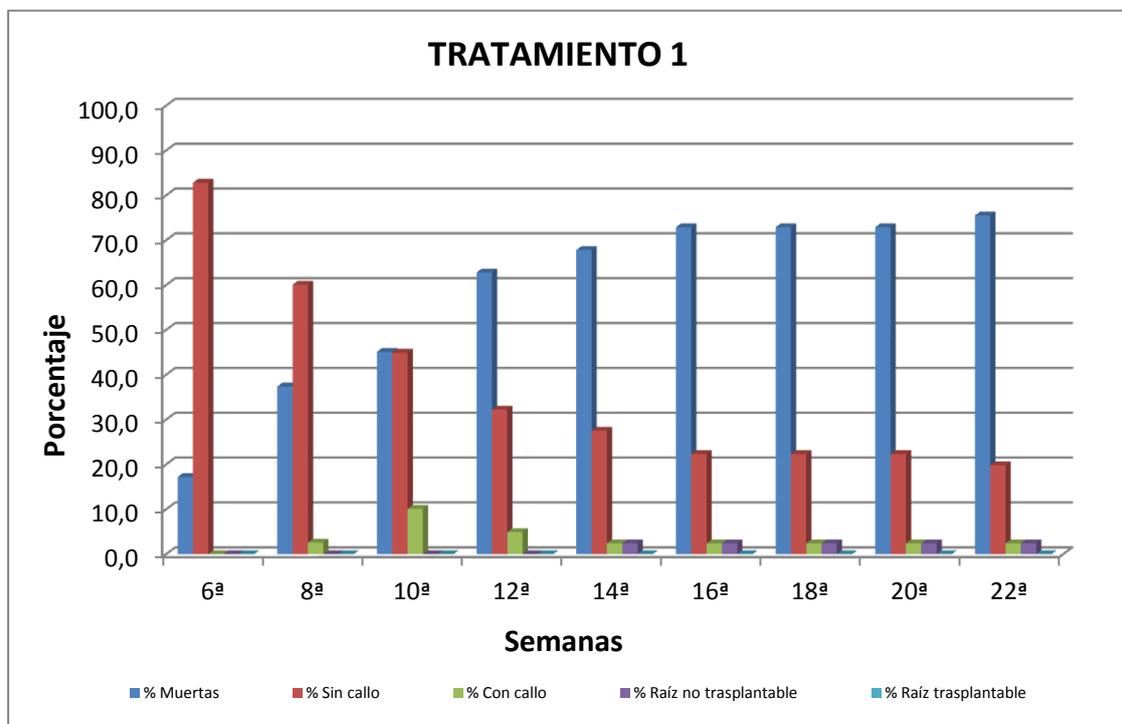
Se realizaron las pruebas más frecuentemente utilizadas: prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov, y prueba de Levene o Barlett-Box (Little, 1989) para la homogeneidad de las varianzas. En algunos casos, en que las condiciones de homogeneidad y/o normalidad de medias no se cumplieron, fue necesario realizar una transformación de los datos. Para todos los análisis referidos anteriormente se utilizó el programa SPSS en su versión V.19.



4.2 Resultados y Discusión

4.2.1 Evolución de los tratamientos durante el ensayo

4.2.1.1 Tratamiento 1: *Leucospermum* 'Succession I' + IBA 4000 ppm



Gráfica 1: Representación comportamiento del tratamiento 1 durante el ensayo

En la Gráfica 1 se observa que en este primer tratamiento la mortalidad comienza con un 17.2% en la semana 6, aumentando progresivamente hasta alcanzar un 75.5% en la semana 22, siendo este resultado el más alto en cuanto a mortalidad de todo el estudio.

En cuanto a las estacas sin formar callo el porcentaje inicial fue de 82.8% disminuyendo hasta un 19.8% en la última semana del ensayo.

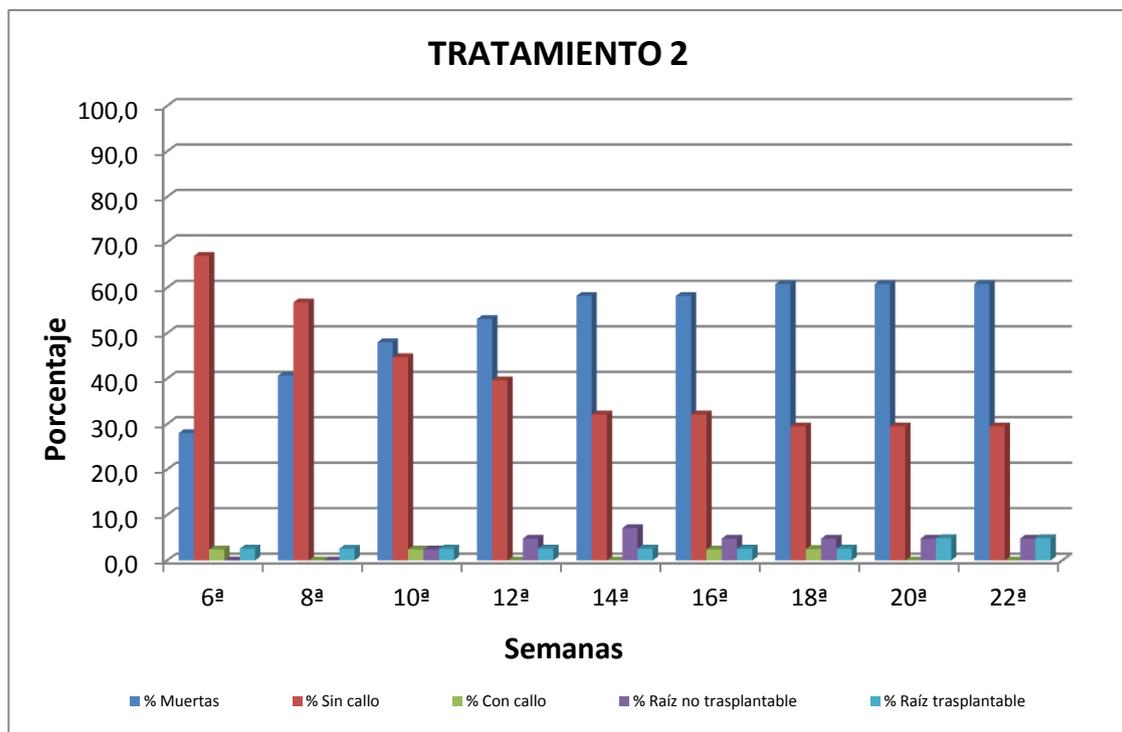
A partir de la semana 8 empiezan a aparecer estacas con callos, teniendo un valor máximo en la semana 10 con un 10.1% y disminuyendo desde entonces hasta alcanzar un 2.4% al final del estudio.

Desde la semana 14 tenemos estacas con raíces no trasplantables, que se mantienen hasta la semana 22 en un 2.4%. No obstante ninguna de ellas se desarrolló para realizar

el trasplante quedando ambos resultados en un 0%.

Por tanto, el porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 0%.

4.2.1.2 Tratamiento 2: *Leucospermum* 'Succession I' + IBA 4000 ppm.+ H₂O₂



Gráfica 2: Representación comportamiento del tratamiento 2 durante el ensayo

Según se observa en la Gráfica 2 la mortalidad comienza en la semana 6 con un 28% y sigue aumentando hasta alcanzar un 60.8% de estacas muertas en la semana 22.

En cuanto a las estacas sin callo, éstas van disminuyendo paulatinamente desde el inicio con un 67% hasta el final del ensayo con un 29.5%.

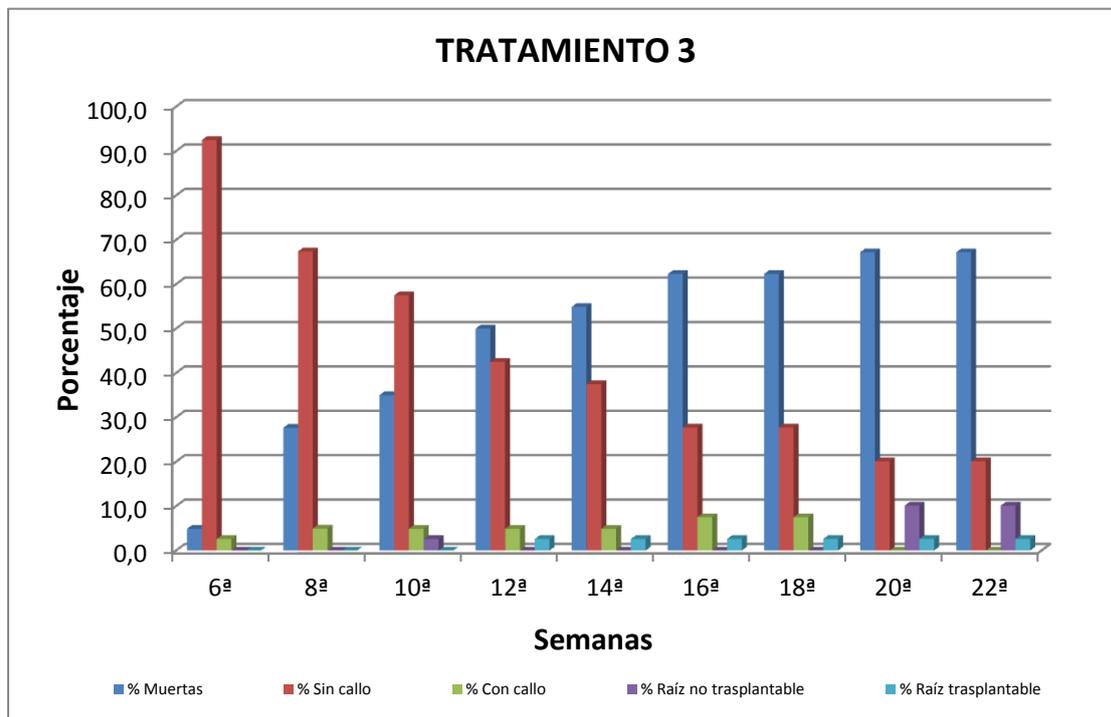
Desde la semana 6 comienzan a verse estacas con callo alcanzando el máximo valor en la semana 18 con un 2.5%.

Las estacas con raíces no trasplantables aparecen desde la semana 10 hasta la 22, produciéndose el mayor valor en la semana 14 con un 7.1%.

Durante todo el ensayo se consiguieron estacas con raíces trasplantables, manteniéndose un porcentaje constante (2.6%), a excepción de las dos últimas semanas donde se alcanzó el valor máximo (4.9%).

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 9.7%.

4.2.1.3 Tratamiento 3: *Leucospermum* 'Succession I' + IBA 4000 ppm.+ SEFEL



Gráfica 3: Representación comportamiento del tratamiento 3 durante el ensayo

La Gráfica 3 muestra un comportamiento similar a la comentada anteriormente. La mortalidad aumenta a medida que transcurren las semanas alcanzando finalmente un 67.2% de estacas muertas.

Las estacas sin callo van disminuyendo desde el valor inicial, en la semana 6, de 92.5% hasta un 20.1% desde la semana 20 hasta la 22. Dicha reducción puede ser debida a la presencia de estacas con callo y con raíces y al aumento de la mortalidad.

Desde el comienzo del ensayo hay estacas con callo, alcanzando el valor máximo en las semanas 16 y 18 con un 7.5%. Desde estas semanas los callos son sustituidos por raíces.

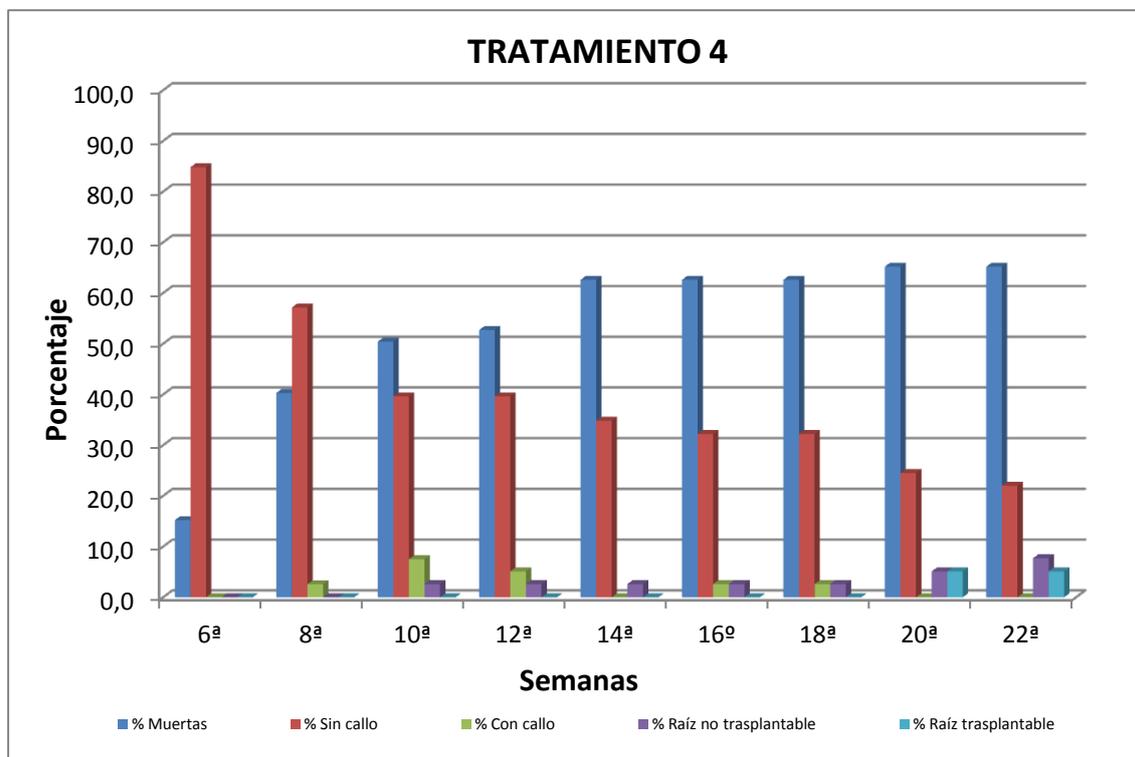
Las estacas con raíces no trasplantables son insignificantes hasta la semana 20. A partir de esta semana alcanza un 10.1% que se mantiene hasta la última semana del estudio.

Se obtuvo un 2.6% de estacas con raíces trasplantables desde la semana 12 hasta la

semana 22. Dicho valor se mantuvo constante.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 12.7%.

4.2.1.4 Tratamiento 4: *Leucospermum* 'Succession I' + SEFEL



Gráfica 4: Representación comportamiento del tratamiento 4 durante el ensayo

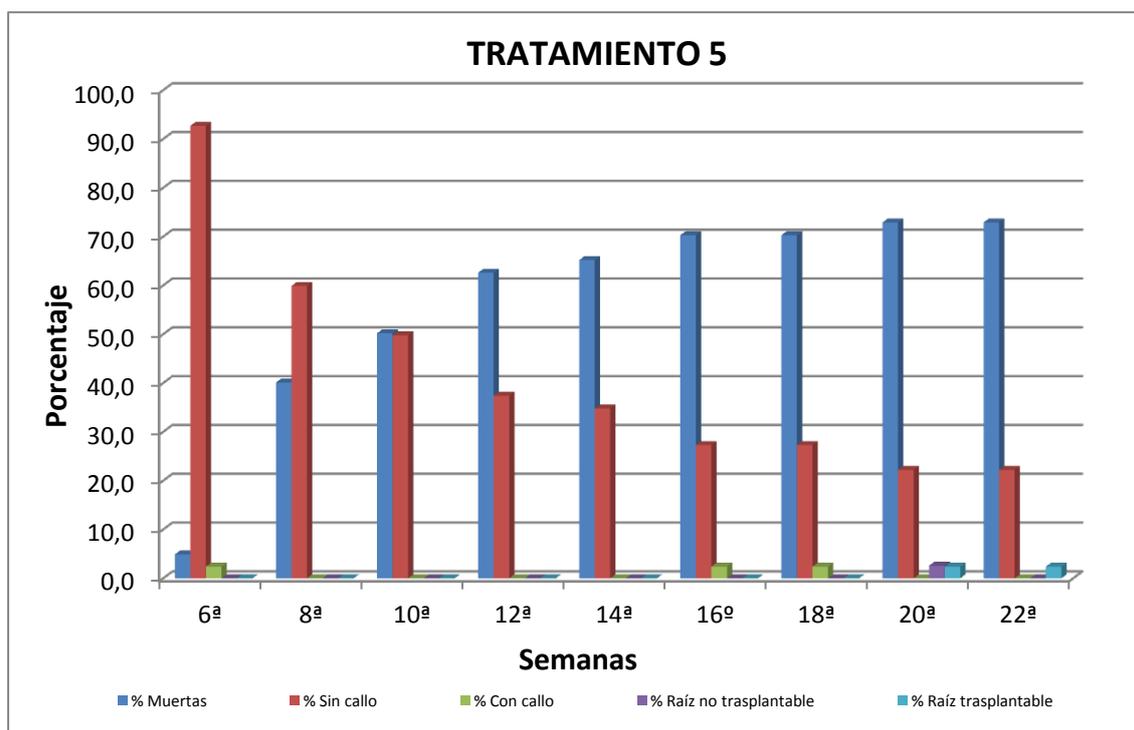
Como se puede observar en la Gráfica 4, la mortalidad se incrementa desde un 15,2% en la primera semana hasta un 65,2% en la semana 20, permaneciendo dicho porcentaje hasta el final de la investigación.

Por otro lado, las estacas sin callo disminuyen progresivamente con un 84,8% al inicio a un 22% en la semana 22.

Desde la semana 8 se obtienen estacas con callo, alcanzando el valor máximo en la semana 10 con un 7,5%.

Las estacas con raíces no trasplantables aumentan paulatinamente desde la semana 10, 2,6%, hasta la semana 22, 7,7%. No obstante no se obtienen estacas trasplantables hasta la semana 20, a partir de la cual se alcanza un 5,1% de estacas con raíces trasplantables hasta la finalización del ensayo. El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 12,8%.

4.2.1.5 Tratamiento 5: *Leucospermum* 'Succession I' + SEFEL + H₂O₂



Gráfica 5: Representación comportamiento del tratamiento 5 durante el ensayo

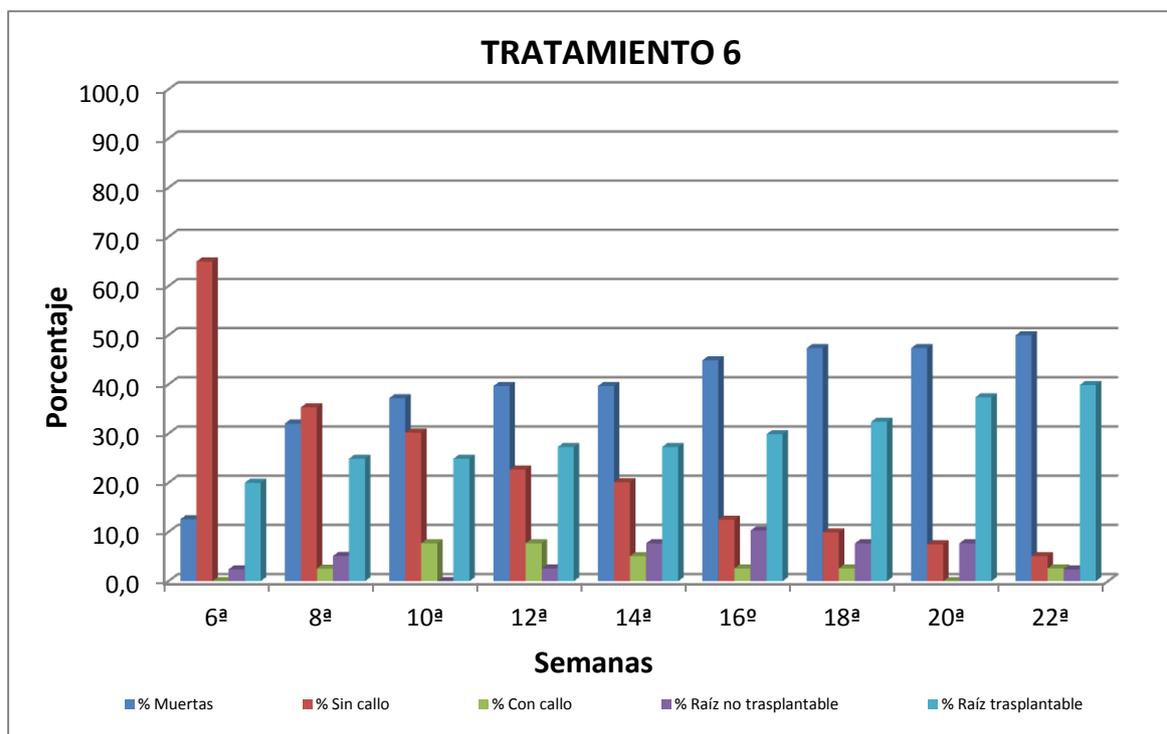
En la Gráfica 5 se aprecia el aumento del porcentaje de estacas muertas desde la semana 6, 4.9%, hasta la semana 22, 72.9%, uno de los valores de mortalidad más altos obtenidos.

Se observa como las estacas sin callo van disminuyendo a lo largo del ensayo hasta el valor 22.2%. Esta variación se debe al incremento de estacas muertas principalmente.

Desde el primer conteo tenemos estacas con callo, 2.4%, el cual es el resultado más alto del ensayo con dicho tratamiento.

Las estacas con raíces no trasplantables se observan en la semana 20 siendo el porcentaje de estacas de un 2.6%. Las estacas con raíces trasplantables aparecen en las semanas 20 y 22 con un valor de un 2.4%. El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 2.4%.

4.2.1.6 Tratamiento 6: *Leucospermum* 'Soleil' + IBA 4000 ppm



Gráfica 6: Representación comportamiento del tratamiento 6 durante el ensayo

Como se observa en esta gráfica, el porcentaje de mortalidad varía de un 12,6% en la primera semana, hasta un 50% en la semana 22.

Las estacas sin callo disminuyen de manera significativa desde el primer conteo, 65,0%, hasta la finalización del ensayo, 5,1%. Este resultado es una de los más bajos obtenidos en la investigación. Dicha variación puede ser consecuencia de la presencia de estacas con callo y con raíces, además de las estacas muertas.

Se aprecian estacas con callo desde la semana 8 hasta la 22. El valor más elevado se obtiene en las semanas 10 y 12 con un 7,7% de estacas con callo.

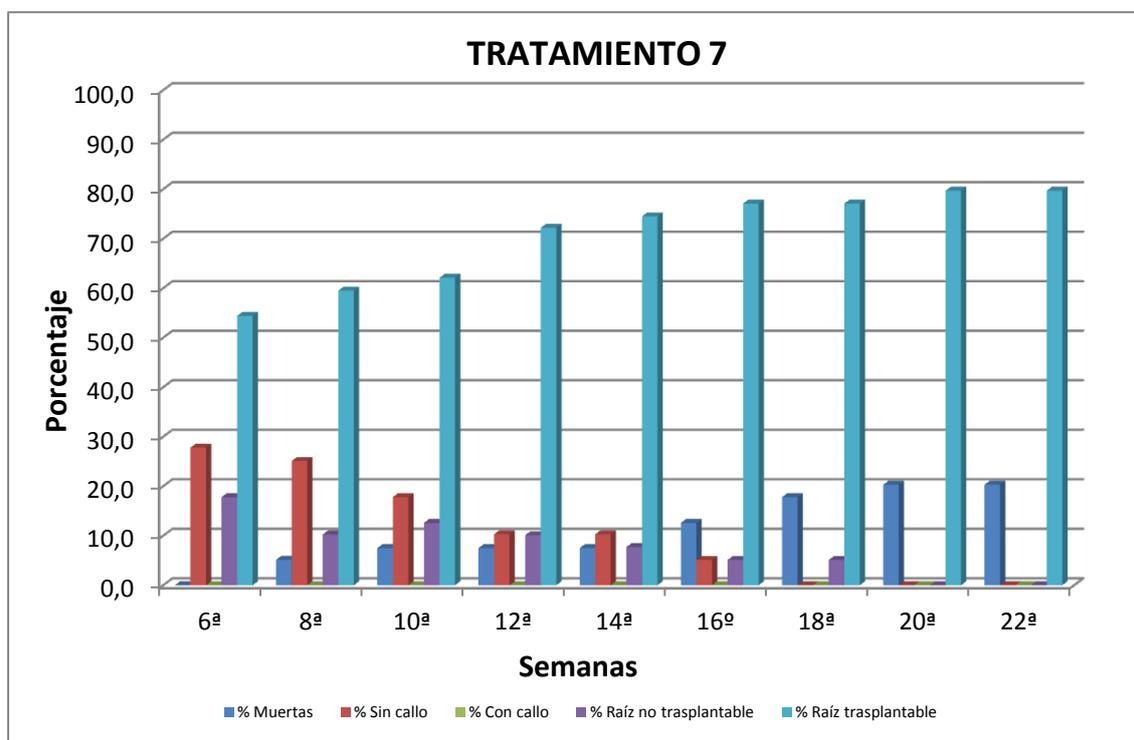
En cuanto a las estacas con raíces no trasplantables se producen fluctuaciones en los porcentajes a lo largo de todo el estudio, alcanzando su máximo en la semana 16 con un 10,3%.

Desde el primer conteo hay estacas con raíces trasplantables. Se obtuvo un 20%

de estacas trasplantables en la semana 6, que fue aumentando de manera moderada hasta la semana 22 donde se registró un 39.9%.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 43.3%.

4.2.1.7 Tratamiento 7: *Leucospermum* 'Soleil' + IBA 4000 ppm.+ H₂O₂



Gráfica 7: Representación comportamiento del tratamiento 7 durante el ensayo

Según la Gráfica 7, las estacas muertas comienzan a aparecer en la semana 8. Estas van aumentando moderadamente desde un 5.1% hasta 20.3% en las semanas 20 a la 22.

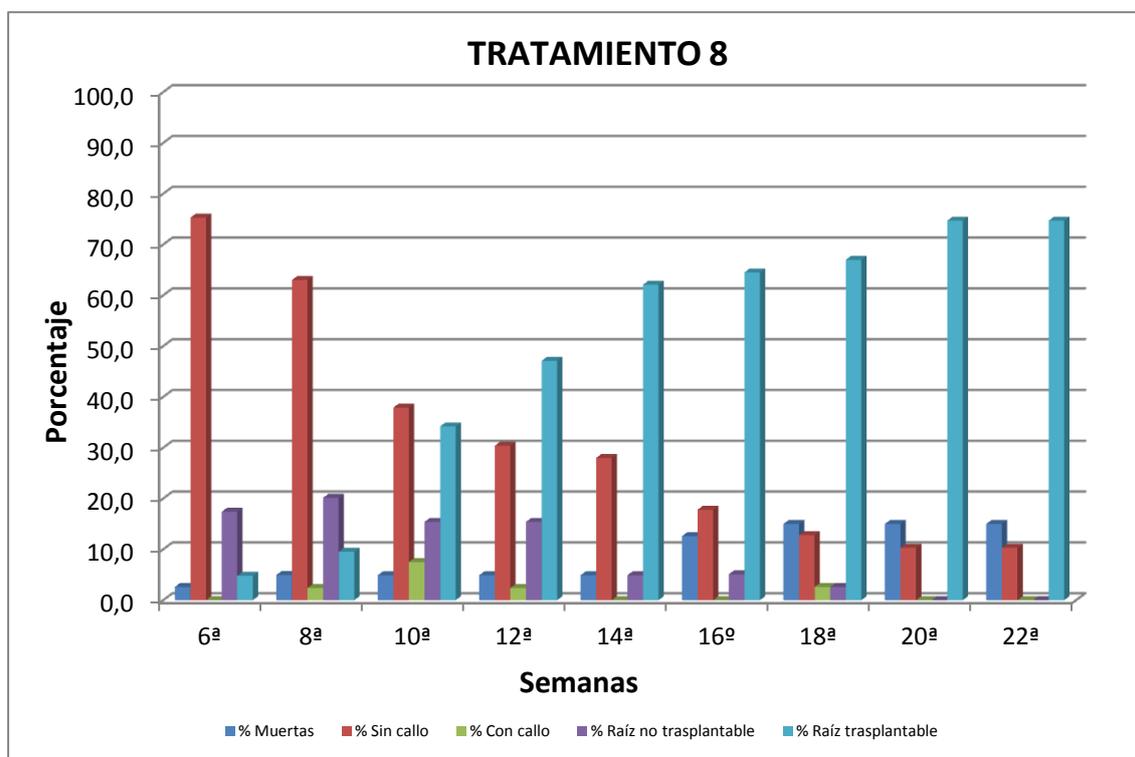
Inicialmente se produjo un 27.8% de estacas sin callo que disminuyó gradualmente hasta alcanzar un 0% en la semana 18.

No se obtuvieron estacas con callo durante todo el ensayo, sin embargo desde la primera semana se observaron estacas con raíces no trasplantables. Inicialmente se registró un 17.8% que se redujo hasta un 0% en la semana 20. Esta reducción se debe sobre todo al incremento de estacas con raíz trasplantable.

Desde el primer conteo el porcentaje de estacas con raíces trasplantables fue alto. En dicha semana se registró un 54.4% que aumentó hasta 79.7% en la semana 20. Se mantuvo este resultado hasta el final del ensayo, semana 22.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 79.7%. El 20.3% restante corresponde a las estacas muertas.

4.2.1.8 Tratamiento 8: *Leucospermum* 'Soleil' + IBA 4000 ppm.+ SEFEL



Gráfica 8: Representación comportamiento del tratamiento 8 durante el ensayo

En la Gráfica 8 podemos observar la baja mortalidad que tiene lugar con este tratamiento. Empieza en la semana 6 con un 2.6% y aumenta lentamente hasta un 15%.

Respecto a las estacas sin callo, el gráfico nos muestra cómo van decreciendo el número de éstas a medida que transcurre el ensayo. A principio presenta un 75.3% de estacas sin callo, que alcanza el valor de 10.3% en la semana 20 y se mantiene hasta la 22.

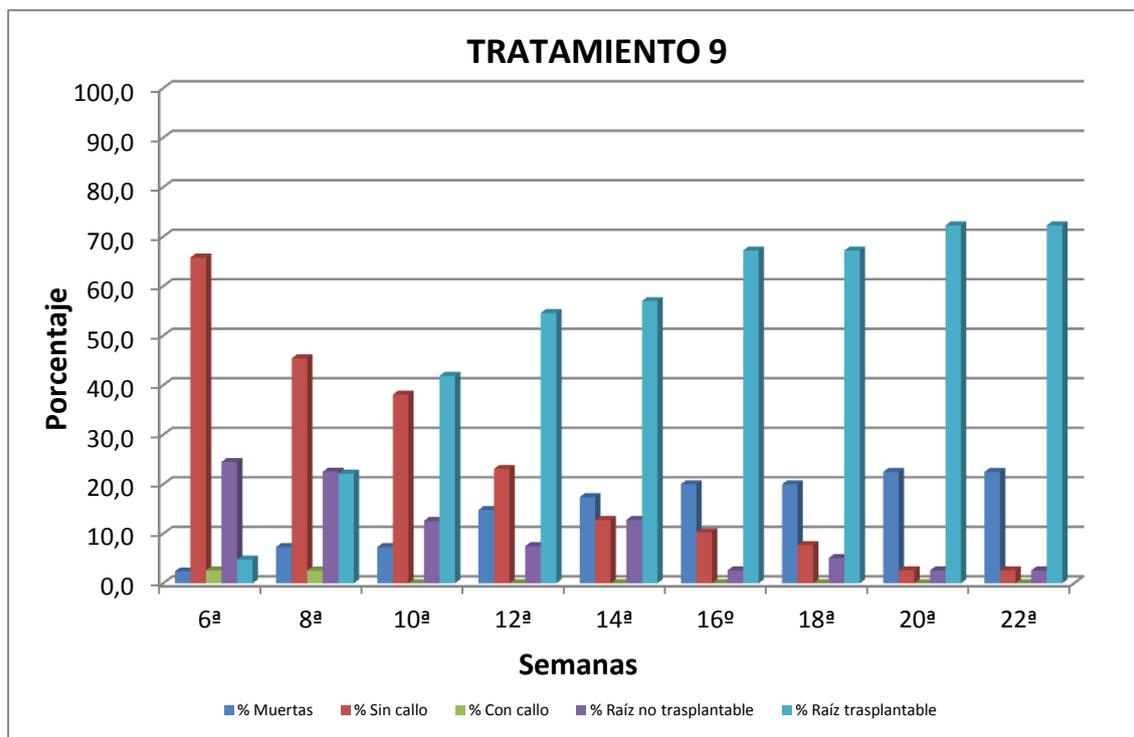
Los porcentajes de las estacas con callo son bajos o nulos, obteniendo el valor más alto en la semana 10 con un 7.5%

Desde la primera semana se registraron estacas con raíces no trasplantables, correspondiendo el valor máximo a la semana 8 con un 20.1%. A partir de dicho momento el número de estacas con raíces no trasplantables decrece hasta un 0% en la semana 20.

Si nos fijamos en la Gráfica 8 se aprecia el crecimiento significativo que se produce en el transcurso del ensayo en cuanto a las estacas con raíz trasplantable. En la primera semana tenemos un valor de 4.8% que aumenta hasta un 74.7% en la semana 20 hasta la 22.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 74.7%.

4.2.1.9 Tratamiento 9: *Leucospermum* 'Soleil' + SEFEL



Gráfica 9: Representación comportamiento del tratamiento 9 durante el ensayo

Según la Gráfica 9, el porcentaje de estacas muertas aumenta de un 2.4% en la semana 6 hasta un 22.5% en las semanas 20 hasta la 22.

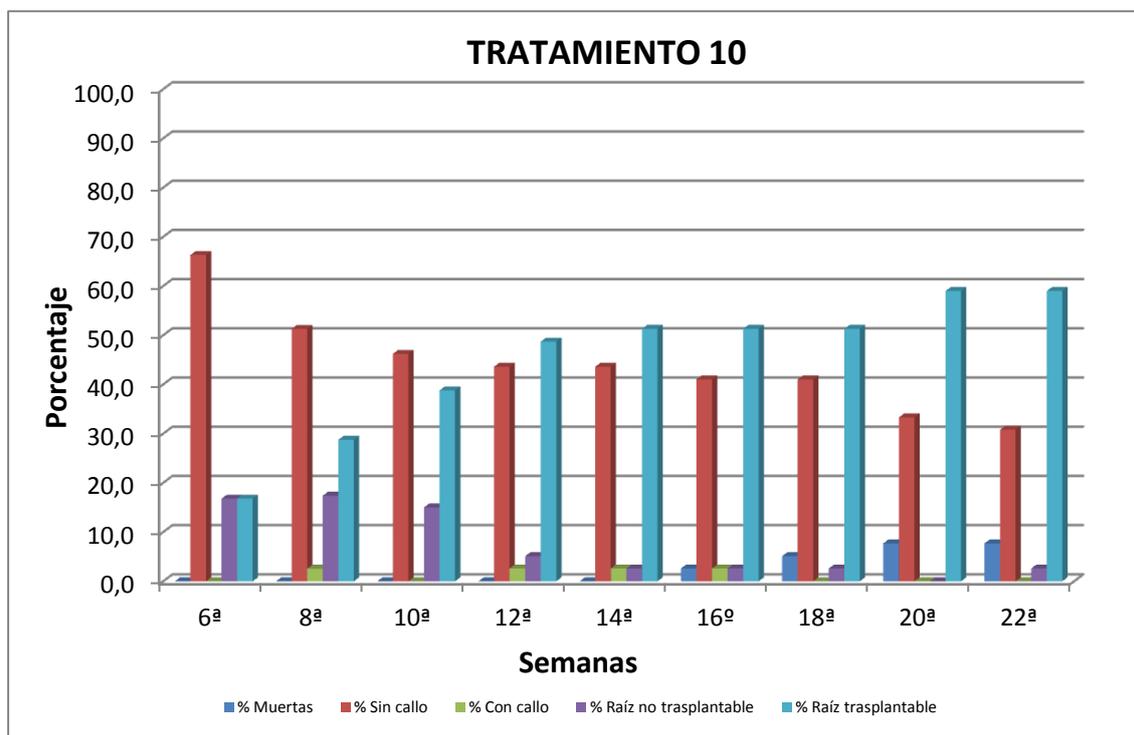
El porcentaje de estacas sin callo disminuye progresivamente desde el primer conteo, 65.8%, hasta los últimos donde se alcanzó un 2.6%.

En las semanas 6 y 8 se registraron estacas con callo, 2.6%, sin embargo de la semana 10 a la 22 el porcentaje fue del 0%.

Durante todo el ensayo se obtienen estacas con raíces no trasplantables y raíces trasplantables. Existe una correlación entre ambas variables, pues a medida que disminuye el número de estacas con raíces no trasplantables desde un 24.5%, en la semana 6, hasta un 2.6% al final del estudio, aumenta el porcentaje de estacas con raíces trasplantables pasando de un 4.8% al principio a un 72.3% en las últimas semanas.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 74.9%.

4.2.1.10 Tratamiento 10: *Leucospermum* 'Soleil' + SEFEL + H₂O₂



Gráfica 10: Representación comportamiento del tratamiento 10 durante el ensayo

Como se puede apreciar en la Gráfica 10, la mortalidad en las estacas no se presenta hasta la semana 16. Al finalizar los conteos se obtiene un valor máximo de 7.7% de estacas muertas. Este resultado es el más bajo en cuanto a mortalidad en todo el ensayo.

En cuanto a las estacas sin callo se produce una reducción gradual desde el primer conteo, 66.3%, hasta el último, 30.8%.

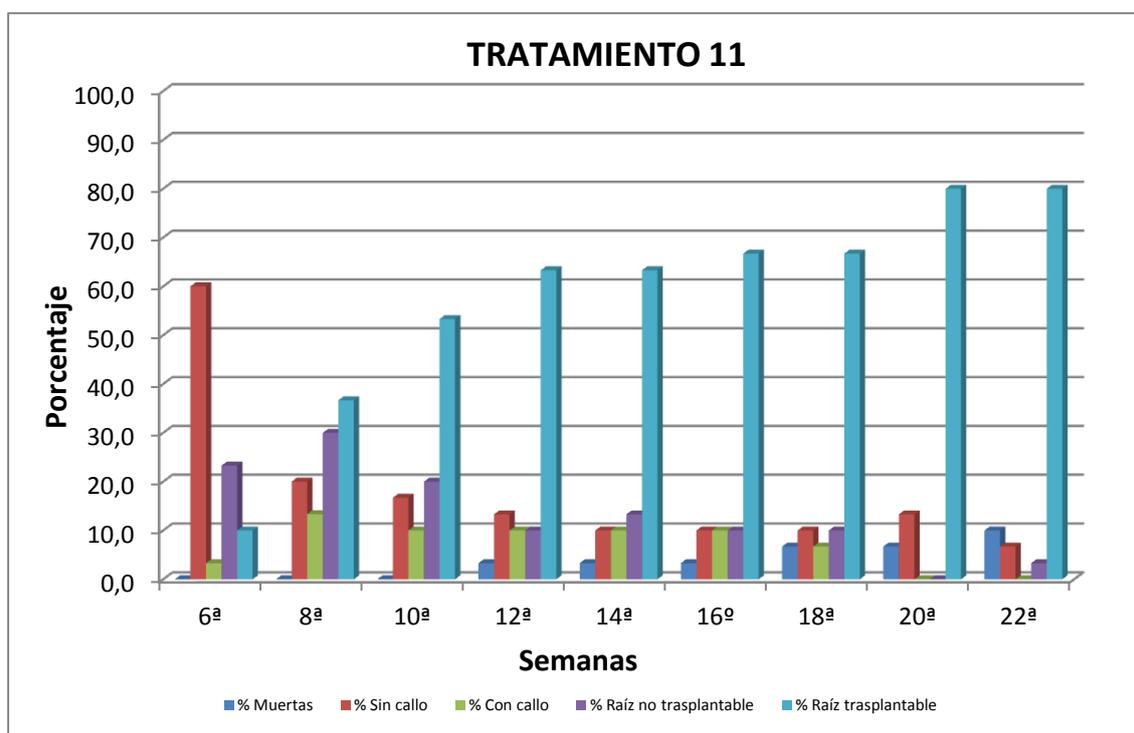
Las estacas con callo aparecen en la semana 8 con un 2.6%, pero dicho valor decrece. A partir de la semana 18 el resultado obtenido es de 0%.

Se ven estacas con raíces no trasplantables desde el primer conteo que se realizó, 16.8%, pero este valor va disminuyendo hasta alcanzar un 2.6% , en la semana 14, que se mantiene hasta la semana 22.

Desde el inicio del ensayo tenemos estacas con raíces trasplantables, 16.8%, cuyo resultado se incrementa con el paso de las semanas hasta alcanzar finalmente un 59.0%.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 61.6%.

4.2.1.11 Tratamiento 11: *Leucospermum* 'Tango' + IBA 4000 ppm



Gráfica 11: Representación comportamiento del tratamiento 11 durante el ensayo

Según muestra la Gráfica 11, la mortalidad de las estacas no sobrepasa el 10%. Comienzan a documentarse estacas muertas en la semana 12 con un valor de 3.3% que se mantiene hasta la semana 16. Desde dicha fecha se incrementa ligeramente la mortalidad hasta un 10% en la semana 22.

Si nos fijamos en las estacas sin callo, se produce una gran variación desde el inicio del estudio. En la primera semana se tiene un 60% de estacas sin callo, que disminuye hasta un 20% en el siguiente conteo. Al finalizar el ensayo se alcanza un porcentaje de estacas sin callo de un 6.7%. Esto es debido principalmente a las estacas con raíces, tanto no trasplantables como trasplantables, que se obtienen.

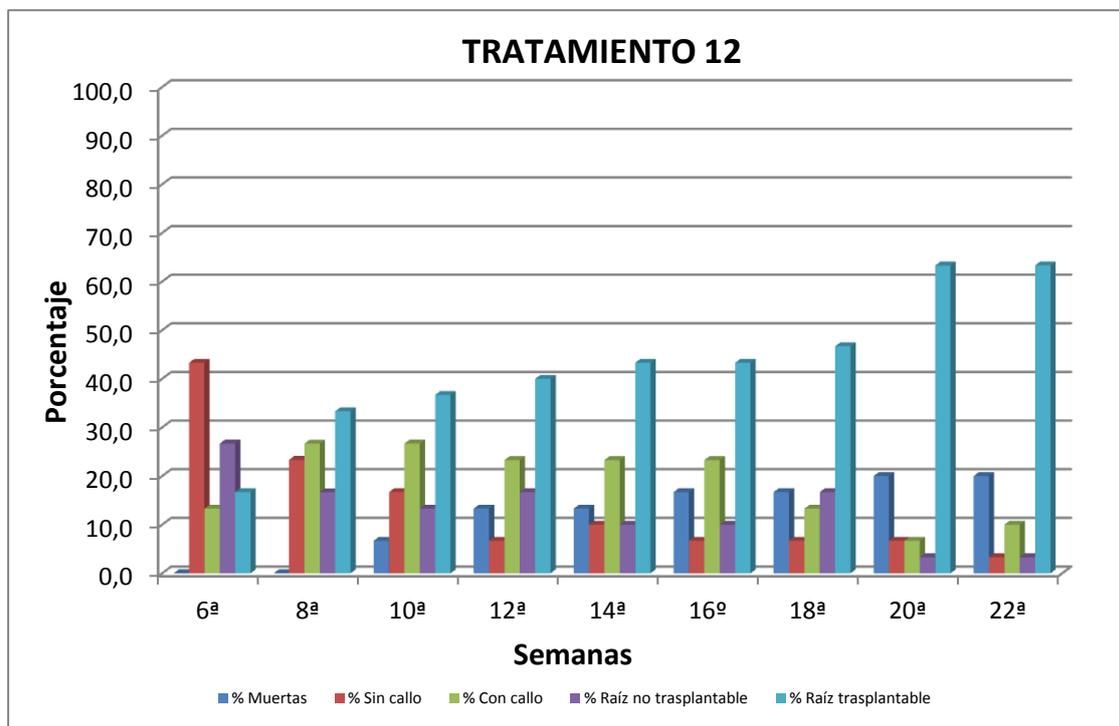
Se presentan estacas con callo desde la primera semana, alcanzando el máximo la semana 8 con un 13.3%.

Desde el primer conteo se aprecian raíces en las estacas, tanto no trasplantables como trasplantables. En cuanto a las raíces no trasplantables el valor máximo se produce en la semana 8, 30%, y desciende hasta un 3.3% al final del estudio.

Las estacas con raíces trasplantables experimentan un gran aumento, pasando de un 10% en la semana 6 hasta un 80% en la semana 20.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 83.3%.

4.2.1.12 Tratamiento 12: *Leucospermum* 'Tango' + IBA 4000 ppm.+ H₂O₂



Gráfica 12: Representación comportamiento del tratamiento 12 durante el ensayo

Como vemos en la Gráfica 12 aparecen estacas muertas desde la semana 10, 6.7%, aumentando paulatinamente hasta un 20% al finalizar el ensayo.

Las estacas sin callo descienden mientras avanza el estudio, obteniendo como resultado un 3.3% en la semana 22 frente a un 43.3% inicial.

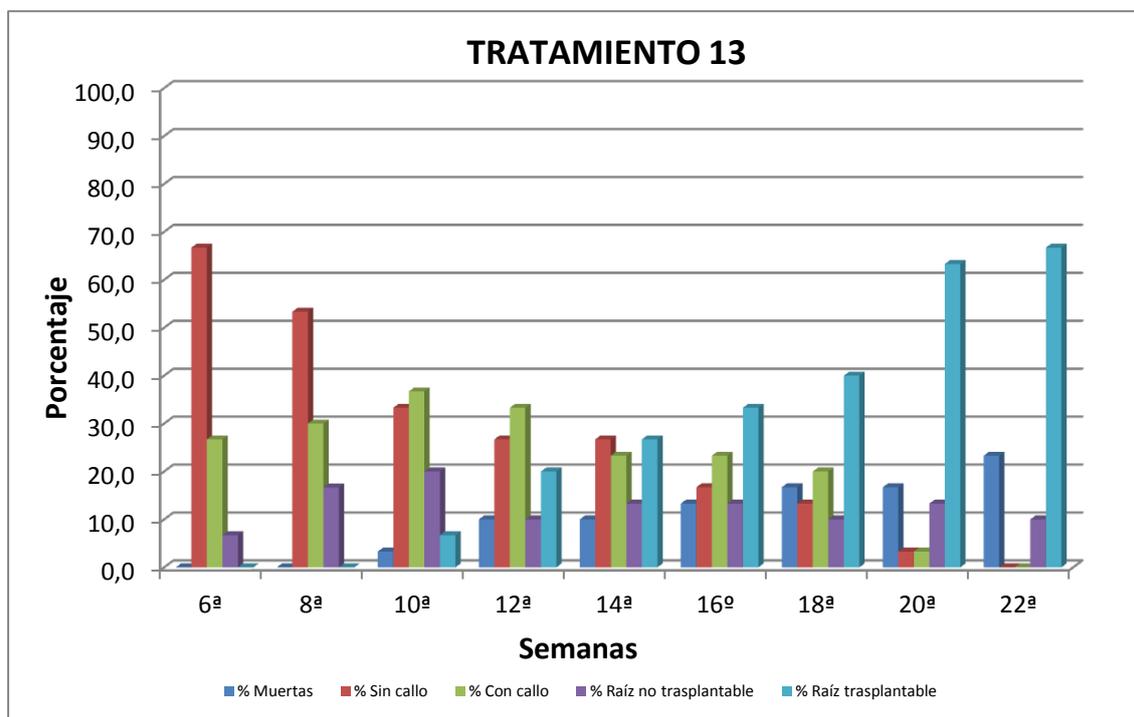
Respecto a las estacas con callo, están presentes durante todo el ensayo variando la cantidad de estacas que lo tienen. El valor máximo tiene lugar en las semanas 6 y 8 con un 26.7% que disminuye hasta un 10% en las semana 22.

El mayor valor de estacas con raíces no trasplantables se produce en el primer conteo, con un 26.7% que va descendiendo hasta un 3.3% a partir de la semana 20.

En cuanto a las raíces trasplantables experimentan un aumento desde la primera semana con un 16.7% hasta la semana 20 con un 63.3%, que se mantiene hasta el final del estudio.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 66.6%.

4.2.1.13 Tratamiento 13: *Leucospermum* 'Tango' + IBA 4000 ppm.+ SEFEL



Gráfica 13: Representación comportamiento del tratamiento 13 durante el ensayo

En la semana 10 aparecen las primeras estacas muertas, tal y como se aprecia en la Gráfica 13, y aumentan a medida que transcurre el ensayo pasando del 3.3% inicial a un 23.3%.

Al principio el 66.7% de las estacas no presentaban callo pero dicho valor fue descendiendo hasta el 0% desde la semana 22.

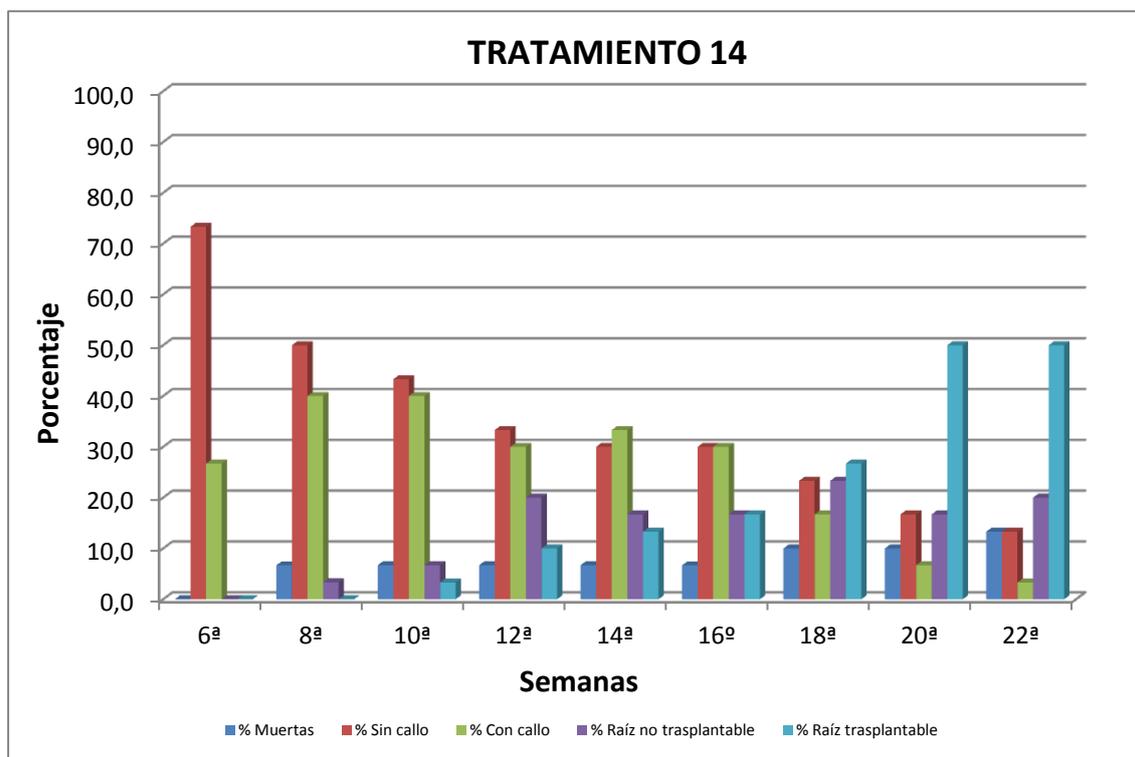
Se observaron callos en las estacas desde la semana 6 hasta la 20, hallándose el máximo en la semana 10 con un 36.7%, siendo el porcentaje al final del estudio un 0%.

Desde la primera semana algunas estacas presentaban raíces no trasplantables, 6.7%, produciéndose fluctuaciones a lo largo del ensayo. El valor máximo tuvo lugar la semana 10, 20%, y al finalizar el ensayo, el porcentaje de estacas con raíces no trasplantables fue de 10%.

Es en la semana 10 cuando se obtienen las primeras estacas con raíces trasplantables, 6.7%, incrementando progresivamente el número de éstas hasta un 66.7% en la última semana del estudio.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 76.7%.

4.2.1.14 Tratamiento 14: *Leucospermum* 'Tango' + SEFEL



Gráfica 14: Representación comportamiento del tratamiento 14 durante el ensayo

Según nos muestra la Gráfica 14, las primeras estacas muertas aparecen en la semana 8 con un 6.7% que se mantiene hasta la semana 16, y posteriormente aumenta hasta un 13.3% en la última semana.

Respecto a las estacas sin callo, experimentan una notable disminución desde el inicio, 73.3%, hasta el final del ensayo, 13.0%.

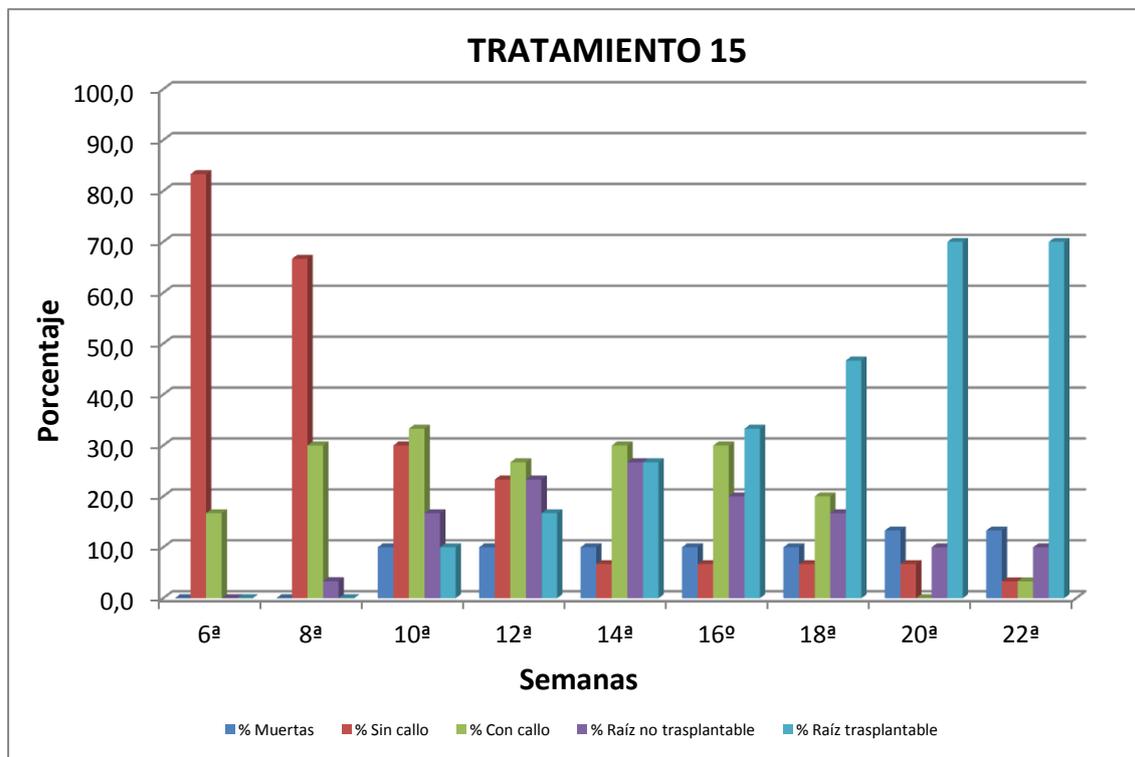
Las estacas con callo aparecen desde la primera semana y se incrementan hasta un 40% en las semanas 8 y 10. A partir de esta fecha desciende el número de ellas hasta un 3.3%.

Es en la semana 8 cuando se aprecian estacas con raíces no trasplantables. El máximo se obtiene en la semana 18, 23.3%, y desciende hasta un 20% en las semana 22.

A partir de la semana 10 tenemos estacas con raíces trasplantables, que aumentan hasta un 50% en la semana 20, siendo constante este valor hasta el final del estudio.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 70.0%.

4.2.1.15 Tratamiento 15: *Leucospermum* 'Tango' + SEFEL + H₂O₂



Gráfica 15: Representación comportamiento del tratamiento 15 durante el ensayo

Se puede observar en la Gráfica 15 que las primeras estacas muertas aparecen desde la semana 10,10%, sin variar hasta la semana 20, cuando se alcanza el valor final, 13.3%.

Las estacas sin callo experimentan un gran descenso pasando de un 83.3% inicial a un 3.3% en la última semana.

Desde la semana 6 las estacas presentan callo, obteniéndose el valor más alto en la semana 10, 33.3%, el cual disminuye hasta un 3.3% finalmente.

Respecto a las estacas con raíces no trasplantables, éstas se observan desde la semana 8, 3.3%. El valor más alto se halla en la semana 14, 26.7%, momento en el que empieza a disminuir hasta un 10%, semana 20 a la 22.

No aparecen estacas con raíces trasplantables hasta las semana 10. Se consigue el 70% desde la semana 20, permaneciendo constante hasta la semana 22.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de 80.0%.

4.2.1 Análisis estadístico de los datos obtenidos

4.2.2.1 Estacas con raíces trasplantables a las 6 semanas de ensayo

A las 6 semanas de ensayo, las estacas que presentan raíces trasplantables (Tabla 1) corresponden a los tratamientos 2, 6, 7, 8, 9, 10, 11 y 12. Dichos tratamientos no presentan diferencias significativas entre sí, a excepción del tratamiento 7 que es significativamente diferente a todos los mencionados anteriormente.

Tabla 1: Separación de medias por el método Tukey a las 6 semanas de ensayo. (Las medias seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%).

Tratamientos	% Estacas con raíces trasplantables
1 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm	0 c
2 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	2.6 bc
3 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	0 c
4 Estacas de `Succession I´ + SEFEL	0 c
5 Estacas de `Succession I´ + SEFEL + H ₂ O ₂	0 c
6 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm	20 b
7 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	54.4 a
8 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	4.8 bc
9 Estacas de `Soleil´ + SEFEL	4.8 bc
10 Estacas de `Soleil´ + SEFEL + H ₂ O ₂	16.8 bc
11 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm	10.0 bc
12 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	16.7 bc
13 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	0 c
14 Estacas de `Tango´ + SEFEL	0 c
15 Estacas de `Tango´ + SEFEL + H ₂ O ₂	0 c

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre el porcentaje de estacas con raíz trasplantable a las seis semanas de ensayo

Además, los datos obtenidos con respecto al porcentaje de estacas trasplantables se sometieron a un análisis de varianza univariante (Tabla 2), observándose que tanto el tipo de enraizante como la variedad presentan diferencia significativa. La interacción tipo de enraizante x sustrato no presenta diferencia significativa.

Tabla 2: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 6 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 6		% Estacas con raíz trasplantable
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	10.0
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	24.5
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	1.6
	E4 (SEFEL)	1.6
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	5.6
Variedad	`Succession I´	0.5
	`Soleil´	20.2
	`Tango´	5.3

Semana 6	Significación
Tipo de enraizante	s
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre la longitud de las raíces de las estacas con raíz trasplantable a las seis semanas de ensayo

Los datos obtenidos con respecto a la longitud de las raíces de las estacas trasplantables se sometieron a un análisis de varianza univariante, la media de las longitudes de las raíces, observando así en la Tabla 3 que el tipo de enraizante y la variedad presentan diferencias significativas.

Tabla 3: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de estacas trasplantables a las 6 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 6		Longitud de la raíz (cm)
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	0.5
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	1.6
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	0.1
	E4 (SEFEL)	0.1
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	0.3
Variedad	‘Succession I’	0
	‘Soleil’	1.3
	‘Tango’	0.2

Semana 6	Significación
Tipo de enraizante	s
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

4.2.2.2 Estacas con raíces trasplantables a las 8 semanas de ensayo

Como se observa en la Tabla 4, los tratamientos que muestran estacas con raíces trasplantables son el 2, 6, 7, 8, 9, 10, 11 y 12, coincidiendo con los tratamientos de la semana anterior.

El tratamiento 7, con el mayor porcentaje de estacas con raíces trasplantables (59,5%), presenta diferencias significativas respecto a los tratamientos 1, 2, 3, 4, 5, 8, 13, 14 y 15, no mostrando diferencias con el resto de los tratamientos estudiados.

Tabla 4: Separación de medias por el método Tukey a las 8 semanas de ensayo. (Las medias seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%).

Tratamientos	% Estacas con raíces trasplantables
1 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm	0 c
2 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	2.6 bc
3 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	0 c
4 Estacas de `Succession I´ + SEFEL	0 c
5 Estacas de `Succession I´ + SEFEL + H ₂ O ₂	0 c
6 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm	20 b
7 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	54.4 a
8 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	4.8 bc
9 Estacas de `Soleil´ + SEFEL	4.8 bc
10 Estacas de `Soleil´ + SEFEL + H ₂ O ₂	16.8 bc
11 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm	10.0 bc
12 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	16.7 bc
13 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	0 c
14 Estacas de `Tango´ + SEFEL	0 c
15 Estacas de `Tango´ + SEFEL + H ₂ O ₂	0 c

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre el porcentaje de estacas con raíz trasplantable a las ocho semanas de ensayo

Tras el análisis de varianza univariante con respecto al porcentaje de estacas trasplantables, en la semana 8 no se observan diferencias significativas en el tipo de enraizante x variedad, sin embargo si hay diferencias significativas para el tipo de enraizante y para la variedad (Tabla 5), como ocurre en la semana anterior.

Tabla 5: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 8 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 8		% Estacas con raíz trasplantable
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	20.5
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	31.8
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	3.2
	E4 (SEFEL)	7.4
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	9.6
Variedad	‘Succession I’	0.5
	‘Soleil’	29.0
	‘Tango’	14.0

Semana 8	Significación
Tipo de enraizante	s
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre la longitud de las raíces de las estacas con raíz trasplantable a las ocho semanas de ensayo

En cuanto a la longitud de las raíces de las estacas trasplantables, tras ser sometidas a un análisis de varianza univariante, obtenemos que no se observa diferencias significativas en la interacción tipo de enraizante x variedad y en el tipo de enraizante, pero si presenta diferencias al nivel del 5% la variedad tal y como nos muestra la Tabla 6.

Tabla 6: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de estacas trasplantables a las 8 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 8		Longitud de la raíz (cm)
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	1.2
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	2.2
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	0.2
	E4 (SEFEL)	0.4
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	0.6
Variedad	´Succession I´	0
	´Soleil´	1.9
	´Tango´	0.8

Semana 8	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

4.2.2.3 Estacas con raíces trasplantables a las 10 semanas de ensayo

A las 10 semanas de comenzar el ensayo, son los tratamientos 2, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14 y 15 los que presentan estacas con raíces trasplantables. Tras llevar a cabo el análisis de varianza correspondiente, se obtuvo que los tratamientos 7 y 11, sin diferencias significativas entre sí, son significativamente diferentes al resto excepto con los tratamientos 6, 8, 9 y 12.

Tabla 7: Separación de medias por el método Tukey a las 10 semanas de ensayo. (Las medias seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%).

Tratamientos	% Estacas con raíces trasplantables
1 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm	0 d
2 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	2.6 cd
3 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	0 d
4 Estacas de `Succession I´ + SEFEL	0 d
5 Estacas de `Succession I´ + SEFEL + H ₂ O ₂	0 d
6 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm	24.9 abc
7 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	62.1 a
8 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	34.2 abc
9 Estacas de `Soleil´ + SEFEL	41.9 ab
10 Estacas de `Soleil´ + SEFEL + H ₂ O ₂	38.8 abc
11 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm	53.3 a
12 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	36.7 abc
13 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	6.7 cd
14 Estacas de `Tango´ + SEFEL	3.3 cd
15 Estacas de `Tango´ + SEFEL + H ₂ O ₂	10 bcd

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre el porcentaje de estacas con raíz trasplantable a las diez semanas de ensayo

Tras el análisis de varianza univariante con respecto al porcentaje de estacas trasplantables, en la semana 10 no se observan diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad. Si hay diferencias significativas para la variedad (Tabla 8).

Tabla 8: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 10 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 10		% Estacas con raíz trasplantable
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	26.1
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	33.8
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	13.6
	E4 (SEFEL)	15.1
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	16.3
Variedad	‘Succession I’	0.5
	‘Soleil’	40.4
	‘Tango’	22.0

Semana 10	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre la longitud de las raíces de las estacas con raíz trasplantable a las diez semanas de ensayo

En cuanto a la longitud de las raíces de las estacas trasplantables, tras ser sometidas a un análisis de varianza univariante, obtenemos que no se observa diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad, pero si presenta diferencias al nivel del 5% la variedad (Tabla 9).

Tabla 9: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de estacas trasplantables a las 10 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 10		Longitud de la raíz (cm)
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	1.5
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	2.4
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	1.2
	E4 (SEFEL)	1.0
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	1.0
Variedad	`Succession I`	0
	`Soleil`	2.9
	`Tango`	1.3

Semana 10	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

4.2.2.4 Estacas con raíces trasplantables a las 12 semanas de ensayo

En la semana 12 del ensayo, todos los tratamientos presentan estacas con raíces trasplantables a excepción de los tratamientos 1, 4 y 5 que se mantienen con un 0%. Tras analizar los resultados se observa en la Tabla 10 que el tratamiento 7 muestra diferencias significativas con los tratamientos 1, 2, 3, 4, 5, 13, 14 y 15, no presentando diferencias significativas con el resto de los tratamientos.

Tabla 10: Separación de medias por el método Tukey a las 12 semanas de ensayo. (Las medias seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%).

Tratamientos	% Estacas con raíces trasplantables
1 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm	0 e
2 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	2.6 de
3 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	2.6 de
4 Estacas de `Succession I´ + SEFEL	0 e
5 Estacas de `Succession I´ + SEFEL + H ₂ O ₂	0 e
6 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm	27.3 abcd
7 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	72.2 a
8 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	47.1 abc
9 Estacas de `Soleil´ + SEFEL	54.6 ab
10 Estacas de `Soleil´ + SEFEL + H ₂ O ₂	48.7 abc
11 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm	63.3 ab
12 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	40.8 abc
13 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	20.0 bcde
14 Estacas de `Tango´ + SEFEL	10.0 cde
15 Estacas de `Tango´ + SEFEL + H ₂ O ₂	16.7 bcde

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre el porcentaje de estacas con raíz trasplantable a las doce semanas de ensayo

Tras el análisis de varianza univariante con respecto al porcentaje de estacas trasplantables, en la semana 12 no se observan diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad. Sin embargo la variedad presenta diferencias significativas al nivel del 5% (Tabla 11).

Tabla 11: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 12 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 12		% Estacas con raíz trasplantable
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	30.2
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	38.2
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	23.2
	E4 (SEFEL)	21.5
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	21.8
Variedad	‘Succession I’	1.0
	‘Soleil’	50.0
	‘Tango’	30.0

Semana 12	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre la longitud de las raíces de las estacas con raíz trasplantable a las doce semanas de ensayo

En cuanto a la longitud de las raíces de las estacas trasplantables, tras ser sometidas a un análisis de varianza univariante, obtenemos que no se aprecian diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad, pero si presenta diferencias al nivel del 5% la variedad, como podemos ver en la Tabla 12.

Tabla 12: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de estacas trasplantables a las 12 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 12		Longitud de la raíz (cm)
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	1.8
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	2.6
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	1.3
	E4 (SEFEL)	1.3
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	1.5
Variedad	`Succession I´	0.1
	`Soleil´	3.3
	`Tango´	1.8

Semana 12	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

4.2.2.5 Estacas con raíces trasplantables a las 14 semanas de ensayo

En la semana 14 del ensayo, como ocurre en la anterior, todos los tratamientos presentan estacas con raíces trasplantables a excepción de los tratamientos 1, 4 y 5 que se mantienen con un 0%.

Tras analizar los resultados se observa en la Tabla 13 que el tratamiento 7 vuelve a mostrar diferencias significativas con respecto a los tratamientos 1, 2, 3, 4, 5, 6, 13, 14 y 15, no presentando diferencias significativas con el resto de los tratamientos estudiados.

Tabla 13: Separación de medias por el método Tukey a las 14 semanas de ensayo. (Las medias seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%).

Tratamientos	% Estacas con raíces trasplantables
1 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm	0 e
2 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	2.6 de
3 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	2.6 de
4 Estacas de `Succession I´ + SEFEL	0 e
5 Estacas de `Succession I´ + SEFEL + H ₂ O ₂	0 e
6 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm	27.3 bcd
7 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	74.5 a
8 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	62.1 ab
9 Estacas de `Soleil´ + SEFEL	57.0 ab
10 Estacas de `Soleil´ + SEFEL + H ₂ O ₂	51.3 ab
11 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm	63.3 ab
12 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	43.3 abc
13 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	26.7 bcd
14 Estacas de `Tango´ + SEFEL	13.3 cde
15 Estacas de `Tango´ + SEFEL + H ₂ O ₂	26.7 bcd

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre el porcentaje de estacas con raíz trasplantable a las catorce semanas de ensayo

Tras el análisis de varianza univariante con respecto al porcentaje de estacas trasplantables, en la semana 14 no se observan diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad. Sin embargo la variedad continúa presentando diferencias significativas (Tabla 14).

Tabla 14: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 14 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 14		% Estacas con raíz trasplantable
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	30.2
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	40.2
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	30.4
	E4 (SEFEL)	23.4
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	26.0
Variedad	`Succession I´	1.0
	`Soleil´	54.4
	`Tango´	34.7

Semana 14	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre la longitud de las raíces de las estacas con raíz trasplantable a las catorce semanas de ensayo

En cuanto a la longitud de las raíces de las estacas trasplantables, tras ser sometidas a un análisis de varianza univariante, obtenemos que no existe diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad, pero si presenta diferencias al nivel del 5% la variedad, como podemos observar en la Tabla 15.

Tabla 15: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de estacas trasplantables a las 14 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 14		Longitud de la raíz (cm)
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	1.8
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	2.8
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	2.1
	E4 (SEFEL)	1.5
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	1.8
Variedad	´Succession I´	0.1
	´Soleil´	3.7
	´Tango´	2.2

Semana 14	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

4.2.2.6 Estacas con raíces trasplantables a las 16 semanas de ensayo

En la semana 16 del ensayo, como ocurre en la anterior, todos los tratamientos presentan estacas con raíces trasplantables a excepción de los tratamientos 1, 4 y 5 que se mantienen con un 0%.

Tras analizar los resultados se observa en la Tabla 16 que el tratamiento 7, al igual que en la semana 14, vuelve a mostrar diferencias significativas con los tratamientos 1, 2, 3, 4, 5, 6, 13, 14 y 15, no mostrando diferencias con los restantes tratamientos.

Tabla 16: Separación de medias por el método Tukey a las 16 semanas de ensayo. (Las medias seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%).

Tratamientos	% Estacas con raíces trasplantables
1 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm	0 d
2 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	2.6 d
3 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	2.6 d
4 Estacas de `Succession I´ + SEFEL	0 d
5 Estacas de `Succession I´ + SEFEL + H ₂ O ₂	0 d
6 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm	29.9 bc
7 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	77.1 a
8 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	64.5 ab
9 Estacas de `Soleil´ + SEFEL	67.2 ab
10 Estacas de `Soleil´ + SEFEL + H ₂ O ₂	51.3 ab
11 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm	66.7 ab
12 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	43.3 abc
13 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	33.3 bc
14 Estacas de `Tango´ + SEFEL	16.7 cd
15 Estacas de `Tango´ + SEFEL + H ₂ O ₂	33.3 bc

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre el porcentaje de estacas con raíz trasplantable a las dieciséis semanas de ensayo

Tras el análisis de varianza univariante con respecto al porcentaje de estacas trasplantables, en la semana 16 no se observan diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad. Sin embargo la variedad sí presenta diferencias significativas (Tabla 17).

Tabla 17: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 16 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 16		% Estacas con raíz trasplantable
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	32.2
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	41.0
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	33.5
	E4 (SEFEL)	28.0
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	28.2
Variedad	`Succession I´	1.0
	`Soleil´	58.0
	`Tango´	38.7

Semana 16	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre la longitud de las raíces de las estacas con raíz trasplantable a las dieciséis semanas de ensayo

En cuanto a la longitud de las raíces de las estacas trasplantables, tras ser sometidas a un análisis de varianza univariante, obtenemos que no se observa diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad, pero si presenta diferencias significativas la variedad, como podemos ver en la Tabla 18.

Tabla 18: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de estacas trasplantables a las 16 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 16		Longitud de la raíz (cm)
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	1.9
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	2.8
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	2.3
	E4 (SEFEL)	1.9
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	1.9
Variedad	‘Succession I’	0.1
	‘Soleil’	4.0
	‘Tango’	2.5

Semana 16	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

4.2.2.7 Estacas con raíces trasplantables a las 18 semanas de ensayo

En la semana 18 del ensayo, todos los tratamientos presentan estacas con raíces trasplantables a excepción de los tratamientos 1, 4 y 5 que se mantienen con un 0%. Tras analizar los resultados se observa, en la Tabla 19, que existen diferencias significativas entre el tratamiento 7 y los tratamientos 1, 2, 3, 4, 5, 6 y 14, pero no con los tratamientos 8, 9, 10, 11, 12,13 y 15.

Tabla 19: Separación de medias por el método Tukey a las 18 semanas de ensayo. (Las medias seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%).

Tratamientos	% Estacas con raíces trasplantables
1 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm	0 d
2 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	2.6 cd
3 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	2.6 cd
4 Estacas de `Succession I´ + SEFEL	0 d
5 Estacas de `Succession I´ + SEFEL + H ₂ O ₂	0 d
6 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm	32.4 b
7 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	77.1 a
8 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	67.0 ab
9 Estacas de `Soleil´ + SEFEL	67.2 ab
10 Estacas de `Soleil´ + SEFEL + H ₂ O ₂	51.3 ab
11 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm	66.7 ab
12 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	46.7 ab
13 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	40.0 ab
14 Estacas de `Tango´ + SEFEL	24.7 bc
15 Estacas de `Tango´ + SEFEL + H ₂ O ₂	46.7 ab

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre el porcentaje de estacas con raíz trasplantable a las dieciocho semanas de ensayo

Tras el análisis de varianza univariante con respecto al porcentaje de estacas trasplantables, en la semana 18 no se observan diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad. Sin embargo la variedad sí presenta diferencias significativas (Tabla 20).

Tabla 20: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 18 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 18		% Estacas con raíz trasplantable
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	33.0
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	42.1
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	36.5
	E4 (SEFEL)	31.3
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	32.7
Variedad	‘Succession I’	1.0
	‘Soleil’	59.0
	‘Tango’	45.3

Semana 18	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre la longitud de las raíces de las estacas con raíz trasplantable a las dieciocho semanas de ensayo

En cuanto a la longitud de las raíces de las estacas trasplantables, tras ser sometidas a un análisis de varianza univariante, obtenemos que sola la variedad presenta diferencias significativas (Tabla 21).

Tabla 21: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de estacas trasplantables a las 18 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 18		Longitud de la raíz (cm)
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	2.0
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	2.9
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	2.5
	E4 (SEFEL)	2.1
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	2.2
Variedad	`Succession I´	0.1
	`Soleil´	4.1
	`Tango´	2.9

Semana 18	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

4.2.2.8 Estacas con raíces trasplantables a las 20 semanas de ensayo

En la semana 20 del ensayo todos los tratamientos presentan estacas con raíces trasplantables salvo el tratamiento 1, que se mantiene con un 0%. Como se puede observar en la Tabla 22, los tratamientos 7, 8, 9, 10, 11 y 15, iguales entre sí, presentan diferencias significativas con los tratamientos 1, 2, 3, 4 y 5.

Tabla 22: Separación de medias por el método Tukey a las 20 semanas de ensayo. (Las medias seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%).

Tratamientos	% Estacas con raíces trasplantables
1 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm	0 d
2 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	4.9 bcd
3 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	2.6 cd
4 Estacas de `Succession I´ + SEFEL	5.1 cd
5 Estacas de `Succession I´ + SEFEL + H ₂ O ₂	2.4 cd
6 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm	37.4 abcd
7 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	79.7 a
8 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	74.7 a
9 Estacas de `Soleil´ + SEFEL	72.3 a
10 Estacas de `Soleil´ + SEFEL + H ₂ O ₂	59.0 a
11 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm	80.0 a
12 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	63.3 ab
13 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	63.3 ab
14 Estacas de `Tango´ + SEFEL	50.0 abc
15 Estacas de `Tango´ + SEFEL + H ₂ O ₂	70.0 a

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre el porcentaje de estacas con raíz trasplantable a las veinte semanas de ensayo

Tras el análisis de varianza univariante con respecto al porcentaje de estacas trasplantables, en la semana 20 no se observan diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad. Sin embargo la variedad sí presenta diferencias significativas (Tabla 23).

Tabla 23: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 20 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 20		% Estacas con raíz trasplantable
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	39.1
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	49.3
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	46.9
	E4 (SEFEL)	42.5
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	43.8
Variedad	`Succession I´	3.0
	`Soleil´	64.6
	`Tango´	65.3

Semana 20	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre la longitud de las raíces de las estacas con raíz trasplantable a las veinte semanas de ensayo

En cuanto a la longitud de las raíces de las estacas trasplantables, tras ser sometidas a un análisis de varianza univariante, obtenemos que no se observan diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad. Sí presenta diferencias significativas la variedad, como podemos ver en la Tabla 24.

Tabla 24: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de estacas trasplantables a las 20 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 20		Longitud de la raíz (cm)
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	2.7
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	3.7
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	3.7
	E4 (SEFEL)	2.9
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	3.1
Variedad	`Succession I´	0.1
	`Soleil´	4.6
	`Tango´	4.9

Semana 20	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

4.2.2.9 Estacas con raíces trasplantables a las 22 semanas de ensayo

En la semana 22 del ensayo todos los tratamientos presentan estacas con raíces trasplantables salvo el tratamiento 1, que se mantiene con un 0%. Como se puede observar en la Tabla 25, los tratamientos 7, 8, 9, 10, 11, 13 y 15 no presentan diferencias significativas entre sí, pero todos ellos presentan diferencias con los tratamientos 1, 2, 3, 4 y 5.

Tabla 25: Separación de medias por el método Tukey a las 22 semanas de ensayo. (Las medias seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%).

Tratamientos	% Estacas con raíces trasplantables
1 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm	0 d
2 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	4.9 bcd
3 Estacas de `Succession I´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	2.6 cd
4 Estacas de `Succession I´ + SEFEL	5.1 cd
5 Estacas de `Succession I´ + SEFEL + H ₂ O ₂	2.4 cd
6 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm	39.9 abcd
7 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	79.7 a
8 Estacas de `Soleil´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	74.7 a
9 Estacas de `Soleil´ + SEFEL	72.3 a
10 Estacas de `Soleil´ + SEFEL + H ₂ O ₂	59.0 a
11 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm	80.0 a
12 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + H ₂ O ₂	63.3 ab
13 Estacas de `Tango´ + IBA 4000 ppm + SEFEL	66.7 a
14 Estacas de `Tango´ + SEFEL	50.0 abc
15 Estacas de `Tango´ + SEFEL + H ₂ O ₂	70.0 a

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre el porcentaje de estacas con raíz trasplantable a las veintidós semanas de ensayo

Tras el análisis de varianza univariante con respecto al porcentaje de estacas trasplantables, en la semana 22 no se observan diferencias significativas en el tipo de enraizante ni en la interacción tipo de enraizante x variedad. Sin embargo la variedad sí presenta diferencias significativas (Tabla 26).

Tabla 26: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre el porcentaje de estacas trasplantables a las 22 semanas de ensayo. (s=significativo a $P < 0.05$ y ns=no significativo).

Semana 22		% Estacas con raíz trasplantable
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	40.0
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	49.3
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	48.0
	E4 (SEFEL)	42.5
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	43.8
Variedad	`Succession I´	3.0
	`Soleil´	65.1
	`Tango´	66.0

Semana 22	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

Influencia del tipo de enraizante y la variedad sobre la longitud de las raíces de las estacas con raíz trasplantable a las veintidós semanas de ensayo

En cuanto a la longitud de las raíces de las estacas trasplantables, tras ser sometidas a un análisis de varianza univariante, sólo obtenemos, como en las anteriores semanas, diferencias significativas en la variedad, como podemos ver en la Tabla 27.

Tabla 27: Efecto del tipo de enraizante y variedad, sobre la longitud de las raíces de estacas trasplantables a las 22 semanas de ensayo. (s=significativo a $P<0.05$ y ns=no significativo).

Semana 22		Longitud de la raíz (cm)
Tipo de enraizante	E1 (4000 ppm IBA)	2.7
	E2 (4000 ppm IBA + H ₂ O ₂)	3.7
	E3 (4000 ppm IBA + SEFEL)	3.8
	E4 (SEFEL)	3.1
	E5 (SEFEL + H ₂ O ₂)	3.1
Variedad	‘Succession I’	0.2
	‘Soleil’	4.6
	‘Tango’	5.0

Semana 22	Significación
Tipo de enraizante	ns
Variedad	s
Tipo de enraizante x Variedad	ns

4.2.3 Índice de enraizamiento

Los resultados obtenidos correspondientes al conjunto de tratamientos durante la realización del ensayo se sometieron al análisis de varianza, previa transformación del arcoseno, procediendo posteriormente a la separación de medias por el método de Tukey al nivel del 5% (Tabla 28).

Tal y como muestra la Tabla adjunta, al final del ensayo se obtuvo que los tratamientos 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14 y 15 no presentan diferencias significativas entre ellos respecto al índice de enraizamiento (IE).

Sin embargo, los tratamientos 7 (*Soleil* + IBA 4000 ppm + H₂O₂), 8 (*Soleil* + IBA 4000 ppm + SEFEL), 9 (*Soleil* + SEFEL), 10 (*Soleil* + SEFEL + H₂O₂) y 11 (*Tango* + IBA 4000 ppm) presentan diferencias significativas con respecto a los tratamientos 1, 2, 3, 4 y 5.

Cabe destacar que desde el primer conteo realizado, el tratamiento 7 (*Soleil* + IBA 4000 ppm + H₂O₂) fue significativamente diferente a todos los tratamientos restantes, mostrando el mayor valor de IE a lo largo de todo el estudio. A partir de la semana 10 en adelante, es cuando los demás tratamientos, mencionados previamente, comienzan a ser similares a éste.

Tabla 28: Efecto del tratamiento sobre el índice de enraizamiento de las estacas de *Leucospermum*. Separación de medias por el método de Tukey al 5%

Tratamientos Semanas	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	T13	T14	T15
	6	12	1,17 b	1,30 b	1,13 b	1,30 b	2,57 b	6,47 a	2,10 b	2,33 b	2,97 b	2,00 b	2,50 b	1,40 b	1,27 b
8	0,87 de	0,97 de	1,03 de	0,83 e	0,80 e	2,73 bcd	5,53 a	2,50 bcde	3,13 bc	3,83 ab	3,50 ab	3,27 bc	1,63 bcde	1,40 cde	1,37 cde
10	0,87 de	0,97 de	1,00 de	0,77 de	0,67 e	2,60 bcd	5,73 a	4,07 ab	4,37 ab	4,30 ab	4,07 ab	3,30 bc	2,07 bcde	1,60 cde	2,03 bcde
12	0,57 e	0,93 de	0,83 de	0,77 de	0,50 e	2,80 bcd	6,30 a	4,83 ab	4,93 ab	4,83 ab	4,27 abc	3,40 bc	2,43 bcd	2,10 cde	2,43 bcd
14	0,53 f	0,93 ef	0,77 ef	0,57 f	0,47 f	2,90 bcd	6,40 a	5,50 ab	5,20 abc	4,87 abc	4,33 abcd	3,43 bcd	2,73 cde	2,23 def	3,03 bcd
16	0,47 e	0,90 de	0,70 de	0,60 de	0,43 e	3,00 bc	6,40 a	5,57 ab	5,53 ab	4,83 abc	4,40 abc	3,40 bc	2,93 bc	2,33 cd	3,23 bc
18	0,47 d	0,87 d	0,70 d	0,60 d	0,43 d	3,07 bc	6,33 a	5,67 ab	5,60 ab	4,77 abc	4,33 abc	3,60 abc	3,10 bc	2,77 c	3,60 abc
20	0,47 d	1,00 cd	0,80 cd	0,93 bcd	0,57 d	3,33 abcd	6,33 a	6,07 a	5,83 a	5,17 a	4,73 ab	4,07 abc	4,17 abc	3,70 abcd	4,33 abc
22	0,43 e	1,00 bcde	0,80 cde	1,00 bcde	0,57 de	3,30 abcde	6,33 a	6,07 a	5,83 a	5,23 a	4,77 a	4,10 abc	4,13 abc	3,70 abcd	4,37 ab

Discusión

Del análisis global de los Resultados obtenidos a lo largo del ensayo se puede deducir lo siguiente:

A las 6 semanas del inicio del ensayo se observa que de las tres variedades estudiadas de Leucospermum, 'Successión I', 'Soleil' y 'Tango', destaca con un 54.4% de estacas con raíces trasplantables, el tratamiento 7 (Estacas de 'Soleil'+IBA 4000 ppm+H₂O₂) mostrando diferencias significativas con respecto al resto de tratamientos ensayados.

Durante las semanas 8, 10 y 12, el tratamiento 7 sigue mostrando un mayor porcentaje de estacas con raíces trasplantables respecto a los demás tratamientos, aunque estadísticamente no se observan diferencias significativas con algunos tratamientos.

En la semana 20 se aprecia que, estadísticamente, los tratamientos del 6 al 15 no muestran diferencias significativas entre ellos, pero si muestran diferencias con los tratamiento 1, 2, 3, 4 y 5, lo que demuestra que la capacidad de enraizamiento del cultivar Successión I es muy bajo.

Además, de forma general, cabe destacar que un mismo tratamiento hormonal muestra una capacidad de inducción al enraizamiento diferente en función del cultivar al que se le aplique.

Para el cultivar Succession I, los valores de los porcentajes de estacas con raíces trasplantables son muy bajos a lo largo de todo el ensayo, no mostrando diferencias significativas respecto a las diferentes combinaciones de enraizantes empleados. Aunque cabe decir, que sólo la aplicación de IBA 4000ppm + H₂O₂ produjo estacas con raíces trasplantables hasta la semana 22 desde el inicio del ensayo. Al final del estudio, el mayor porcentaje de estacas con raíces trasplantes se obtuvo con la aplicación de SEFEL (5.1%) y resultó nulo con la aplicación de IBA 4000 ppm, mientras que con las restantes combinaciones hormonales no se superó el 2.4-4.9%. Estos bajos porcentajes son similares a los obtenidos por Guillot Martínez, F. (2006) utilizando IBA 4000 ppm

(2.5%).

En el cultivar Soleil, de las diferentes combinaciones de productos enraizantes estudiados, es el empleo de IBA 4000 ppm + H₂O₂ con el que se consiguió el mayor porcentaje de estacas con raíces trasplantables, obteniéndose en la semana 6, un 54.4%; y a las 12 semanas del inicio del mismo un 72.2%, que aunque resultó ser el más alto porcentaje alcanzado en esta semana, no se obtuvieron diferencias significativas respecto a los restantes tratamientos aplicados. El comportamiento al final del ensayo se mantiene, no mostrando diferencias significativas entre tratamientos, y alcanzando los mayores porcentajes de raíces trasplantables los tratamientos 7,8 y 9 con un 79.7, 74.7 y 72.3%, respectivamente. Cabe destacar que a las 6 semanas del inicio del ensayo, más de la mitad de las estacas de este cultivar, presentan raíces trasplantables (54.4%) con la aplicación de IBA 4000 ppm+H₂O₂, lo que podría ser debido a que esta combinación hormonal produce un efecto precoz en la inducción de raíces. Este efecto se mantiene hasta la mitad de la duración del estudio, semana 12, aunque a partir de este momento y hasta el final del mismo, los porcentajes de los restantes tratamientos se igualan no mostrando diferencias significativas entre ellos.

Este comportamiento de la combinación de IBA 4000 ppm + H₂O₂ ha sido observado por Hernández Morales, I. (2016) para el cultivar Spider obteniendo a las 6 semanas un 25% y a las 8 semanas un 50% de estacas con raíces trasplantables.

Según otros estudios, Carballo Díaz, C. (2017) para el cultivar Soleil utilizando 4000 ppm de IBA y turba-poliestireno (4:6 v/v) obtuvo un porcentaje de estacas con raíz trasplantable al final del ensayo de un 26.7%, valor muy similar al obtenido por García Ventura, J. (2016) un 28.33%. Estos valores son muy aproximados al obtenido en este estudio, 39.9% empleando mismo sustrato y concentración de IBA. En esta experiencia, cabe destacar que fueron las combinaciones de IBA 4000 ppm + H₂O₂; IBA 4000 ppm + SEFEL y sólo SEFEL con las que se obtuvieron los mayores porcentajes de estacas con raíces trasplantables, 79.7; 74.7 y 72.3% respectivamente, valores muy superiores a los obtenidos por Carballo Díaz, C. (2017) 20, 26.7 y 16.7% respectivamente, en condiciones similares de sustrato y combinaciones hormonales.

Respecto al cultivar Tango, a las 6 semanas del inicio del ensayo, es el

tratamiento de IBA 4000 ppm + H₂O₂ el que presenta el mayor valor, aunque los porcentajes alcanzados son muy inferiores a los obtenidos con el cultivar Soleil. En esta semana los porcentajes de estacas trasplantables de las combinaciones IBA 4000 ppm y de IBA 4000 ppm + H₂O₂, son similares, no presentando diferencias significativas, (10 y 16.7%, respectivamente). A las 12 semanas del inicio del ensayo siguen siendo estas dos combinaciones hormonales las que presentan los más altos porcentajes, pero sin observarse diferencias significativas entre tratamientos (63.3 y 40.8% respectivamente). Al final del ensayo la aplicación de IBA 4000 ppm sigue siendo la que presenta el mayor porcentaje de estacas con raíces trasplantables seguida de SEFEL + H₂O₂ y de IBA 4000 ppm + SEFEL (80, 70 y 66.7%, respectivamente, aunque no se alcanzaron diferencias significativas entre los diferentes tratamientos).

En este cultivar la aplicación de IBA 4000 ppm resultó ser el tratamiento con el que se alcanzó el mayor porcentaje de estacas con raíces trasplantables, 80%, valor ligeramente inferior al obtenido por Marín Llorente, J. (2003), un 100% y superior al obtenido por García Ventura, J. (2003) y Carballo Díaz, C. (2017), 30% y 20% respectivamente. Este mejor resultado obtenido en este ensayo puede ser debido a unas condiciones ambientales adecuadas y al empleo de un material vegetal procedente de plantas madres jóvenes, al contrario al empleado en los estudios citados.

Respecto al estudio de la longitud de las raíces de las estacas trasplantables, se observa a lo largo de todo el ensayo, que no existieron diferencias significativa respecto al tipo de enraizante ni entre la interacción tipo de enraizante x variedad. Sólo se observaron diferencias significativas respecto a la variedad.

Por último, sobre el índice de enraizamiento (IE) de estacas trasplantables, se extrae de este estudio que al final del mismo, los tratamientos 7 (‘Soleil’ + IBA 4000ppm + H₂O₂), 8 (‘Soleil’ + IBA 4000 ppm.+ SEFEL), 9 (‘Soleil’ + SEFEL), 10 (‘Soleil’ + SEFEL + H₂O₂) y 11 (‘Tango’ + IBA 4000 ppm) resultaron ser significativamente diferentes a los tratamientos 1 (‘Succession I’ + IBA 4000 ppm), 2 (‘Succession I’ + IBA 4000 ppm+ H₂O₂), 3 (‘Succession I’+ IBA 4000 ppm+ SEFEL), 4 (‘Succession I’ + SEFEL) y 5 (‘Succession I’ + SEFEL + H₂O₂).

5. CONCLUSIONES



En las condiciones en las que se realizó este estudio se puede concluir lo siguiente:

1. Los porcentajes de estacas trasplantables fueron incrementándose desde el inicio del ensayo hasta el final del mismo. En todos los tratamientos se obtuvieron estacas con raíces trasplantables excepto para el tratamiento 1 (´Successión I´ + IBA 4000 ppm).
2. El cultivar Successión I, presentó una muy baja capacidad de enraizamiento. Como los estudios sobre el enraizamiento de estacas en este cultivar son escasos sería conveniente esta línea de investigación empleando otros reguladores y combinaciones hormonales con la finalidad de mejorar la propagación de este cultivar.
3. Para el cultivar Soleil, se puede obtener estacas con raíces trasplantables utilizando cualquiera de las combinaciones hormonales estudiadas, recomendando principalmente las siguientes: IBA 4000 ppm + H₂O₂; IBA 4000 ppm + SEFEL y sólo SEFEL.
4. El cultivar Soleil muestra una alta capacidad de enraizamiento.
5. Se pueden obtener estacas con raíces trasplantables del cultivar Tango empleando cualquiera de las combinaciones de productos hormonales estudiados, recomendándose la utilización de IBA 4000 ppm.
6. Aun cuando el empleo de sólo SEFEL o la combinación de SEFEL + Peróxido de Hidrógeno como enraizantes, no resultó estadísticamente significativa en cuanto al porcentaje de estacas trasplantables con respecto al resto de los tratamientos, se aprecia que para el cultivar Soleil presentó un valor elevado al final del ensayo (´Soleil´+ SEFEL), 72.3%, al igual que para el cultivar Tango (´Tango´ + SEFEL + H₂O₂), 70 %, por lo que su uso parece recomendable si se desea emplear productos orgánicos.

Como existen pocos ensayos en el género *Leucospermum* utilizando el producto orgánico SEFEL y sus combinaciones con otros enraizantes se recomienda realizar más estudios sobre su comportamiento como producto enraizante.

CONCLUSIONS

Under the conditions the test was done, the following can be concluded:

1. Transplantable stakes percentages increased from the beginning the test until the end. All treatments showed transplantable pegs except the treatment 1 (Successión I' + IBA 4000 ppm).
2. Succession I's cultivar, featured a very low rooting capacity. There are very few studies on rooting capacity in this cultivar, so it is recommended to do more research using different combinations and hormonal doses to improve rooting.
3. For 'Soleil' we can obtain transplantable stakes by using any hormonal combination studied, however are highly recommended: IBA 4000 ppm + H₂O₂; IBA 4000 ppm + SEFEL and just SEFEL.
4. Soleil's cultivar showed a high rooting ability.
5. We can obtain transplantable stakes by using any hormonal combination studied for 'Tango' nevertheless we recommend to use IBA 4000 ppm.
6. Yet, when the use of SEFEL alone or the combination of SEFEL + Hydrogen peroxide as rooters, wasn't statistically significant in terms of percentage of transplantable stakes with respect to the rest of the treatments, it was noticed that the cultivar Soleil showed a higher percentage at the end of the test (Soleil' + SEFEL), 72.3%, similar to the cultivar Tango (Tango' + SEFEL + H₂O₂), 70 %, which in turn is why the use of SEFEL is recommended.

As the organic product SEFEL and its combinations with other rooters has only been tested a few times on *Leucospermum* genre, it is advisable to carry out further studies about its behaviour as a rooter product.

6. BIBLIOGRAFÍA



ABAD, M.; NOGUERA, V.; MARTÍNEZ-HERRERO, M.D.; HERRERO, M.A.; FORMES, F.; MARTINEZ CORTS, J. 1990. Propiedades físicas y químicas de medios de cultivo a base de turba negra y su relación con el crecimiento de las plantas. Comunicaciones INIA. (Serie: Producción y Protección de Vegetales) Vol. 5 (2) 1990, Separata nº6. INIA (MAPA).

ABAD, M.; BURÉS, S.; NOGUERA, P. Y CARBONELL, S. 1999. Resultados de la Acción Especial CICYT. Elaboración de un inventario de sustratos y materiales adecuados para ser utilizados como sustratos o componentes de sustratos en España. Actas de Horticultura (en prensa).

ACKERMAN, BEN-JAACOV, J., S. GILAD, R. CARMELI, A. BARZILAY & Y. SHCHORI. 1992. Grafting techniques and the use of rootstocks in leucadendron, and other Proteacea plants. Acta Horticulturae 316:69-71

A. ACKERMAN, S. GILAD, B. MECHNIK, Y. SHCHORI AND J. BEN-JAACOV J. 1997“Cutting grafts” for *Leucospermum* and *Leucadendron*. A Method for quick propagation by simultaneous rooting and grafting.

ARGO, W.R., Y J.A. BIERBAUM. 1996. Component comparison: Coconut corré. Growerttalks 59 (12): 62-66.

ASLMOSHTAGHI, E., A.R. SHAHSAVAR. 2011. The effects of IBA and H₂O₂ on rooting of two olive cultivars. Journal of Chemical Health Risks 1 (1):35.38.

BEN-JAACOV, J.A. ACKERMAN, S. GILAD, R. CARMELI, A. BARZILAY, Y. SHCHORI, 1992. Grafting techniques and the use of rootstocks in *Leucadendron* and the other *Proteaceous* plants. Acta Horticulturae, 316: 69-71.

BEN-JAACOV, J., S. GILAD, A. ACKERMAN, R. CARMELI, 1991.Grafting and the use of rootstocks in *Leucadendron* and other proteaceous plants. Conference Proceedings, 143-156. International Protea Association.Sixth Biennial Conference.Perth, Western Australia.

BEN-JAACOV, J., and ACKERMAN, A., 2000. The use of transparent flexible microtubing for joining splice grafts. *Acta Horticulturae. (ISHS) 545: 155-159*

BETHANCOURT DÍAZ, L.M., C. PRENDES, Y C.D. LORENZO, 2001. Preliminary study of fungi on aerial parts of proteas grow in Tenerife (Canary Islands) *Acta Horticulturae, 545: 275-279*

BIODIVERSIT Y EXPLORER. Colin Paterson-Jones ©.
<http://www.biodiversityexplorer.org/plants/proteaceae/leucospermum_lineare.htm>.
(Consulta 8 Mayo 2018)

BLAZICH, F.A., 1988. Chemicals and formulations used to promote adventitious rooting. En, Davis, T.A., Haissing, B., Sankhla, N. (editors). *Adventitious root formation in cuttings.* Dioscorides Press. Portland. Oregon.

BLESA, A.C. Y LUQUE, A. 1972. Contribución al estudio de los lapilli volcánicos de las Islas Canarias para su utilización en los cultivos hidropónicos. *Anal. Edaf. Y Agrob. XXXI (7-8): 583-589.*

BRITS G. J., 1986. The influence of genotype, terminality and auxin formulation on the rooting of *Leucospermum* cuttings. *Acta Horticulturae 185:23-30.*

BRITS G.J., 1990 a. Rootstock production research in *Leucospermum* and *Protea*: I. Techniques. *Acta Horticulturae, 264:9-25.*

BRITS G.J., 1990b. Rootstock production research in *Leucospermum* and *Protea*: II. Gene sources. *Acta Horticulturae, 264:27-40.*

CARBALLO DÍAZ, C. 2017. Influencia del IBA, SEFEL, y Peróxido de hidrógeno en el enraizamiento de estacas de tallo apical de *Leucospermum* 'Soleil', 'Tango' y 'Succession II'. Directores: Ana María de León Hernández y María Mercedes Hernández González. Escuela Politécnica Superior de Ingeniería, Sección de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

CID BALLARÍN, M.C. 1993. Los sustratos para la producción de plantas. Hortifructicultura 10:31-34.

COOPER, W.C. 1935. Hormones in relation to root formation on stem cuttings. Plant Physiology (10):789-794.

CRILEY, R. A. and P. E. Parvin.1979. Promotive effects of auxin, ethefon and daminocide on rooting of *Protea neriifolia* cuttings. Journal of the American Society for Horticultural Science 104(5):592-596.

CUISANCE, p., 1987.La multiplicación de las plantas y el vivero. Ed. Mundi-prensa, Madrid.

DAVIES, P.J. 1995. The plants hormones: Their Nature, Ocurrente, and Functions. P.J. Davies (ed), Plant Hormones, 1-1 2. Kluwer Academia.

DAVIS T.D. 1988.Effect of shoot growth retardants and inhibitor on the rootings. En Davis, T.A., Haissing, B., Sankhla, N. (editores). Adventitious root formation in cuttings. Dioscorides Press. Portland. Oregon.

DEVLIN R.M., 1980. Fisiología vegetal. Ed. Omega, S.A. Barcelona.

DIRR, M.A, 1986.The nuts and botts of cutting propagation.American Nurseryman. Vol 163 (7): 54-64. Citado por: Van Staden, J. y A.R. Harty, 1988. Cytokinius and adventitious rooting. En Davis, T. A., Haissing, B., Sankla, N. (editores). Adventitions root formation in cuttings. *Dioscoride Press. Portland. Oregon.*

EDWARDS,R.A., 1979. An evaluation of wounding and hormones on the rooting of cuttings. *Royal Zealand Institute of Hortiuculture Annual Journal 7:74-82.*

EDWARDS, R.A., M.B. THOMAS, 1979. Influence of wounding and IBA treatments on the rooting of cuttings of several woody perennial species. *Plant Propagator, 25 (4): 9-12.*

FARUCHI, Y., A. ACKERMAN, S. GILAD, J. BEN-JAACOV AND J. RIOV. 1997. Improved methods for rooting cuttings of *Protea obtusifolia*. *Acta Horticulturae* (453):153157.

FERNÁNDEZ, M.; AGUILAR, M.I.; CARRIQUE J.R.; TORTOSA, J.; GRACÍA, C. LÓPEZ, M. Y PÉREZ, J.M. 1998. Suelos y medio ambiente en invernaderos. Consejería de Agricultura y Pesca. Junta de Andalucía. Sevilla.

FINE BUSH PEOPLE. <<https://finebushpeople.com/content/leucospermum-glabrum>> (Consulta 25 agosto 2016).

GARCIA VENTURA, J. 2016. Influencia del medio de enraizamiento sobre la propagación por estaca de *Leucospermum`Soleil`*, *`Tango`* y *`Succession II`*. Directores: Ana María de León Hernández y María Mercedes Hernández González. Escuela Politécnica Superior de Ingeniería, Sección de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

GOMEZ CAMPO, C., 1979. Hormonas vegetales. Monografía de Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos. Universidad Politécnica de Madrid.

GÓMEZ HERNÁNDEZ, L. 2009. Efecto del lesionado y reducción foliar en la púa sobre el injertado y enraizado simultáneo de *Leucospermum`Succession I`* sobre *Leucospermum`Patersonii`* y *Leucospermum`Spider`*. Análisis histológico de la zona de injerto. Directores: Ana María de León Hernández y María Mercedes Hernández González. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

GOUWS, L., D.K. JACOBS & STRYDOM, 1990. Factors affecting rooting and auxin absorption in stem cutting of *Protea*. *Journal of Horticultural Science* 65 (1): 59-63.

GUILLOT MARTÍNEZ, F. 2006. Influencia del ambiente. La práctica del lesionado y la aplicación de IBA sobre el enraizamiento de estacas de *Leucospermum`Succession I`*. Directores: Ana María de León Hernández y María Mercedes Hernández González. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

HANSEN, J., 1988. Influence of gibberellins on adventitious root formation. En Davis, T.A. Haissing, B., Sankhla, N (editors). Adventitious root formation in cuttings. Dioscorides Press. Portland. Oregon.

HARRE, J., 1988. Proteas. The propagation and production of Proteaceae. Editado por el autor.

HARTMAN, H.T. y D.E. KESTER, 1981. Propagación de plantas, principios y prácticas. Compañía Editorial, S.A. México.

HERNÁNDEZ ET AL, 2015. XVIV Jornadas Técnicas de SEAE. I Jornadas Antonio Bello “Agroecología: Suelo vivo para una vida sana”. Título: Regeneración de un suelo con la aplicación de elaboración de Fertilizantes ecológicos Líquidos (SEFEL). Octubre 2015.

HILL, T.A., 1984. Hormonas reguladoras del crecimiento vegetal. Cuadernos de Biología. Ed. Omega, S.A Barcelona.

HUERTA LÓPEZ, E. 2015. Caracterización agronómica del Té de compost obtenido mediante el sistema de elaboración de Fertilizantes Ecológicos Líquidos (SEFEL) en el cultivo de la platanera en la isla de La Palma (Islas Canarias). Universidad de León.

HUTCHISON, J., 1959. The families of Flowering Plants Vol.1. Dicotyledons. Clarendon Press, Oxford.

JACKAL IMAGES (En línea). Alex Templeton. <<http://www.jackalimages.com/gallery/nature/pincushion-leucospermum-cordifolium-4/>>. (Consulta 11 Agosto 2016)

JACOBS, G., J.C. STEENKAMP, 1975. Proteas: the rooting of stem cuttings. Farming in South Africa, Series: Flowers Ornamental Sburbs and trees, B.3. Departament of Agricultural Tecnical Service, Pretotia.

JACOBS, G., J.C. STEEMLAMP, 1976. Rooting stem cuttings of *Leucospermum*

cordifolium and some of its hybrids under mist. Farming in South Africa, Series: Flowers, Ornamental Shrubs and Trees, B.7. Department of Agricultural Technical Service, Pretoria.

JACOBS G., 1981. Vegetative propagation of proteas-recent developments. En Growing & Marketing of Proteas editado por Peter Mathews.

JACOBS, E., 1983. Vegetative propagation of Proteas. Recent Developments.

JHONSON, L.A.S Y BRIGGS, B.G. 1975. On the proteaceae the evolution and classification of a southern family. B.J. Linn. Soc., 83-182.

KRISANTINI, S., M. JOHNSTON, R. R. WILLIAMS AND C. BEVERIDGE. 2011. Propagation of Grevillea. <http://www.researchgate.net/publication/37617065>.

LI, S.W., L. XUE, S. XU, H. FENG AND L. AN. 2009 a. Hydrogen peroxide acts as a signal molecule in the adventitious root formation of mung bean seedlings. Environmental and Experimental Botany (65):63-71.

LI, S.W., L. XUE, S. XU, H. FENG AND L. AN. 2009. Mediators, genes and signaling in adventitious rooting. The Botanical Review 75 (2):230-247.

LOACH, K. 1988. Controlling environmental conditions to improve adventitious rooting. In Davies, T., Haissing, B. Sankla, N. (Eds). Adventitious root formation in cutting. 248-273. Dicoecorides Press. Portland. Oregon.

LUDWING-MÜLLER, J. 2000. Indole-3-butyric acid in plant growth and development. Plant Growth Regulation (32):219-230.

MEDINA DÍAZ, L. 2011 Efecto del lesionado sobre la propagación por estaca de tallo del cultivar *Leucospermum* 'Raziya' y *Leucospermum* 'Anouk'. Directores: Juan Alberto Rodríguez Pérez y Ana María de León Hernández. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

MACCULLYM.E. 1983. Structural aspects of graft development. R. Moore (Ed). Vegetative compatibility. Responses in plants. Baylor University. Press, Waco, TX. 71-88.

MAC MILLAN, B.P., 1990. La multiplicación de plantas. Ediciones Folio S.A.

MALAN, D.G., 1988. Propagation of Proteas by cuttings. Sappex Special Edition, 11-14.

MALAN, D.G., 1992. Propagation of Proteaceae. Acta Hortiucturae, 316:27-34.

MARÍN LLORENTE, J., 2003. Efecto del lesionado y aplicación de hormonas (IBA) sobre la propagación por estacas de tallo del *Leucospermum* `Tango´. Directores: Juan Alberto Rodríguez Pérez y Ana María de León Hernández. Centro Superior de Ciencias Agrarias. Universidad de La Laguna.

MARTÍN GARCÍA, A.C., 2004. Efecto del lesionado, IBA y medio de enraizamiento en la propagación por estacas de *Leucospermum* `Succession II´. Directores: Juan Alberto Rodríguez Pérez, María Candelaria Vera Batista y María Teresa Ramos Domínguez. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

MARTINEZ, F.X., J. F. ÁGUILA, 1989. El enraizado de esquejes de plantas ornamentales. *Horticultura (93): 9-43.*

MCCREDIE, T.A., K.W. DIXON y K. SIVASITHAMPARAM, 1985. Grafting Banksias to avoid root-rot. Australian Horticultura, April: 75-79.

MEYNHARDT, J.T., 1974. Propagation of Proteas, Farming in South Africa, Seres: Flowers, Ornamental Sburbs and Trees, B.2. Departamenof Agricultural Tecnical Service, Pretoria.

MOFFAT, T.J. y L. TURNBULL, 1993. Grafting Proteas. Editado por el autor Toowoomba, Queensland, Australia.

MONCOUSIN, C. AND T. GASPAR. 1983. Peroxidase is a marker of rooting improvement of *Cynara scolymus* L. cultured in vitro. *Biochemie und Physiologie der Pflanzen* (178):263-271.

MOORE R., 1993. Physiological aspects of grafo formation. R. Moore (ed). *Vegetative compatibility. Responses in plants.* Baylor University Press, Waco, TX. 89-105. Citado por: Blazich, F.A., 1988. Chemicals and formulations used to promote adventitious rooting. En, Davis, T.A., Haissing, B., Sankhla, N. (editors). *Adventitious root formation in cuttings.* Dioscorides Press. Portland. Oregon.

MORALES HERNÁNDEZ, I. 2016. Propagación vegetativa del cultivar *Leucospermum* `Spider`, Familia Proteaceae. Análisis histológico. Directores: Ana María de León Hernández y María Mercedes Hernández González. Escuela Politécnica Superior de Ingeniería, Sección de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

NICKWAFLORA. <<http://www.nikwaflora.co.za/product/soleil-leucospermum-cordifolium/>>. (Consulta 5 septiembre 2016)

PARVIN, P.E., 1982. Propagation. Proc. 8th and 9th Annual Protea Wkshp, College of Trop. Agri. and Human Resourc. University of Hawaii. Research Extension Series 018: 19-19.

PENNINGSFELD, F. Y KURZMANN, P. 1983. Cultivos hidropónicos y en turba. Mundi-Prensa. 2ª Edición. Madrid.

PROTEAS DE LA PALMA SOCIEDAD COOPERATIVA
<http://www.proteaslapalma.com/es/es_variedades.htm> (Consulta 8 Mayo 2018).

RESH, H. 1982. Cultivos hidropónicos. Nuevas técnicas de producción. Ediciones Mundi –Prensa. Madrid.

ROBBINS, J.A., S.J.KAYS, M.A. DIRR, 1983. Enhanced rooting of wounded Mung bean cuttings by wounding and ethephon. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 108 (2): 325-329.

ROBLEDO, F.; MARTÍN, L. 1988. Aplicación de los plásticos en la agricultura. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

RODRÍGUEZ PÉREZ, J.A., 1989. Introducción, estudio y evaluación de proteas para flor cortada en la isla de Tenerife. Tesis doctoral. Facultad de Biología. Universidad de La Laguna.

RODRÍGUEZ PÉREZ, J.A., 1990. A technique to improve the propagation of stem cutting of *Protea obtusifolia* Buek ex. Meisn, *Acta Horticultrae*, 264: 41-43.

RODRÍGUEZ PÉREZ, J.A., 1992. Propagation by leaf bud cuttings of *Leucadendron* 'Safari Sunset', *Leucospermum cordifolium*, *Leucospermum patersonii* and *Protea obtusifolia*. *Acta Hortiucultrae*, 316:35-45.

RODRÍGUEZ PÉREZ, J.A., M.C. VERA, A.M. LEON, M.B.GONZÁLEZ. 1993. Efecto del lesionado sobre la propagación por estaca de tallo de *Leucadendron* 'Safari Sunset' (*Proteaceae*). *Actas del II congreso Ibérico de ciencias Hortícolas, Tomo 1:578-582.*

RODRÍGUEZ PÉREZ, J.A., 2007. Manual del cultivo de Proteas Sudafricanas y su desarrollo en Canarias. 121.

ROURKE, J.P. 1972. Taxonomic studies on *Leucospermum* R. BR. *Journal of South African Botany. Supplementary volume N° 8.*

RUMBAL, J.M., 1977. Aspect of propagation hygienen. *Proc. Int. Plant. Prop. Soc.* 27:323-324.

SORIANO MARTÍN, B. 2017. Influencia del IBA, SEFEL y PERÓXIDO DE HIDRÓGENO en el enraizamiento de estacas de tallo apical de *Protea* 'Madiba', 'Susara', 'Grandicolor' Y 'Pink Ice'. Directores: Ana María de León Hernández y María Mercedes Hernández González. Escuela Politécnica Superior de Ingeniería, Sección de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

TEHRANIFAR, A., S.M. TABAR, Y. SELAHVARZI, A. BALANDARY AND M. KHARRAZI. 2014. Biochemical changes in barberries during adventitious root formation: the role of índole-3-butyric acid and hydrogen peroxide. *Spanish Journal of Agricultural Reseach* 12 (2):477-485.

VAN DEN HEEDE, A.A., 1981. El estaquillado. Ediciones Mundi-prensa. Madrid.

VAN STADEN, J. Y A.R. HARTY, 1988.Cytokinius and adventitious rooting. En Davis, T. A., Haissing, B., Sankla, N. (editores). *Adventitions root formation in cuttings. Dioscoride Press. Portland. Oregon.*

VELÁZQUEZ PULIDO, D., 2008.Influencia del medio de enraizamiento e IBA sobre la propagación por estacas *Leucospermum* `Gold Rigoletto`. Directores: Juan Alberto Rodríguez Pérez y M^a Candelaria Vera Batista. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

VERA BATISTA, M.C., 2016. Contribución al conocimiento de la propagación por estaca de algunas especies y cultivares de proteas. Directores: Juan Alberto Rodríguez Hernández, María del Carmen Alfayete Casañas y Ignacio Frías Viera. Universidad de La Laguna.

VERDONCK, O.D. DE VLEESCHAUWER AND R. PENNICK, 1983. Ccofiber dust, a new growing medium for plants in the tropic. *Acta Horticulturae* 133:215-220 citado por Cid Ballarín, M.C. 1993. Los sustratos para la producción de plantas. *Hortifruticultura* 10:31-34

VOGTS, M., 1982. South Africa's Proteaceae. Know them and grow them. C. struik (Pty) Ltd. Cape Town.

WILSON, C. J., 1975. Experimental techniques used in Banksia grafting. *Combined Prod. Int. Plant Prog. Soc.*, 25: 246-252.

WORRAL, R.J. 1976. Effects of time of collection, growing-conditions of mother

plants and growth regulators on rooting of cuttings of *Telopea speciosissima* (*Proteaceae*). *Scientia Horticulturae* (5):153-160.

ZIMMERMAN, P. W. AND F. WILCOXON. 1935. Several chemical growth substances which cause initiation of roots and other responses in plants. *Contributions from Boyce Thompson Institute* (7):209-229.

