

**Influencia de IBA y SEFEL en el enraizamiento de estacas subterminales
de *Protea* ‘Grandicolor’, *Leucospermum* ‘Succession II’ y *Serruria florida***



Escuela Politécnica Superior de Ingeniería - Sección de Ingeniería Agraria
Grado en Ingeniería Agrícola y del Medio Rural

David Pérez Plata
La Laguna, Julio de 2022



 **Escuela Politécnica
Superior de Ingeniería**
Universidad de La Laguna

**AUTORIZACIÓN DEL TRABAJO FIN DE GRADO
POR SUS DIRECTORES
CURSO 2021/2022**

DIRECTOR – COORDINADOR: Ana María de León Hernández
DIRECTOR: María de las Nieves Guzmán Reyes

como Director/es del alumno/a : David Pérez Plata en el TFG titulado: **Influencia de IBA y SEFEL en el enraizamiento de estacas subterminales de *Protea 'Gandicolor'* *Leucospermum 'Succession II'* y *Serruria florida*.**
n° de Ref.....

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 Trabajo Fin de Grado de la Escuela Politécnica Superior de Ingeniería.

La Laguna, a 20 de junio de 2022

Fdo: Ana María de León Hernández

Fdo: María de las Nieves Guzmán Reyes

(Firma de los directores)

SR. PRESIDENTE DE LA COMISIÓN DE TRABAJO FIN DE GRADO

Página 1 de 1

IMPRESO P06



ACEPTACIÓN DE LA SOLICITUD DEL TRABAJO DE FIN DE GRADO
CURSO 2020/2021

IMPRESO P11

DATOS DEL ALUMNO/A

D/D^a DAVID PÉREZ PLATA		42256686M
Tfno. Fijo:	Tfno. Móvil: 609872702	Correo-e: davidperezplata@gmail.com

TITULACIÓN: GRADO EN INGENIERÍA AGRÍCOLA Y DEL MEDIO RURAL

SOLICITA: Que, reunidos todos los requisitos establecidos y de acuerdo con la vigente normativa, le sea asignado y tramitado el TFG abajo especificado.

***TÍTULO: Influencia de IBA y SEFEI en el enraizamiento de Estacas Terminales y subterminales de *Protea* 'Grandicolor', *Leucospermum* 'Succession II' y *Serruria florida*.**

Tutor-Coordinador: Ana María de León Hernández

Titulación: Doctora Ingeniero Agrónomo. Área de conocimiento: Producción Vegetal

Departamento de la ULL: Ingeniería Agraria, Náutica, Civil y Marítima

Correo-e: amleon@ull.es

Tfno.: 922318522

Tutor: María de las Nieves Guzmán Reyes

Titulación: Ingeniero Técnico Agrícola

Departamento de la ULL: Técnico de la Sociedad Cooperativa de Proteas de la Palma

Correo-e: maria@proteaslapalma.com

Tfno.: 922 415610

La Laguna, a 12 de Marzo de 2021

(Firma del alumno)

SR. PRESIDENTE DE LA COMISIÓN DE TRABAJOS FIN DE GRADO





Título: Influencia de IBA y SEFEL en el enraizamiento de estacas subterminales de *Leucospermum* ‘Succession II’, *Protea* ‘Grandicolor’ y *Serruria florida*.

Autores: David Pérez Plata, Ana María de León Hernández, María de las Nieves Guzmán.

Palabras clave: Proteaceas, cultivar, propagación, estimulantes del enraizamiento, químico, orgánico

Resumen

Las Proteaceas son plantas de gran interés ornamental, cultivadas para flor cortada y follaje principalmente. Consta de 80 géneros y unas 1.700 especies originarias de África del Sur y Australia. Las especies más utilizadas se agrupan en los siguientes géneros de origen sudafricano; *Proteas*, *Leucospermum*, *Leucadendron* y *Serruria*, así como en los australianos; *Banksia* y *Telopea*.

Este cultivo está cada vez más extendido por las Islas Canarias, 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, por lo cual el estudio de propagación de la planta es totalmente necesario.

Debido al uso que se está haciendo en los últimos años de la aplicación de diferentes tipos de enraizantes químicos y orgánicos como IBA y SEFEL (Sistema de Elaboración de Fertilizantes Ecológicos Líquidos), se decidió realizar este ensayo para estudiar la influencia de los mismos, así como, comparar cuál de ellos muestra un mayor potencial de enraizamiento bajo las mismas condiciones ambientales y el mismo medio de enraizamiento.

El ensayo estudia el comportamiento al enraizamiento de estacas subapicales, con lesionado o sin él, de los cultivares *Protea* ‘Grandicolor’, *Leucospermum* ‘Succession II’ y la especie *Serruria florida*, aplicando IBA y SEFEL y mezclas de ambos enraizantes.

El diseño experimental se realizó en bloques al azar con 9 tratamientos y 3 repeticiones con 12 estacas por tratamiento, para *Protea* ‘Grandicolor’ y *Leucospermum* ‘Succession II’. Por otro lado, para el cultivar *Serruria florida* se aplicaron 11 tratamientos, con 3 repeticiones para cada uno y 12 estacas por tratamiento. Las estacas tenían entre 70 y 80 cm de largo, y las subapicales unos 15 cm. El lesionado se le aplicó a la mitad de las muestras y se realizaron 3 ensayos, uno por cultivar, con las estacas subapicales y combinando SEFEL e IBA en diferentes dosis.

Se realizaron conteos cada 3 semanas contabilizándose las estacas muertas, sin callo, con callo y con raíces trasplantables. Los datos obtenidos se sometieron a un análisis de varianza y a la separación de medias por el Test de Duncan, para determinar cuál de los tratamientos aplicados ofrecía mejor comportamiento al enraizamiento en los diferentes cultivares y especie ensayados. Se realizó un estudio estadístico sobre el índice de enraizamiento.

De los resultados obtenidos se deduce que para *P.* ‘Grandicolor’ el tratamiento 4.000 ppm IBA con lesionado y sin lesionado fue el que obtuvo los mejores porcentajes de estacas raíces trasplantables; para *Leucospermum* ‘Succession II’ fue el tratamiento SEFEL, con lesionado y para *Serruria florida* el tratamiento SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado.



Title: Influence of IBA and SEFEL on the rooting by cuttings of subapical stem the *Protea* 'Grandicolor', *Leucospermum* 'Succession II' and *Serruria florida*

Authors: David Pérez Plata, Ana María de León Hernández, María de las Nieves Guzmán.

Key words: Proteaceas, cv., propagation, rooting stimulants: chemical, organic

Abstract

The Proteaceas are plants of great ornamental interest, cultivated mainly for cut flowers and foliage. It consists of 80 genera and about 1,700 species originating from South Africa and Australia. The most used species are grouped into the following genera of South African origin; *Protea*, *Leucospermum*, *Leucadendron* and *Serruria*, as well as in Australians; *Banksia* and *Telopea*.

This crop is increasingly widespread in the Canary Islands, with Tenerife and La Palma being the islands with the largest cultivated area. In recent years, both islands, like Gran Canaria, have seen their cultivation area increase, which is why a study of the propagation of the plant is absolutely necessary.

Due to the use that is being made in recent years of the application of different types of chemical and organic rooting agents such as IBA and SEFEL (System for the Preparation of Liquid Ecological Fertilizers), it was decided to carry out this trial to study their influence, as well as as, compare which of them shows a higher rooting potential under the same environmental conditions and the same rooting medium.

The essay studies the rooting behavior of subapical cuttings, with or without injury, of the cultivars *Protea* 'Grandicolor', *Leucospermum* 'Succession II' and the species *Serruria florida*, applying IBA and SEFEL and mixtures of both rooting agents.

The experimental design was carried out in randomized blocks with 9 treatments and 3 repetitions with 12 cuttings per treatment, for *Protea* 'Grandicolor' and *Leucospermum* 'Succession II'. On the other hand, for the cultivar *Serruria florida*, 11 treatments were applied, with 3 repetitions for each one and 12 cuttings per treatment. The cuttings were between 70 and 80 cm long, and the subapical about 15 cm. The lesion was applied to half of the samples and 3 trials were carried out, one per cultivar, with subapical cuttings and combining SEFEL and IBA at different doses.

Counts were made every 3 weeks, counting dead cuttings, without callus, with callus and with transplantable roots. The data obtained were subjected to an analysis of variance and the separation of means by Duncan's Test, to determine which of the applied treatments offered the best rooting behavior in the different cultivars and species tested. A statistical study was carried out on the rooting index.

From the results obtained, it can be deduced that for *P.* 'Grandicolor', the 4,000 ppm IBA treatment with lesions and without lesions was the one that obtained the best percentages of transplantable root cuttings; for *Leucospermum* 'Succession II' it was the SEFEL treatment, with lesions, and for *Serruria florida*, the SEFEL + 4,000 ppm IBA treatment, with lesions.



AGRADECIMIENTOS

No me gustaría presentar este trabajo sin haber mencionado a las personas que me han ayudado a lo largo de este reto tan bonito, que me ha ayudado a crecer en todos los aspectos de mi vida.

Todo esto no hubiera sido posible sin el apoyo de mi familia, mi pareja, mis amigos y amigas que me han ayudado y motivado durante todo este proceso y siempre han estado ahí.

Como no, quiero destacar también la ayuda de los profesores que en muchos momentos de dificultad me han ayudado a salir adelante para poder cumplir con mi objetivo.

Y ya por último, agradecer a la Sociedad Cooperativa Próteas La Palma, por el acogimiento que me han brindado, así como a mi profesora Ana, a mi tutora en La Palma María (Técnico de la cooperativa) y a Mercedes Hernández González (Investigadora del IPNA) porque sin ellas esto nunca se habría podido llevar a cabo.

¡Gracias por todo!



ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN	15
2. OBJETIVOS	17
3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	18
3.1 TAXONOMÍA, ECOLOGÍA Y DISTRIBUCIÓN	18
3.1.1 Familia Proteaceae	18
3.1.2 Género Prótea	18
3.1.2.1 Distribución y ecología	19
3.1.2.2 Protea ‘Grandiceps’	20
3.1.2.2.1 Distribución y ecología	21
3.1.2.3 Prótea ‘Longiflora’	21
3.1.2.3.1 Distribución y ecología	22
3.1.2.4 Prótea ‘Grandicolor’ (P. ‘Grandiceps’ x P. ‘Longiflora’)	22
3.1.2.4.1 Distribución y ecología	23
3.1.3 Género Leucospermum	24
3.1.3.1 Distribución y ecología	24
3.1.3.2 Leucospermum lineare	25
3.1.3.2.1 Distribución y ecología	25
3.1.3.3 Leucospermum ‘Cordifolium’	26
3.1.3.3.1 Distribución y ecología	26
3.1.3.4 Leucospermum ‘Succession II’	27
3.1.4 Género Serruria	28
3.1.4.1 Distribución y ecología	28
3.1.4.2 Serruria rosea	28
3.1.4.2.1 Distribución y ecología	29
3.1.4.3 Serruria acrocarpa	29
3.1.4.3.1 Distribución y ecología	29
3.1.4.4 Serruria florida	29
3.1.4.4.1 Distribución y ecología	31
3.2 PROPAGACIÓN VEGETATIVA	31
3.2.1 Propagación por estacas	31
3.2.1.1 Tipos de estacas	32
3.2.1.1.1 Estacas de raíz	32
3.2.1.1.2 Estacas de tallo	32
3.2.1.1.3 Estacas de hoja	33
3.2.1.1.4 Estacas de hoja y yema	33
3.2.1.2 Selección de estacas	33
3.2.1.3 Preparación y obtención del material a preparar	36
3.2.2 Condiciones ambientales que afectan al enraizamiento	37
3.2.2.1 Condiciones ambientales	37



3.2.2.1.1 Humedad relativa	37
3.2.2.1.2 Luz	38
3.2.2.1.3 Temperatura	39
3.2.2.1.4 Aireación	39
3.2.2.1.5 Medidas sanitarias	40
3.2.3 Medio de enraizamiento	41
3.2.3.1 Tipos de sustratos	41
3.2.3.1.1 Turba	41
3.2.3.1.2 Espuma de poliestireno (styromull)	42
3.2.3.1.3 Piroclastos	43
3.2.3.2 Tratamientos químicos que mejoran el enraizamiento	43
3.2.3.2.1 Auxinas	43
3.2.3.3 Tratamientos orgánicos que mejoran el enraizamiento	46
3.2.3.3.1 SEFEL	46
3.2.4 Lesionado	47
3.2.4.1 Tipos de lesionado	46
3.2.4.2 Influencia del lesionado en la absorción de agua y reguladores del crecimiento	51
3.2.4.2 Influencia del lesionado en el movimiento y acumulación de auxinas y carbohidratos	52
4. PARTE EXPERIMENTAL	53
4.1 Material y métodos	53
4.1.1 Generalidades	53
4.1.2 Descripción del ensayo	54
4.1.3 Parámetros evaluados	60
4.1.3.1 Estacas con raíz trasplantable	60
4.1.3.2 Índice de enraizamiento	60
4.1.4 Análisis estadístico	62
4.2 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	63
4.2.1 Evolución de los tratamientos durante el ensayo	63
4.2.1.1 Tratamiento 0: Testigo sin lesionado, no tratado. Estacas subapicales <i>Protea</i> ‘Grandicolor’	63
4.2.1.2 Tratamiento 1: Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado. Estacas subapicales <i>Protea</i> ‘Grandicolor’	64
4.1.2.3 Tratamiento 2: 4000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de <i>Protea</i> ‘Grandicolor’	65
4.1.2.4 Tratamiento 3: SEFEL, sin lesionado. Estacas subapicales de <i>Protea</i> ‘Grandicolor’	66
4.2.1.5 Tratamiento 4: SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de <i>Protea</i> ‘Grandicolor’	67
4.2.1.6 Tratamiento 5: Testigo solución agua + alcohol, con lesionado. Estacas subapicales <i>Protea</i> ‘Grandicolor’	68



4.2.1.7 Tratamiento 6: 4.000 ppm de IBA, con lesionado. Estacas subapicales <i>Protea</i> ‘Grandicolor’	69
4.2.1.8 Tratamiento 7: SEFEL, con lesionado. Estacas subapicales <i>Protea</i> ‘Grandicolor’	70
4.2.1.8 Tratamiento 8: SEFEL + 4.000 ppm de IBA. Estacas subapicales de <i>Protea</i> ‘Grandicolor’	71
4.2.1.9 Tratamiento 0: Testigo sin lesionado, no tratado. Estacas subapicales <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	72
4.2.1.10 Tratamiento 1: Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado. Estacas subapicales <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	73
4.1.2.11 Tratamiento 2: 4000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	74
4.1.2.12 Tratamiento 3: SEFEL, sin lesionado. Estacas subapicales de <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	75
4.2.1.13 Tratamiento 4: SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	76
4.2.1.14 Tratamiento 5: Testigo solución agua + alcohol, con lesionado. Estacas subapicales <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	77
4.2.1.15 Tratamiento 6: 4.000 ppm de IBA, con lesionado. Estacas subapicales <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	78
4.2.1.16 Tratamiento 7: SEFEL, con lesionado. Estacas subapicales <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	79
4.2.1.17 Tratamiento 8: SEFEL + 4.000 ppm de IBA. Estacas subapicales de <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	80
4.2.1.18 Tratamiento 0: Testigo sin lesionado, no tratado. Estacas subapicales <i>Serruria</i> ‘Rosea’	81
4.2.1.19 Tratamiento 1: Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado. Estacas subapicales <i>Serruria</i> ‘Rosea’	82
4.1.2.20 Tratamiento 2: 4000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de <i>Serruria</i> ‘Rosea’	83
4.1.2.21 Tratamiento 3: SEFEL, sin lesionado. Estacas subapicales de <i>Serruria</i> ‘Rosea’	84
4.1.2.22 Tratamiento 4: SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de ‘ <i>Serruria</i> Rosea’	85
4.1.2.23 Tratamiento 5: 8.000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales ‘ <i>Serruria</i> Rosea’	86
4.2.1.24 Tratamiento 6: Testigo solución agua + alcohol, con lesionado. Estacas subapicales ‘ <i>Serruria</i> Rosea’	87
4.2.1.25 Tratamiento 7: 4.000 ppm de IBA, con lesionado. Estacas subapicales <i>Serruria</i> ‘Rosea’	88
4.2.1.26 Tratamiento 8: SEFEL, con lesionado. Estacas subapicales <i>Serruria</i> ‘Rosea’	89
4.2.1.27 Tratamiento 9: SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado. Estacas subapicales de <i>Serruria</i> ‘Rosea’	90
4.2.1.28 Tratamiento 10: 8.000 ppm de IBA, con lesionado. Estacas subapicales <i>Serruria</i> ‘Rosea’	91



4.2.2 Análisis estadístico de los datos obtenidos	92
4.2.2.1 <i>Protea</i> ‘Grandicolor’	92
4.2.2.1.1 Estacas con raíces trasplantables a las 18 semanas de ensayo	92
4.2.2.1.2 Estacas con raíces trasplantables a las 20 semanas de ensayo	93
4.2.2.1.3 Estacas con raíces trasplantables a las 23 semanas de ensayo	94
4.2.2.1.4 Estacas con raíces trasplantables a las 29 semanas de ensayo	95
4.2.2.1.5 Estacas con raíces trasplantables a las 34 semanas de ensayo	96
4.2.2.1.6 Índice de enraizamiento	97
4.2.2.2 <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	99
4.2.2.2.1 Estacas con raíces trasplantables a las 18 semanas de ensayo	99
4.2.2.2.2 Estacas con raíces trasplantables a las 23 semanas de ensayo	100
4.2.2.2.3 Estacas con raíces trasplantables a las 29 semanas de ensayo	101
4.2.2.2.4 Estacas con raíces trasplantables a las 34 semanas de ensayo	102
4.2.2.2.5 Estacas con raíces trasplantables a las 40 semanas de ensayo	103
4.2.2.2.6 Índice de enraizamiento	104
4.2.2.3 <i>Serruria</i> ‘Rosea’	106
4.2.2.3.1 Estacas con raíces trasplantables a las 18 semanas de ensayo	106
4.2.2.3.2 Estacas con raíces trasplantables a las 20 semanas de ensayo	107
4.2.2.3.3 Estacas con raíces trasplantables a las 26 semanas de ensayo	108
4.2.2.3.4 Estacas con raíces trasplantables a las 34 semanas de ensayo	109
4.2.2.3.5 Índice de enraizamiento <i>Serruria</i> ‘Rosea’	110
5. CONCLUSIONES	114
6. BIBLIOGRAFÍA	123
7. ANEJO FOTOGRÁFICO	124



ÍNDICE FOTOGRÁFICO

Imagen 1: Distribución del género <i>Protea</i>	20
Imagen 2: <i>Protea</i> ‘Grandicolor’.....	23
Imagen 3: Plantación de <i>Protea Grandicolor</i> en Buenavista del Norte, Breña Alta	23
Imagen 4: <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’	27
Imagen 5: Plantación de <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’ en Buenavista del Norte, Breña Alta	28
Imagen 6: <i>Serruria Rosea</i>	30
Imagen 7: Plantación de <i>Serruria florida</i> en Buenavista del Norte, Breña Alta	31
Imagen 8: Lesionado ligero	49
Imagen 9: Lesionado profundo.....	50
Imagen 10: Lesionado de incisión profunda.....	50
Imagen 11: Lesionado de hendidura	51
Imagen 12: Ubicación de la base donde se realizó el experimento. Fuente GRAFCAN.....	53
Imagen 13: Sistema de riego de nebulización en el invernadero de Breña Alta.....	54
Imagen 14: Soluciones empleadas.....	56
Imagen 15: Turba sin mezclar.....	57
Imagen 16: Bandejas con sustrato preparado e introducido en las macetas del proyecto.....	57
Imagen 17: Estacas subapicales trasplantables y tratamientos debidamente identificados con etiquetas	58
Imagen 18: Sellante de resina ecológico y muestra sellada.....	58
Imagen 19: Estaca muerta de <i>P.</i> ‘Grandicolor’.....	61
Imagen 20: Estaca muerta de <i>Serruria florida</i>	61
Imagen 21: Estaca sin callo de <i>P.</i> ‘Grandicolor’	61
Imagen 22: Estaca con callo	61
Imagen 23: Estaca de raíz no trasplantable y base muerta.....	62
Imagen 24: Estaca trasplantable de <i>P.</i> ‘Grandicolor’	62
Imagen 25: Estaca de <i>P.</i> ‘Grandicolor’	124
Imagen 26: Estaca trasplantable de <i>L.</i> ‘Succession II’	124
Imagen 27: Estaca trasplantable de <i>Serruria florida</i>	125
Imagen 28: Estaca de <i>Serruria florida</i> trasplantada a campo	125
Imagen 29: Plantación de <i>Leucospermum</i> y <i>Serruria florida</i> en el municipio de Breña Alta, La Palma	126
Imagen 30: Depósito de fabricación de SEFEL.....	126



ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica 1: Representa el comportamiento del tratamiento 0 durante todo el ensayo	63
Gráfica 2: Representa el comportamiento del tratamiento 1 durante todo el ensayo	64
Gráfica 3: Representa el comportamiento del tratamiento 2 durante todo el ensayo	65
Gráfica 4: Representa el comportamiento del tratamiento 3 durante todo el ensayo	66
Gráfica 5: Representa el comportamiento del tratamiento 4 durante todo el ensayo	67
Gráfica 6: Representa el comportamiento del tratamiento 5 durante todo el ensayo	68
Gráfica 7: Representa el comportamiento del tratamiento 6 durante todo el ensayo	69
Gráfica 8: Representa el comportamiento del tratamiento 7 durante todo el ensayo	70
Gráfica 9: Representa el comportamiento del tratamiento 8 durante todo el ensayo	71
Gráfica 10: Representa el comportamiento del tratamiento 0 durante todo el ensayo	72
Gráfica 11: Representa el comportamiento del tratamiento 1 durante todo el ensayo	73
Gráfica 12: Representa el comportamiento del tratamiento 2 durante todo el ensayo	74
Gráfica 13: Representa el comportamiento del tratamiento 3 durante todo el ensayo	75
Gráfica 14: Representa el comportamiento del tratamiento 4 durante todo el ensayo	76
Gráfica 15: Representa el comportamiento del tratamiento 5 durante todo el ensayo	77
Gráfica 16: Representa el comportamiento del tratamiento 6 durante todo el ensayo	78
Gráfica 17: Representa el comportamiento del tratamiento 7 durante todo el ensayo	79
Gráfica 18: Representa el comportamiento del tratamiento 8 durante todo el ensayo	80
Gráfica 19: Representa el comportamiento del tratamiento 0 durante todo el ensayo	81
Gráfica 20: Representa el comportamiento del tratamiento 1 durante todo el ensayo	82
Gráfica 21: Representa el comportamiento del tratamiento 2 durante todo el ensayo	83
Gráfica 22: Representa el comportamiento del tratamiento 3 durante todo el ensayo	84
Gráfica 23: Representa el comportamiento del tratamiento 4 durante todo el ensayo	85
Gráfica 24: Representa el comportamiento del tratamiento 5 durante todo el ensayo	86
Gráfica 25: Representa el comportamiento del tratamiento 6 durante todo el ensayo	87
Gráfica 26: Representa el comportamiento del tratamiento 7 durante todo el ensayo	88
Gráfica 27: Representa el comportamiento del tratamiento 8 durante todo el ensayo	89
Gráfica 28: Representa el comportamiento del tratamiento 9 durante todo el ensayo	90
Gráfica 29: Representa el comportamiento del tratamiento 10 durante todo el ensayo	91



ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Separación de medias por el método de Duncan a las 18 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	92
Tabla 2: Separación de medias por el método de Duncan a las 20 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	93
Tabla 3: Separación de medias por el método de Duncan a las 23 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	94
Tabla 4: Separación de medias por el método de Duncan a las 29 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	95
Tabla 5: Separación de medias por el método de Duncan a las 34 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	96
Tabla 6: Efecto del tratamiento sobre el índice de enraizamiento de las estacas de <i>Protea</i> ‘Grandicolor’. Separación de medias por el método de Duncan al 5%	98
Tabla 7: Separación de medias por el método de Duncan a las 18 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	99
Tabla 8: Separación de medias por el método de Duncan a las 23 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	100
Tabla 9: Separación de medias por el método de Duncan a las 29 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	101
Tabla 10: Separación de medias por el método de Duncan a las 34 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	102
Tabla 11: Separación de medias por el método de Duncan a las 40 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	103
Tabla 12: Efecto del tratamiento sobre el índice de enraizamiento de las estacas de <i>Leucospermum</i> ‘Succession II’. Separación de medias por el método de Duncan al 5%	105
Tabla 13: Separación de medias por el método de Duncan a las 18 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	106
Tabla 14: Separación de medias por el método de Duncan a las 20 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	107
Tabla 15: Separación de medias por el método de Duncan a las 26 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	108
Tabla 16: Separación de medias por el método de Duncan a las 34 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%	109
Tabla 17: Efecto del tratamiento sobre el índice de enraizamiento de las estacas de <i>Serruria florida</i> . Separación de medias por el método de Duncan al 5%	111





1. INTRODUCCIÓN

Las Proteáceas 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*.

Su interés es ornamental, siendo la característica más importante el tallo floral, floreciendo en otoño - invierno cuando escasean otras flores. Otro aspecto por destacar es la larga duración que tiene la flor lo que la hace muy adecuada para la exportación. Las principales zonas productoras de importancia económica se localizan en el hemisferio sur: Sudáfrica, Australia, Nueva Zelanda, Zimbabue; en cuanto al hemisferio norte se ubican en Israel, California, Hawái, Portugal y España, particularmente, en Canarias.

El cultivo comercial de las próteas está establecido en Canarias, principalmente en las islas de Tenerife y La Palma. En Tenerife la superficie cultivada actualmente se estima en alrededor de 15 Ha. La mayor parte de la superficie está dedicada, principalmente, a diversos cultivares de *Leucospermum* ('High Gold', 'Soleil', 'Succession II', 'Tango', 'Veldfire') y algunas especies y cultivares de *Prótea* (*P.* 'Cynaroides', *P.* 'Madiba', *P.* 'Brenda', *P.* 'Lime Light', *P.* 'Magnifica', *P.* 'Pink Ice', *P.* 'Susara', *P.* 'White Night'). Las plantaciones se sitúan fundamentalmente entre los 500 y los 800 m de altitud, en la vertiente norte de la isla.

En La Palma, la superficie cultivada actualmente es de unas 20 Ha, encontrándose las explotaciones a lo largo de la isla. Del género *Prótea* se cultivan: *P.* 'Magnifica' y los cultivares 'Arctic Ice', 'Brenda', 'Grandicolor', 'Madiba', 'Niobe' y 'White Night'. De *Leucospermum*: los cultivares 'Succession II', 'High Gold', 'Soleil', 'Tango', 'Ayoba Peach' y 'Ayoba Sun'. El 95% de la producción se exporta a Holanda, y el resto a Bélgica, Japón, U.S.A. y España peninsular, quedando algo en el mercado local (Rodríguez Pérez, 2018).

En los últimos años las islas han visto aumentada su superficie de cultivo, por lo cual es necesario un mejor conocimiento del cultivo, en todos sus aspectos, incluida la propagación.

La propagación puede presentar algunas dificultades, como el bajo porcentaje de enraizamiento, lentitud del proceso, sobre todo en la del género *Protea*. Mientras que en la de los géneros *Leucadendron* y *Leucospermum* se obtienen plantas enraizadas, en porcentajes satisfactorios en un plazo de 6 - 8 semanas, en cambio en el género *Protea* se alarga hasta los 5 - 6 meses. En *Leucospermum*, las plantas de algunas especies y cultivares son de fácil propagación como *L.* 'Patersonii', *L.* 'High Gold', mientras que *L.* 'Vlam', *L.* 'Succession II' ofrecen porcentajes de enraizamiento bastante bajos. Dentro del género *Protea* también se diferencian aquellas que enraízan con facilidad como *P.* 'Cynaroides' y *P.* 'Susara' y las que lo hacen con dificultad como *P.* 'Magnifica' y *P.* 'Obtusifolia', entre otras, (Rodríguez Pérez, 2014).

El enraizamiento de estacas está muy influenciado por las condiciones medioambientales en las que se realice como 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. Entre estas últimas está el uso de reguladores de crecimiento y de sustancias de probada eficacia sobre el enraizamiento de algunas especies leñosas.

La respuesta del enraizamiento al tratamiento químico con reguladores de crecimiento, en un grupo de estacas con procedencia homogénea y bajo determinadas condiciones ambientales, va a estar en función del tipo de regulador, concentración y método de aplicación. Hay concentraciones por debajo de las cuales no se producen raíces y, por encima, pueden ser tóxicas o producir un gran callo que normalmente es incompatible con un buen enraizamiento. Las dosis óptimas estarán en función de la dificultad que tengan dichas estacas para enraizar, (Hartman y Kester, 1989).

El empleo de reguladores de crecimiento se hace necesario para propagarlas vegetativamente, fundamentalmente el ácido indol butírico (IBA), en el caso de las Próteas al ser las especies de este género las que más dificultades entrañan. Otra de las sustancias utilizadas para mejorar el enraizamiento de las plantas de algunas especies leñosas es el peróxido de hidrógeno.

Hoy en día se exige cada vez 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 (Sistema de Elaboración de Fertilizantes Ecológicos Líquidos) (Acosta, 2013) comparadas con el tratamiento convencional descrito para estos cultivares por Hernández et al., (2014).

Dentro de las técnicas físicas, una de las más empleadas para estimular el enraizamiento de estacas es el lesionado. El lesionado puede ayudar a fomentar el movimiento de auxinas y carbohidratos hacia el área lesionada. Esto puede ser consecuencia de que mediante el lesionado se deja expuesta una mayor superficie del cambium. Edwards, 1979, estudió el movimiento de las hormonas en el tallo, que fomentan la división celular en el cambium. Esta división celular en el cambium es indispensable para la formación de raíces.

En base a lo expuesto, se decidió tratar de estudiar los tratamientos más adecuados para lograr un porcentaje de enraizamiento óptimo y en el menor tiempo posible en los cultivares *Protea* ‘Grandicolor’, *Leucospermum* ‘Succession II’ y la especie *Serruria florida*.



2. OBJETIVOS

El siguiente trabajo tiene como objetivos:

- Estudiar la influencia de IBA y SEFEL, empleando tratamientos sólo o combinados en el enraizamiento de estacas subapicales, con lesionado y sin lesionar, de los cultivares de *Protea* ‘Grandicolor’, *Leucospermum* ‘Succession II’ y *Serruria florida*.
- Comprobar cuál de los 3 cultivares: ‘Grandicolor’, ‘Succession II’ y *Serruria florida* muestra un mayor potencial de enraizamiento bajo las mismas condiciones y el mismo medio de enraizamiento.



3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1 TAXONOMÍA, ECOLOGÍA Y DISTRIBUCIÓN

3.1.1 Familia Proteaceae

Pertenecen a esta familia unos 76 géneros y unas 1.400 especies según Johnson y Brings (1975). Se divide en cinco subfamilias: Proteoideae, Persoonioideae, 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 (1.789) (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. Perianto 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 hipóginas o períginas, 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 *Protea*

El género *Prótea* incluye unas 136 especies de las cuales 90 son sudafricanas. Las plantas pertenecientes a este género son mayoritariamente arbustos o arbolitos erectos, procumbentes o cespitosos o rizomatosos y aparentemente acaulescentes. Hojas aciculares ovales, sésiles o pecioladas, de glabras a pubescentes. Las inflorescencias son en capítulos, normalmente terminales y solitarios, pero en ciertas especies son cespitosas, axilares y densas, rodeadas por un involucre prominente con brácteas coloreadas, glabras o pubescentes, a menudo con los ápices densamente barbados. Las brácteas basales tienen forma de escama.

Flores hermafroditas, irregulares. Perianto curvado adaxialmente en el botón floral con cuatro segmentos del perianto. Los segmentos adaxiales unidos en toda su longitud. El segmento abaxial libre. Uñas delgadas a filiformes, ensanchándose basalmente, glabras o pubescentes, ocasionalmente pubescentes en la superficie interior. Limbos elípticos, estrechamente oblongos o lineares, agudos a atenuados, ocasionalmente aristados, glabros a marcadamente crinitos.



Anteras sésiles o subsésiles, saliendo de la base de los limbos del perianto, lineares a filiformes, acuminadas. Antera abaxial algunas veces reducida a un estaminodio. Ovario obcónico, cubierto de pelos largos, rectos, uniovulado. Estilo recto a adaxialmente curvado, glabro o pubescente, ahusándose subterminalmente en un presentador de polen persistente, filiforme, linear o capitado, longitudinalmente acanalado. Escamas hipogíneas 4, ovadas a lanceoladas o lineares, acuminadas o retusas.

Fruto en aquenio obcónico, densamente pubescente, con pelos rectos, largos, marrones herrumbrosos, negros o blancos (Rourke, 1982).

3.1.2.1 Distribución y ecología

Actualmente 117 especies, se encuentran en el continente africano, 35 de ellas se encuentran en África tropical, 82 son sudafricanas, siendo las más interesantes las que viven en la región del Cabo. *Protea* 'Caffra', *P.* 'Gagedi' y *P.* 'Welwitschii' son comunes en ambas regiones. La distribución de algunas especies es, a veces, restringida, cubriendo solamente unos pocos kilómetros cuadrados (Imagen 1).

Las especies tropicales se encuentran en la mayoría de las tierras altas de África Central, dotadas de una buena pluviometría, particularmente en las montañas asociadas con el Great Rift Valley. La estructura de su inflorescencia y de las flores es mucho más simple que la de las especies de Sudáfrica, por lo que se consideran más primitivas desde el punto de vista filogenético.

La accidentada topografía de la región del Cabo, los cambios climáticos cíclicos durante el pasado, etc., han dado lugar a fenómenos de radiación adaptativa que han producido un gran número de especies dentro del género.

La estructura de la inflorescencia y de las flores es más compleja que las de las especies tropicales. Las inflorescencias presentan brácteas involucrales barbadas muy vistosas, limbos del perianto con aristas plumosas, estambres que se han convertido en estaminodios, etc. (Rourke, 1982).

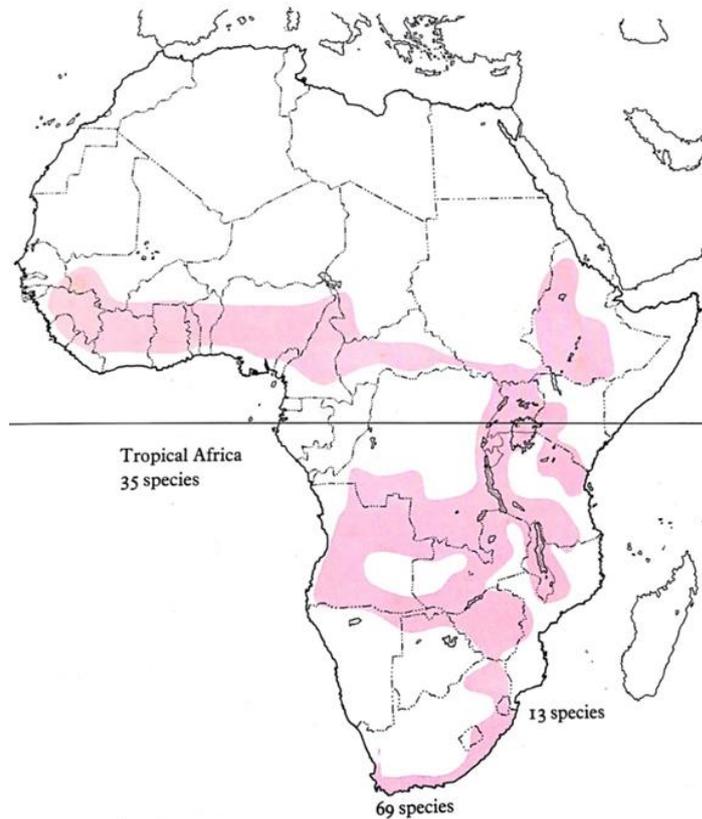


Imagen 1: Distribución del género *Protea* (Rourke, 1982)

3.1.2.2 *Protea* ‘Grandiceps’

Protea ‘Grandiceps’ Trattinnick; - *Protea* ‘Speciosa L. var latifolia Andr; - *Protea* ‘Coccinea’ R. Br.; - *Scolymocephalus coccineus* (R. Br.) O. Kuntze; - *Erodendrum obtusum* Salisb. ex Knigth; - *Protea* ‘Obtusa’ (Salisb. ex Knigth) Sweet; - *Protea* ‘Villifera’ Lindl.; - *Protea* ‘Rangiferina’ Hort. ex Roem & Schult.

Arbusto compacto, redondeado de hasta unos 2 m de altura y 3 de diámetro, con un solo tronco principal. Ramas fuertes de 10 – 12 mm de diámetro, glabras y con la corteza de color marrón cuando madura. Las hojas son de color verde azulado con márgenes rojizos, de ovadas a obovadas, con una longitud de 80 – 130 mm y 30 – 85 mm de ancho, fuertemente coriáceas, glabras, ligeramente glaucas, ápices obtusos y redondeado.



Presenta una inflorescencia oblonga, 100-140 mm de longitud y de 60 – 80 mm de diámetro. El receptáculo involucral convexo tiene unas medidas de 25 – 30 mm de ancho y 10 mm de alto. Ésta formada por un involucro de brácteas de 7 a 8 series de color rojo ladrillo que terminan en una gruesa franja de pelos de unos 15 – 20 mm de largo, siendo más cortos en las brácteas involucrales internas. La superficie exterior es glabrescente. La serie interior tiene brácteas oblongo-espátuladas, 70 – 80 mm de longitud y 15 – 20 mm de ancho, ápices espátulados, con tricomas blancos, morados o mixtos entre blanco y morado. Perianto ligeramente adaxial, curvado, 75 – 85 mm longitud; la región del tubo tiene unos 10 mm de largo, cuadrangular y acanalado, se vuelven rojizos y vellosos.

El estilo es de aproximadamente 65-75 mm de longitud, se posiciona dentro de las brácteas involucrales, cubierto por pelos. Presentador de polen se expone en la punta del estilo, geniculado en la unión. Ovario obcónico, 5 mm de longitud, cubierto con unos largos tricomas rojizos. Hipogíneo escamoso, agudo de 1,5 mm de longitud (Rourke, 1982).

3.1.2.2.1 Distribución y ecología

Se trata de una de las más extendidas en la región del Cabo, *P.* ‘Grandiceps’ se encuentra en la mayoría de las montañas costeras entre Bainskloof y Uitenhage. Están extendidas desde Wellington Sneeuwkop hasta el extremo noroeste de Slanghoek, Du Toitskloof, Jonkershoek y las montañas Hottentots Holland, de allí hacia el este a lo largo de Riviersonderend hasta Swellendam. Desde Swellendam están dispersas de manera más errática a lo largo de Langeberg, Outeniqua y la montaña Tsitsikamma hasta Formosa Peak. Más hacia el interior de la región de Kamanassie también se encuentran poblaciones, hacia el este podemos encontrar poblaciones en las montañas Great Winterhoek y en Cockscomb y Strydomsberg cerca de Uitenhage.

P. ‘Grandiceps’ aparece en gran medida en las cumbres y laderas de los picos altos, generalmente a unas altitudes de 200 y 700 m, aunque en raras ocasiones ocurren tan bajo como a los 700 m. Los hábitats de arenisca de Table Mountain, peñascos, laderas o bandas de esquisto superior en zonas que estén orientadas al norte, son las más favorecidas para el desarrollo de poblaciones. Esta especie necesita bastante más humedad de lo que generalmente se cree, la mayoría de las poblaciones crecen en terreno montañoso por lo que es probable que solo nos encontremos con un solo individuo, mientras que en otras podemos ver asociadas miles de plantas.

En la naturaleza la floración tiene lugar entre Septiembre y Enero, sin embargo la época de floración depende en gran medida del microclima. Cuando se cultiva en cercanía al mar la floración suele producirse de Agosto a Diciembre (Rourke, 1982).

3.1.2.3 *Protea* ‘Longiflora’

Puede ser considerado arbusto de gran porte o árbol pequeño, de hasta 3 metros de altura con un solo tronco principal y corteza lisa. Tallo florido erecto, 3 – 5 mm de diámetro, glabro. Hojas oblongas u ovals, de 15 – 40 mm de ancho y 40 – 90 mm de largo, ápice agudo, obtuso o redondeado con una base truncada y superficie glabra.



Inflorescencia terminal, solitaria con forma cilíndrica en el brote, longitud de 90-120 mm de largo, haciéndose obconica después de producirse la antesis. Presenta un involucreo convexo de 15 mm de diámetro con brácteas involucrales de 5 – 8 series. La serie exterior es ampliamente ovada y aguda con 15 mm de ancho y 15 mm de largo, las series internas son estrechamente oblongas de 40 – 90 mm de largo y 5 – 14 mm de ancho, obtusas y ligeramente cóncavas, márgenes densamente bordeados de largos tricomas sedosos, con superficie exterior sericosa, muy rara vez glabrescente.

Las flores son de color verde – cremoso a carmesí (Foto 4). Perianto de 90 – 110 mm de largo, recto con extremidades de 25 mm de largo, glabras, excepto en los bordes y en los ápices donde es veloso. Estambres filiformes, que se enroscan después de producirse la antesis, tubo de 10 mm de largo, glabro proximalmente convirtiéndose en veloso distalmente. Estilo de 85 – 105 mm de largo, recto, minuciosamente geniculado en la unión. Estilo de 17 mm de largo, ovario de 3 mm y tricomas de color rojizo (Rourke, 1982).

3.1.2.3.1 Distribución y ecología

Las principales montañas meridionales y costeras del sur de la Región del Cabo son el principal hábitat natural de las poblaciones de *P. 'Longiflora'*. Algunas poblaciones podemos encontrarlas tan lejos al oeste como Galgeberg cerca de Greyton en las montañas de Riviersonderend de donde se extiende hacia el este a lo largo de Langeberg y Outeniqua hasta George.

Le favorece el clima fresco y húmedo, aparece a unas altitudes de 150 – 800 m, principalmente en la laderas de las montañas con orientación sur, aunque se sabe de la existencia de algunas poblaciones orientadas hacia el norte. Se trata de una de las especies de mayor crecimiento dentro de este género cuando las condiciones son favorables. La floración tiene lugar desde Enero hasta Junio, pero puede ocurrir de manera espontánea todo el año, (Rourke, 1982).

3.1.2.4 *Protea 'Grandicolor'* (*P. 'Grandiceps'* x *P. 'Longiflora'*)

Planta originaria del cruzamiento de *P. 'Grandiceps'* x *P. 'Longiflora'*. Arbusto erecto de 2,5 m de altura, 1,5 m de diámetro con hábito de crecimiento vertical y redondeado. Hojas perennes presentan una coloración verde con márgenes rojizos, dando un aspecto muy interesante en su conjunto.

La inflorescencia presenta un involucreo de brácteas exterior con colores que van desde el gris al amarillo, en el interior de las brácteas aparece un penacho apical de color púrpura (Imagen 2).



Imagen 2: *Protea* 'Grandicolor'

3.1.2.4.1 Distribución y ecología

Protea 'Grandicolor' es tolerante a la sequía, pero puede requerir agua en el primer verano de la siembra y en condiciones extremadamente secas. Requiere suelos ácidos bien drenados. Es muy resistente al transporte y conservación. El periodo de floración natural es de otoño a invierno.



Imagen 3: Plantación de *Protea* 'Grandicolor' en Buenavista del Norte, Breña Alta



3.1.3 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 mucha 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 inconspicuas 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 - 5,5 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 sólo 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).

3.1.3.1 Distribución y ecología

El género *Leucospermum* incluye 48 especies procedentes del sur de África. Su ubicación se localiza desde las tierras altas de Zimbabwe, a través de la parte oriental de Transvaal Drakensberg hasta Swaziland 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 Namaqualand. Sólo hay tres especies (*L.* 'Saxosum', *L.* 'Gerrardii', y *L.* 'Innovans') 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 Olifants 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 *Phyllica*, *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.

3.1.3.2 *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. 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.

3.1.3.2.1 Distribución y ecología

El rango de distribución de *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 perianto.



La agrupación de *L. lineare* se da en las montañas del país entre los 1.000 y 3.000 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.

3.1.3.3 *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 horizontalmente, con unos 5 - 8 mm de diámetro, provistas de un corto indumento de pelos finos, crispados tendiendo a glabras. 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 cartilaginosa, finamente tomentosas. Bracteolas obtuso-acuminadas, cóncavas, con el ápice incurvado, de 7 mm de ancho y 8 - 10 mm de largo, cartilaginosa, gruesamente lanosa 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, hispido. 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).

3.1.3.3.1 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, Shaw 's Pass, Caledon y Standford hasta Napier, Bredasdorp y Elim. La concentración más al sur está en el borde meridional de Soetanysberg, 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.

3.1.3.4 *Leucospermum* 'Succession II'

Es un híbrido creado a partir de *Leucospermum lineare* x *Leucospermum cordifolium*. Arbusto erecto redondeado. El diámetro medio de la flor (foto 5) de 'Succession II' es de aproximadamente unos 100 mm, con un color rojizo-anaranjado brillante, que contrasta con el verde de las hojas que conforman el follaje (Imagen 4). Hojas lineares, planas de hasta 5 cm de longitud media. Ramas floríferas erectas de 2 a 5 mm de diámetro, normalmente solitarias pero ocasionalmente en grupos de dos o tres. El receptáculo involucral es estrechamente cónico en el extremo. Estilo de 4,5 a 6 cm de longitud. Presentadores de polen hacia el extremo, de 1.5 mm de longitud. En las Islas Canarias comienza a florecer en invierno.



Imagen 4: *Leucospermum* 'Succession II'



Imagen 5: Plantación de *Leucospermum* 'Succession II' en Buenavista del Norte, Breña Alta

3.1.4 Género *Serruria*

El género *Serruria* se forma a partir de un grupo bien delimitado: todas las especies de Proteaceae con hojas diseccionadas en segmentos teretes agudos. Aunque algunas especies de *Paranomus* también tienen hojas divididas, cualquier confusión que surja de esta similitud superficial puede evitarse mediante la comparación directa de las formas de las hojas de los dos géneros. *Serruria* tiene flores regulares bisexuales con los cuatro segmentos del perianto extendidos o recurvados y unidos solo cerca o en la base. Las brácteas florales o bractéolas suelen ser visibles en *Serruria* y en muchas especies son comparativamente grandes y vistosas, dando color a la cabeza. Las flores se agrupan en inflorescencias que muy rara vez tienen un involucre membranoso conspicuo. A su vez, la inflorescencia puede ser solitaria sobre un pedúnculo o en grupos de capullos pequeños dispuestos en racimos o racimos sobre un tallo común. El fruto es una pequeña nuez dura escasamente cubierta de pelo.

3.1.4.1 Distribución y ecología

Este género, confinado al suroeste del Cabo, recibe su nombre en honor a J. Serrurier, profesor de botánica en la Universidad de Utrecht a principios del siglo XVIII. *Serruria* es el único género de Proteaceae que no ha sido objeto de un estudio crítico reciente. Hay grandes lagunas en nuestro conocimiento de *Serruria* y queda por ver si seguirá siendo un solo género o se dividirá.

3.1.4.2 *Serruria rosea*

Especie que forma un arbusto erecto de 0,8 - 1,5 m de alto, 0,5 m de ancho. Tallo principal de 20 mm de diámetro. Hojas erectas, 45 - 100 mm de largo, 30 - 40 mm de ancho, lampiñas, disecadas,



con 10 - 20 ápices con puntas afiladas; tallo de 15 - 50 mm de largo. Capítulo floral globoso, 45 - 55 mm de ancho, 1 - 8 por rama, que comprende un capítulo solitario de 45 - 60 flores; pedúnculo floral de 25 - 45 mm de largo, lampiño. Brácteas involucras prominentes, más grandes que las inflorescencias, de 20 - 40 mm de largo, 8 - 15 mm de ancho, ovadas, de color marfil a rosado, sin pelo. Perianto blanco con punta rosada, con pelos largos y sedosos. Estilo recto, de 8 - 12 mm de largo, sin pelo. Presentador de polen de 2 mm de largo, lineal a filiforme.

3.1.4.2.1 Distribución y ecología

Se distribuye principalmente en Assegai Boskloof cerca de Franschhoek, en laderas de granito a una altitud aproximada de entre 600 y 620 metros. Es considerada una especie vulnerable, debido a la invasión de su hábitat por pinos y hakeas.

La floración tiene lugar de Julio a Octubre, dando lugar a frutos liberados dentro de los 2 meses posteriores a la floración.

Esta especie es una de las responsables de que sepamos que el fuego es fundamental en la ecología del Fynbos y que, entre incendios, muchas especies desaparecen bajo tierra como bancos de semillas.

3.1.4.3 *Serruria acrocarpa*

Serruria acrocarpa, el portainjerto común de ‘cabeza de araña’. Es un arbusto florido que pertenece al género *Serruria* y forma parte de los fynbos. El arbusto crece hasta 50 cm de largo en llanuras y laderas de baja vegetación, floreciendo en primavera.

Esta especie presenta la capacidad de rebrotar después de haberse quemado.

3.1.4.3.1 Distribución y ecología

La planta es originaria del Cabo Occidental y se encuentra desde Cederberg hasta el Cabo Sur. Se distribuye desde Piketberg en el noroeste, a lo largo de la cordillera de Witsenberg hasta las montañas del río Hex cerca de Worcester. También se encuentra en las montañas Houw Hoek y Riviersonderend y tan al este como el Parque Nacional Bontebok cerca de Swellendam. Al sur crece en el área de Bredasdorp, pero no ocurre en la Península del Cabo.

3.1.4.4 *Serruria florida*

Especie que forma un arbusto erecto de entre 0,8 - 0,5 m de alto, 0,5 m de ancho. Tallo principal de 15 mm de diámetro. Hojas curvadas hacia arriba, de 30 - 60 mm de largo, 20 - 25 mm de ancho, lampiñas, disecadas, con 25 - 60 ápices con puntas finas; tallo de 15 - 25 mm de largo. Capítulo floral globoso, de 20 - 30 mm de ancho, 2 - 7 por rama, que comprende un capítulo solitario de 15 - 20 flores; pedúnculo floral de 15 - 30 mm de largo, velloso a lampiño. Brácteas involucradas prominentes, de 8 - 25 mm de largo, 4 - 14 mm de ancho, ovada, rosada, margen piloso. Perianto rosado, densamente cubierto de pelos largos, sedosos y extendidos. Estilo recto, de 6 - 11 mm de largo, sin pelo. Presentador de polen de 2 mm de largo, en forma de maza.



Imagen 6: *Serruria florida*



Imagen 7: Plantación de *Serruria florida* en Buenavista del Norte, Breña Alta



3.1.4.4.1 Distribución y ecología

Se distribuye desde Slanghoek y Du Toit's Kloof a Hottentots - Holland y las Montañas de Riviersonderend, a altitudes de entre 300 y 620 m aproximadamente. Se encuentra formando rodales densos y aislados que contienen dentro de los 2 meses posteriores a la floración

Se producen notables diferencias en las inflorescencias con la altitud, de forma paralela al patrón observado en *S. 'Phylicoides'*, con brácteas involucrales más estrechas y pálidas a mayores altitudes.

3.2 PROPAGACIÓN VEGETATIVA

Existen especies capaces de sobrevivir en el tiempo desarrollando órganos especializados para reproducirse genéticamente. Esta peculiaridad se ha aprovechado en cultivos.

La propagación vegetativa es un sistema de multiplicación que consiste en utilizar hojas, tallos, raíces, cormos, etc., de la planta madre con el fin de acelerar el proceso de producción y abaratar costes del mismo y reproducir nuevas plantas saltándose el proceso de recolección de semillas, selección, germinación, etc. Así con una planta adulta, sus partes vegetativas, se pueden obtener plantas nuevas.

Además, con esto se consigue mantener genéticamente los caracteres deseados conseguidos en la planta madre, lo que quiere decir que no habrá variabilidad genética, por lo que los caracteres perdurarán dando una seguridad y estabilidad al cultivo.

Existen diferentes técnicas de propagación como son “in vitro” o micropropagación; y multiplicación de tallos y raíces especializadas con diversos métodos como por ejemplo el estaquillado, acodos, injertos, etc. La multiplicación por esquejes o estacas es la que se ha realizado en este estudio.

Según Vogts (1982), Hartman y Kester (1981) será necesario usar material de propagación asexual en los siguientes casos:

- Para evitar periodos juveniles prolongados, las plantas florecen con mucha anterioridad que cuando se desarrolla en semilla
- Por razones económicas, puesto que la propagación por semilla de ciertas especies es difícil y poco remunerada
- Especies extrañas o en peligro de extinción, ya que la obtención de semillas es muy baja y eso casi obliga a utilizar otras técnicas
- En todos los cultivares e híbridos, aún si producen semillas viables, pueden dar lugar a caracteres no deseables

3.2.1 Propagación por estacas

Las próteas se propagan mediante estacas de tallos. Usualmente de tallos terminales o subterminales.



Según Hartman y Kester (1981) las estacas de tallo y acodos son capaces de desarrollar raíces adventicias.

3.2.1.1 Tipos de estacas

3.2.1.1.1 Estacas de raíz

Para obtener los mejores resultados se han de tomar secciones de raíz de plantas madre 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).

3.2.1.1.2 Estacas de tallo

Es el tipo de propagación más utilizado en próteas. 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 a utilizar 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 esté 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 próteas
- 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 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 se usan en la propagación de próteas.



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 sobre el 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 próteas como son: *Telopea* 'Specisissima' x *T.* 'Mongaensis', *Leucadendron* '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 estacas

Es conveniente tener en cuenta las condiciones fisiológicas en que se encuentren las plantas madre, siendo muy importante que se encuentren libres de enfermedades o patógenos, así como en unas condiciones nutricionales adecuadas, ya que esto condiciona tanto 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 a que el déficit hídrico produce 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 las estacas 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 las estacas.

La época de recolección de las estacas también es 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 próteas, e indicó que varios factores indirectos, entre los que se encuentra la madurez fisiológica de la planta madre, pueden contribuir a un menor enraizamiento de las estacas. Una propagación sucesiva de plantas madre, dará como resultado una madurez continuada de la madera que posteriormente se utilizará 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 próteas, diversos autores han estudiado este tema e ilustran lo siguiente:

- 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 doblar. 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 han 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 para la preparación de estacas de *Leucospermum* y algunos híbridos, brotes de la estación de crecimiento en curso. 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)
- 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
- 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 Preparación y obtención del material a preparar

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 de 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 de la estaca 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', deben de ser cortadas, ya que la corteza podría ser dañada.

Según Meynhardt (1974), las estacas deben prepararse y colocarse en las camas de propagación lo más pronto posible tras de la recolección. Sin embargo, en el caso de no ser así, 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 este autor, la longitud de las estacas de *Leucospermum* debe estar comprendida entre los 10 y 12.5 cm, la mayoría 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 resultará un mejor enraizamiento en comparación con las estacas provenientes 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 su preparación y colocación en el sustrato. Él recomienda una buena desinfección mojando las estacas cuando llegan de la plantación. Debiendo cortarse cada hoja de forma individual con unas tijeras, ya que al arrancarlas pueden causar profundas heridas en la corteza de las estacas.



3.2.2 Condiciones ambientales que afectan al enraizamiento

3.2.2.1 Condiciones ambientales

Para que en el enraizado de las estacas haya éxito se debe mantener un control de las condiciones ambientales durante todo el proceso de multiplicación, además de un control físico y químico.

Los factores ambientales influyentes en el enraizado son los siguientes:

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

3.2.2.1.1 Humedad relativa

Las estacas de tallo al no poseer raíces, deben contar con unas adecuadas condiciones de humedad relativa y disponibilidad de agua, puesto que, de no ser así, se produciría un desecamiento y como consecuencia no formarán raíces.

Esto es un aspecto importante en las estacas con hojas, sobre todo los herbáceos y semileñosos. Para que no se origine la desecación se pueden utilizar una aspersión intermitente “nebulización” o “mist system”. De este modo se consigue que la estaca esté cubierta permanentemente de una delgada capa que anula o disminuye radicalmente la transpiración y que el ambiente se mantenga a humedades relativas entre el 95% y 99%. 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 nebulización 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. Una vez en funcionamiento, se forma una nube y se precipita sobre las estacas dando lugar a una fina 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, y son las siguientes:

- 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 el 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 adecuado 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 perjudicial para las próteas, según 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 2.5s cada 5 min a lo largo de las horas de luz diurna.

En Elsenburg, 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 unido a un cierto grado de temperatura, 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 influye en la tasa de fotosíntesis. Un aumento de esta tasa supondrá un aumento en el aporte de las sustancias orgánicas consumidas para la formación y crecimiento de las raíces.

Además suministrada en la cantidad suficiente y en buenas condiciones de humedad ambiental, 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, 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 madre 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 importantísimo en la formación de las raíces, ya que en el nacimiento de éstas depende de los procesos químicos y éstos a su vez, de la temperatura. Es obvio que cuanto mayor es la temperatura, mayor es la velocidad de las reacciones químicas y por ende una mayor rapidez en la formación de raíces. Sin embargo hay que hacer mención que cuando la estaca se mantiene caliente, su parte aérea también se desarrolla, de modo que a veces, los nutrientes no son suficientes y pueden llegar a agotarse antes de la autosuficiencia.

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 variará. La temperatura idónea para la mayor parte de las estacas 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).

El enraizamiento de estacas de *Leucospermum* utilizando camas de enraizamiento con calor de fondo y sin calor, con unas temperaturas de $23 \pm 0.8^\circ \text{C}$ y $12.7 \pm 2^\circ \text{C}$ 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 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.



3.2.2.1.5 Medidas sanitarias

Este factor es muy importante para la salud general de la estaca. La prevención y mantenimiento del estado sanitario ayudará a que se mantengan sanos y vigorosos durante el proceso de multiplicación. Esto evitará la transmisión de agentes patógenos como por ejemplo, hongos, virus, bacterias, etc.

El control debe comenzar en el mismo momento de la elección del material de propagación, ya que sólo se deberá emplear aquellas plantas madre 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 esté infestado 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).

Habrà que mantener libre de cualquier tipo de patógeno el invernadero, las mesas de trabajo, camas de enraizamiento, etc. En general, todo espacio que será utilizado como lugar de propagación, Rumbal (1977).

Se tendrá que desinfectar todo el equipo y utensilios utilizados en la preparación de las estacas usando una solución de formaldehído, Vogts (1982).

Una vez obtenidas 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, ya sea captan al 25 %, antes de colocarlas en el medio de enraizamiento (Hartman et al., 1981).

En próteas se utiliza captan, ambos al 5 % de materia activa.

Bethancourt Díaz et al. (2001), obtuvieron resultados satisfactorios con el uso de benomilo, 50% (benomyl) o carbendazima (carbendazim) 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 dematioidea* y *Drechslera ravenelii*. La *Botrytis cinerea* se controló con la combinación de Fenbuconazol 70% (50 g/Hl), o Tebuconazol 10% + Diclofluanida 40% (250 gr/Hl). El *Cladosporium oxysporum* se controló por Metil Tiofanato 70% (100 g/Hl). *Drechslera dematioidea* se controló con mancozeb 75% a la dosis de 400 g/Hl.



3.2.3 Medio de enraizamiento

El medio donde se producirá el enraizamiento debe de cumplir, entre otros factores, las siguientes condiciones:

- 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 sustrato adecuado tiene que 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 exitosa de las raíces.

Los sustratos para el enraizamiento de las estacas deben ser mezclas de elementos como turba, arena, perlita, poliestireno, etc., en una relación variable dependiendo de la especie a propagar. Como ejemplo, los siguientes autores citan lo siguiente:

- 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 del río mejora la aireación del medio.
- En Elsenburg 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 sustratos

Los sustratos son aquellos medios donde vive la planta, a la que aporta nutrientes y pueden ser de diferentes materiales. En adición, sirve de soporte a la misma.

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 confiere 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. Poseen 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 en el caso que propiedades desfavorables son mejoradas, Abad et al. (1990). Frecuentes en España, Francia e Italia.

Para la preparación de la turba una vez abierta y extraída del embalaje, es necesario desmenuzar y humedecer ligeramente para mejorar su manipulación.

Dependiendo del tipo de turba, del agua a usar y cultivo, para elevar su pH, sería necesario añadirle cal. En Canarias, nos encontramos en una zona de aguas duras, por lo que hay que tener en cuenta que el pH a lo largo del cultivo podrá aumentar entre 0,5 – 1 más.

3.2.3.1.2 Espuma de poliestireno (styromull)

El Styromull, es un material compuesto por poliestireno expandido. Es un agregado para suelos sintéticos. Son copos esféricos de espuma dura sueltos de superficie cerrada llenos de aire. Son extremadamente ligeros y no se descomponen.

Tienen un tamaño entre 4 – 16 mm. Es un material inodoro, químicamente neutro, imputrescible y absolutamente compatible con todos los vegetales, (Robledo y Martín 1988)

Cada perla o copo está constituido 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

Los piroclastos son materiales de origen volcánico empleados 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, por un lado, los de origen basáltico, de color gris oscuro o rojizo por alteración. Se denominan cenizas, cuando predominan las partículas inferiores a 2 mm. Por otro lado, 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 se debe a la presencia de zeolitas como minerales de alteración.

3.2.3.2 Tratamientos químicos que mejoran el enraizamiento

En la propagación, uno de los objetivos más importantes es conseguir un gran número de estacas enraizadas, para lograrlo es posible emplear diferentes técnicas, como son los tratamientos químicos. Actualmente, es conocido que la actividad fisiológica de las plantas se controla 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 son sustancias producidas por las plantas, que en bajas concentraciones, regulan los procesos fisiológicos de las mismas.

Según Edwards (1979), existen cinco grandes grupos de reguladores de crecimiento, que son: auxinas, citoquininas, giberelinas, etileno y grupos micelánicos, en los que se incluyen abscísicos y otros inhibidores. Hay sustancias como la Tiamina y la Niacina, y algunas vitaminas que pueden actuar como hormonas reguladoras de crecimiento, aunque su actividad principal es como cofactores enzimáticos.

Recientemente se han descubierto sustancias que podrían incluirse en la lista de fitohormonas como son: sistemas péptidos, poliamidas, jasmonatos (derivados del ácido tuberónico), ácido salicílico y brasinoesteroides, (Davies, 1995).

3.2.3.2.1 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: Worrall (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 4.000 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 presentar 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 etefón 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 etefón (300 ppm) y IAA (4.000 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, 7.000 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 4.000 - 8.000 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 próteas, 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 pretratamientos (Harre, 1989)

Faruchi et al. (1997), en su ensayo realizado con estacas de tallo de *Protea* 'Obtusifolia', recomiendan la utilización de IBA en forma líquida a una concentración de 2.000 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 2.000 o 4.000 mg/l IBA produjeron un 90 % de estacas trasplantables.

Vera Batista, M.C. (2016) estudió la influencia de diferentes concentraciones de IBA (4.000 y 8.000 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 4.000 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 4.000 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 4.000 ppm IBA y 8.000 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 4.000 y 8.000 ppm IBA, obteniendo un 45% en estacas tratadas con 8.000 ppm IBA.

3.2.3.3 Tratamientos orgánicos que mejoran el enraizamiento

3.2.3.3.1 SEFEL

El SEFEL, como sus siglas indica, significa Sistema de Elaboración de Fertilizantes Ecológicos Líquidos. Este sistema emplea los subproductos generados en las actividades ganaderas, agrícolas y forestales con el fin de aprovecharlos como son, por ejemplo, los purines convirtiendo estos compuestos orgánicos en solución nutritiva que con anterioridad han sido testados con resultados positivos en plantas de cultivo.

Cabe destacar que este procedimiento ayuda a mejorar la gestión de estos desechos que en la actualidad resultan un grave problema tanto económico como medioambiental y además ayuda a reducir la huella de carbono en la explotación.

En este proyecto el SEFEL son abonos órgano - minerales líquidos ecológicos, ideados por el técnico Ildelfonso Antonio Acosta Hernández y que están bajo patente (Nº. de solicitud de 201101258 y Nº 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 Calcio Ca +Zn. Para la elaboración del SEFEL de Calcio y Zinc 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:

- Lithothamne (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 más de 15 años en Canarias, abarcando actualmente más 330 ha de diferentes tipos de cultivos tanto hortícolas como frutales.

El grupo de investigación de “Fertilidad de Suelos y Nutrición Vegetal” 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 y con el Excmo. Cabildo Insular de La Palma dentro del PROGRAMA DE AGRICULTURA SOSTENIBLE.

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 Vegetal del IPNA – CSIC 2018).

3.2.4 Lesionado

Esta práctica es útil en aquellas especies que presenten dificultad a la hora del enraizamiento.



En el siglo XIX ya se describían una serie de pasos para propagar plantas a partir de lesiones en los tallos, como es el caso del "Burbidge" publicado en 1875. Pero no es hasta el año 1932, cuando Day publicó un artículo en el cual demuestra que se mejoró notablemente el enraizamiento de estacas de Aligustre de California (*Ligustrum ovalifolium*) y Membrillero Japonés (*Chaenomeles lagenaria*), mediante la práctica del lesionado.

Además sus resultados indicaron el efecto definitivo que tiene el lesionado en la rapidez y cantidad de agua absorbida en las estacas aún sin enraizar. (Wells, 1962).

El lesionado se realiza normalmente con la ayuda de instrumentos cortantes (cuchillos, navajas), produciendo heridas longitudinales en la parte basal de las estacas y en algunos casos, descortezando uno o dos lados basales. (Martínez et al., 1989).

Los mecanismos fisiológicos por los cuales el lesionado ayuda a la formación de raíces adventicias no son conocidos con exactitud, pero muchos trabajos apuntan a que pueden ser los siguientes:

- Aumento de la superficie de absorción de agua y reguladores de crecimiento (Wells, 1962; Edwards, 1979; Robbins et al., 1983; Howard et al., 1984 II).
- Expone un área mayor de células del cambium (Edwards, 1979), así como estimula la división celular (Martínez et al., 1989).
- Promueve el movimiento de auxinas y carbohidratos hacia las áreas lesionadas así como su acumulación en ellas (Edwards, 1979; Hellriegel, 1983; Robbins, 1983; Dirr 1986; Martínez et al., 1989).
- Los tejidos dañados pueden ser estimulados a producir etileno que, en concentraciones adecuadas pueden promover la formación de raíces adventicias (Edwards, 1979; Dirr, 1986; González et al., 1993).
- Puede ser beneficioso en plantas cuyos tallos tengan un anillo de esclerenquima formado por células fibrosas, duras, que puedan impedir la formación de raíces adventicias, ya que el lesionado elimina esta barrera. (Edwards et al., 1979)
- Entre las ventajas de practicar el lesionado se encuentran: aumento de la velocidad del proceso de enraizamiento, incremento del número de raíces producidas, mejora de los puntos de unión entre el sistema radicular y la estaca. (Wells, 1962). Todo esto se traduce en la producción de sistemas radiculares más vigorosos, extensos y en un mayor número de estacas enraizadas. (Hellriegel, 1983; Howards el al., 1984 II; Kelly 1978; Dirr 1986).



- En *Jojoba* la práctica del lesionado, mejoró las características de la planta al ser trasplantadas a campo (Paizkill y Feldman, 1993).

3.2.4.1 Tipos de lesionado

Los tipos de lesionado pueden ser muy variables ya que cada investigador puede tener su propia forma de lesionar las estacas pero generalmente coinciden en los siguientes:

Lesionado ligero, corte superficial o lesionado simple.

Se realiza un corte ligero con la punta de un cuchillo afilado o de una cuchilla en la base de la estaca de una longitud de 1.2-2.5 cm., el corte no debe ser profundo, ni debe penetrar en el tejido de la madera central, mostrando el cambium. (Bridgers, 1952 citado por Wells 1962; Edwards, 1979). Debe penetrar mínimamente en el xilema y exponer gran superficie del córtex y del floema. (Edwards, 1979; Howards et al., 1984 II).

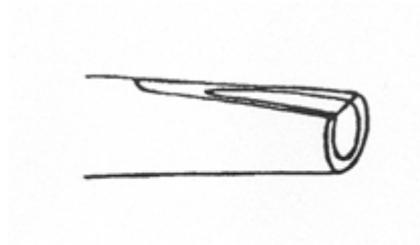


Imagen 8: Lesionado ligero

Doble corte superficial o lesionado doble.

Similar al anterior pero afectando a lados opuestos del tallo. (Edwards, 1979).



Lesionado fuerte o corte profundo.

Esta lesión se realiza suprimiendo una delgada capa o rebanada de una pulgada de longitud, del tallo de la estaca, el corte debe atravesar la corteza exterior, pero sin llegar a la madera central. (Bridgers, 1952; citado por Wells, 1962). Este corte expone menos córtex y floema pero en cambio la superficie del xilema es mayor.



Imagen 9: Lesionado profundo

Incisión vertical o incisión superficial.

Consiste en un corte vertical a través del centro de la estaca desde la base de la misma hacia arriba, la longitud del mismo depende del tamaño y diámetro de la estaca, aunque normalmente no suele ser superior a 1 o 2 cm. (Edwards, 1979). Este corte no penetra en el xilema. (Howards et al., 1984 II).



Incisión profunda.

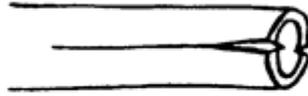


Imagen 10: Lesionado de incisión profunda

Similar al anterior pero en este caso si penetra en el xilema. (Howards et al., 1984 II).

Hendidura a lo largo del diámetro del tallo.

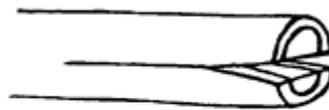


Imagen 11: Lesionado de hendidura

Este tipo expone gran superficie del cambium. (Howards et al., 1984 II).



Corte de talón.

No es considerado propiamente un lesionado y consiste en cortar una rodaja del extremo basal del tallo, eliminando así la madera vieja, (Edwards, 1979).

3.2.4.2 Influencia del lesionado en la absorción de agua y reguladores del crecimiento

La práctica del lesionado sobre las estacas permite a las mismas la absorción de agua. Esta afirmación quedó demostrada en uno de los primeros trabajos realizados sobre el lesionado que practicó Day, 1932, el cual observó que las estacas de *Ligustrum ovalifolium*, con lesionado, absorbían entre un 20 y un 30% más de agua que las estacas no lesionadas, y además que esa absorción era más rápida.

La respuesta de las estacas al lesionado basal en relación con la absorción de reguladores de crecimiento fue estudiada por Howard, 1971, para lo que utilizó estacas de varias especies de coníferas, a las cuales aplicó tres tratamientos diferentes:

1. Tratamiento usual de auxinas sin lesionado.
2. Lesionado y posterior tratamiento hormonal.
3. Tratamiento auxínico y posterior lesionado.

Los resultados que obtuvo demostraron que el mejor enraizamiento se daba con el segundo tratamiento, siendo también relativamente buenos los resultados del tercer tratamiento. La explicación a estos resultados puede ser por el hecho que posiblemente el lesionado mejora la absorción hormonal, así como que ayuda a mantener una buena turgencia de la estaca al mejorar la absorción de agua.

3.2.4.3 Influencia del lesionado en el movimiento y acumulación de auxinas y carbohidratos.

El lesionado puede ayudar a fomentar el movimiento de auxinas y carbohidratos hacia el área lesionada. Esto puede ser consecuencia de que mediante el lesionado se deja expuesta una mayor superficie del cambium. Edwards, 1979, estudió el movimiento de las hormonas en el tallo, que fomentan la división celular en el cambium. Esta división celular en el cambium es indispensable para la formación de raíces. Existe un paralelismo entre la actividad del cambium y la concentración de hormonas de crecimiento. Por ello, al estimular la acumulación de hormonas, estimulamos la actividad del cambium, favoreciendo así la formación de raíces.



4. PARTE EXPERIMENTAL

4.1 Material y métodos

4.1.1 Generalidades

El estudio se llevó a cabo en la zona de medianías de la isla de La Palma, concretamente en el municipio de Breña Alta de la mano de la Cooperativa “Próteas La Palma”, ubicada en la calle Europa nº 9, en la base del Centro de Agrodiversidad del Cabildo del mencionado municipio.

El experimento se localiza, tal y como se muestra en la siguiente imagen, en las coordenadas 28° 40' 27,96" N y 17° 47' 23,94" O, aproximadamente a 450 m.s.n.m. cuya referencia catastral es 7649303BS2774N0001GP y superficie de unos 240 m².



Imagen 12: Ubicación de la base donde se realizó el experimento. Fuente GRAFCAN

Este lugar goza de todos los requerimientos necesarios para llevar a cabo este proyecto, contando con las siguientes condiciones para la realización del mismo:

- Ventilación
- Sistema de nebulización “mist-system”
- Iluminación natural

Ventilación

Este espacio posee una ventilación natural, estando protegido del viento y de otros fenómenos meteorológicos que puedan poner en riesgo las muestras de este trabajo.

Las ventanas son planchas de policarbonato que permiten el cierre o apertura de forma mecánica.



Sistema de nebulización “mist-system”

La nebulización “mist - system” es un sistema que utiliza agua a baja presión, que trabaja entre los valores de 3 a 6 kg cm⁻². En sus boquillas se producen gotas mayores en comparación con los sistemas de alta presión, sin embargo, al ser la gota más pesada se precipita rápidamente sobre el cultivo, y además, hace que la evaporación sea menor consiguiendo mantener la humedad relativa y mantener la turgencia de las hojas. El material de este sistema es de PVC y está automatizado. Se activó el sistema de nebulización en la 1ª semana 3 veces al día durante 1 minuto, con un caudal de 5,5 litros/hora. A partir de la 2ª semana, 3 veces al día durante 2 minutos cada riego. Durante este proceso, se aplicó una fertilización de 2 y 3 cm³ por litro con un bioestimulante fisiológico de acción sistémica compuesto por un extracto acuoso de algas marinas.



Imagen 13: Sistema de riego de nebulización en el invernadero de Breña Alta

Iluminación Natural

El techo consta de planchas translúcidas de policarbonato que dejan pasar la luz natural, pero no en su totalidad, proporcionando también sombra y protección.

4.1.2 Descripción del ensayo

Este trabajo comienza a finales del mes de febrero de 2021. La decisión de realizar este ensayo en este mes se toma con el objetivo de disponer del adecuado estado vegetativo de las plantas madre.



Unas semanas antes de empezar se elabora el SEFEL con la receta adaptada para próteas, asesorados por los técnicos de La Cooperativa Próteas La Palma.

En este proyecto se estudiaron los cultivares de *Prótea Grandicolor*, *Leucospermum* ‘Succession II’ y *Serruria Roseae*, haciendo uso de estacas subapicales con lesionado y sin lesionar. El diseño experimental se realizó en bloques al azar con 9 tratamientos y 3 repeticiones con 12 estacas por tratamiento (para los dos primeros cultivares), y 11 tratamientos y 3 repeticiones con 12 estacas por tratamiento para el cultivar *Serruria Roseae*, obteniendo un total de 1.044 estacas.

Todo el material, incluida la mesa de trabajo, fue desinfectado previamente a su uso con una mezcla de agua – lejía (9 : 1) para evitar posibles contagios microbiológicos.

Las estacas se obtuvieron de las varas florales de la parcela experimental de la Cooperativa Próteas La Palma, con una longitud aproximada de entre 70 y 80 cm. Posteriormente se tomaron de la misma vara estacas subapicales de unos 15 cm de longitud, eliminando de forma manual las hojas basales y las yemas florales en el caso de que estuvieran bien desarrolladas.

Seguidamente se les practicó un corte de refresco de aproximadamente 1 cm de la base, dejando así todas las estacas a 15 cm de longitud. El lesionado se le aplicó a la mitad de las muestras, realizándole a la parte basal de cada estaca una incisión de 2 cm de largo con una navaja de hoja lisa bien afilada.

Posteriormente la parte basal de la estaca fue sumergida en la solución correspondiente para cada tratamiento durante un periodo de 5 segundos. Posteriormente se pasaron por una mezcla de fungicida (Captan) y talco en una proporción de 5% de materia activa.

Los productos enraizantes se prepararon previamente a la plantación de las estacas, siendo los siguientes:

- IBA (ácido indolbutírico), en el Laboratorio de Química de la Sección de Ingeniería Agraria, en una concentración de 4.000 y 8.000 ppm.
- SEFEL, elaboración en la propia parcela.
- IBA (4.000 ppm) + SEFEL
- IBA (8.000 ppm)



Imagen 14: Soluciones empleadas

Se utilizó un sustrato compuesto por una mezcla de turba y perlita en una relación 3:1 (v/v) respectivamente. Como recipiente de enraizamiento se utilizaron vasos de polietileno de 220 cm³.



Imagen 15: Turba sin mezclar



Imagen 16: Bandejas con sustrato de turba + poliestireno preparado e introducido en las macetas del proyecto

A continuación, cada estaca se planta en una maceta, aplicando cierta presión a cada uno para que queden bien enterrados y fijados al sustrato.



Imagen 17: Estacas subapicales trasplantables y tratamientos debidamente identificados con etiquetas

Una vez todas las muestras plantadas en las macetas, se le aplica en la parte apical lesionada un sellante ecológico para evitar pérdidas de agua, entrada de microorganismos y podredumbre por la lesión.



Imagen 18: Sellante de resina ecológico y muestra sellada



Los tratamientos aplicados fueron los que se describen a continuación:

1^{er} ensayo: Estacas subapicales de *Protea Grandicolor*

- **Tratamiento 0:** Testigo sin lesionado, no tratado
- **Tratamiento 1:** Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado
- **Tratamiento 2:** 4000 ppm de IBA, sin lesionado
- **Tratamiento 3:** SEFEL, sin lesionado
- **Tratamiento 4:** SEFEL + 4000 ppm de IBA, sin lesionado
- **Tratamiento 5:** Testigo solución agua + alcohol, con lesionado
- **Tratamiento 6:** 4000 ppm de IBA, con lesionado
- **Tratamiento 7:** SEFEL, con lesionado
- **Tratamiento 8:** SEFEL + 4000 ppm de IBA, con lesionado

2^o ensayo: Estacas subapicales de *L. 'Succession II'*

- **Tratamiento 0:** Testigo sin lesionado, no tratado
- **Tratamiento 1:** Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado
- **Tratamiento 2:** 4000 ppm de IBA, sin lesionado
- **Tratamiento 3:** SEFEL, sin lesionado
- **Tratamiento 4:** SEFEL + 4000 ppm de IBA, sin lesionado
- **Tratamiento 5:** Testigo solución agua + alcohol, con lesionado
- **Tratamiento 6:** 4000 ppm de IBA, con lesionado
- **Tratamiento 7:** SEFEL, con lesionado
- **Tratamiento 8:** SEFEL + 4000 ppm de IBA, con lesionado

3^{er} ensayo: Estacas subapicales de '*Serruria Roseae*'

- **Tratamiento 0:** Testigo sin lesionado, no tratado
- **Tratamiento 1:** Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado
- **Tratamiento 2:** 4000 ppm de IBA, sin lesionado
- **Tratamiento 3:** SEFEL, sin lesionado
- **Tratamiento 4:** SEFEL + 4000 ppm de IBA, sin lesionado
- **Tratamiento 5:** 8000 ppm de IBA, sin lesionado
- **Tratamiento 6:** Testigo solución agua + alcohol, con lesionado
- **Tratamiento 7:** 4000 ppm de IBA, con lesionado
- **Tratamiento 8:** SEFEL, con lesionado



- **Tratamiento 9:** SEFEL + 4000 ppm de IBA, con lesionado
- **Tratamiento 10:** 8000 ppm de IBA, con lesionado

Cabe destacar que en este ensayo se ha hecho uso de dos testigos, T0 (Testigo sin lesionado, no tratado) y T1 (Testigo solución agua + alcohol sin lesionado), en respuesta a la sugerencia de los técnicos de la Cooperativa, con la finalidad de poder aplicar estos protocolos de propagación con más comodidad. Por ello, se ha considerado el T1 como un tratamiento independiente en el estudio de los resultados y su análisis estadístico de los datos obtenidos.

4.1.3 Parámetros evaluados

En el transcurso del ensayo se realizaron conteos en semanas alternas, a partir de la 8ª semana tras la plantación de las estacas hasta la 40ª semana, en la cual finalizó el ensayo. En cada conteo se obtuvo el número de estacas muertas, sin callo, con callo, con raíz no trasplantable y con raíz trasplantable.

4.1.3.1 Estacas con raíz trasplantable

Se consideró como estaca con raíz trasplantable aquella que, 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.

En cada conteo se obtuvo el número de estacas; muertas, sin callo, con callo, con raíz (pero no trasplantable) y con raíz trasplantable, para cada cultivar con sus respectivos tratamientos.

4.1.3.2 Índice de enraizamiento

A partir de la 9ª semana de la plantación, se elaboró un índice de enraizamiento (I.E.) cada dos semanas para reflejar la calidad del sistema radicular observado.

La valoración se realizó de acuerdo a la siguiente escala, (Criley y Parvin, 1979).

- 0 = Estacas muertas
- 1 = Estacas Sin callo
- 2 = Estacas Con callo
- 3 = Estacas Con raíces, pero no trasplantables
- 4 = Estacas Trasplantables con pocas raíces (3 - 6 raíces)
- 5 = Estacas Trasplantables con número medio de raíces (6 - 10 raíces)
- 6 = Estacas Trasplantables con numerosas raíces (más de 10 raíces)

Las estacas con raíces trasplantables pasaron a la zona de aclimatación, siendo un invernadero al aire libre, con riego por aspersión tres veces al día. Permaneciendo en este lugar unas 3 semanas, luego serán llevadas a campo para su trasplante.



Imagen 19: Estaca muerta de *P. 'Grandicolor'*



Imagen 20: Estaca muerta de *Serruria florida*



Imagen 21: Estaca sin callo de *P. 'Grandicolor'*



Imagen 22: Estaca con callo



Imagen 23: Estaca de raíz no trasplantable y base muerta



Imagen 24: Estaca trasplantable de *P. 'Grandicolor'*

4.1.4 Análisis estadístico

Los datos recogidos durante todo el estudio, fueron introducidos en hojas de cálculo del programa Microsoft Excel.

Los resultados de la estadística se llevaron a cabo con análisis de varianza (ANOVA) univariante conocida como análisis factorial y desarrollada por Fisher en 1930. Con este método se consigue estudiar las diferencias significativas de todos los parámetros tenidos en cuenta.

Las medias significativamente diferentes obtenidas de los parámetros se separaron con el test de Duncan de Rango Múltiple.

Se realizaron las pruebas más frecuentemente utilizadas: prueba de normalidad de Kolmogorov – Smirnov, y prueba de homogeneidad de las varianzas de Levenne o Bartlett – Box (Little, 1989).

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.

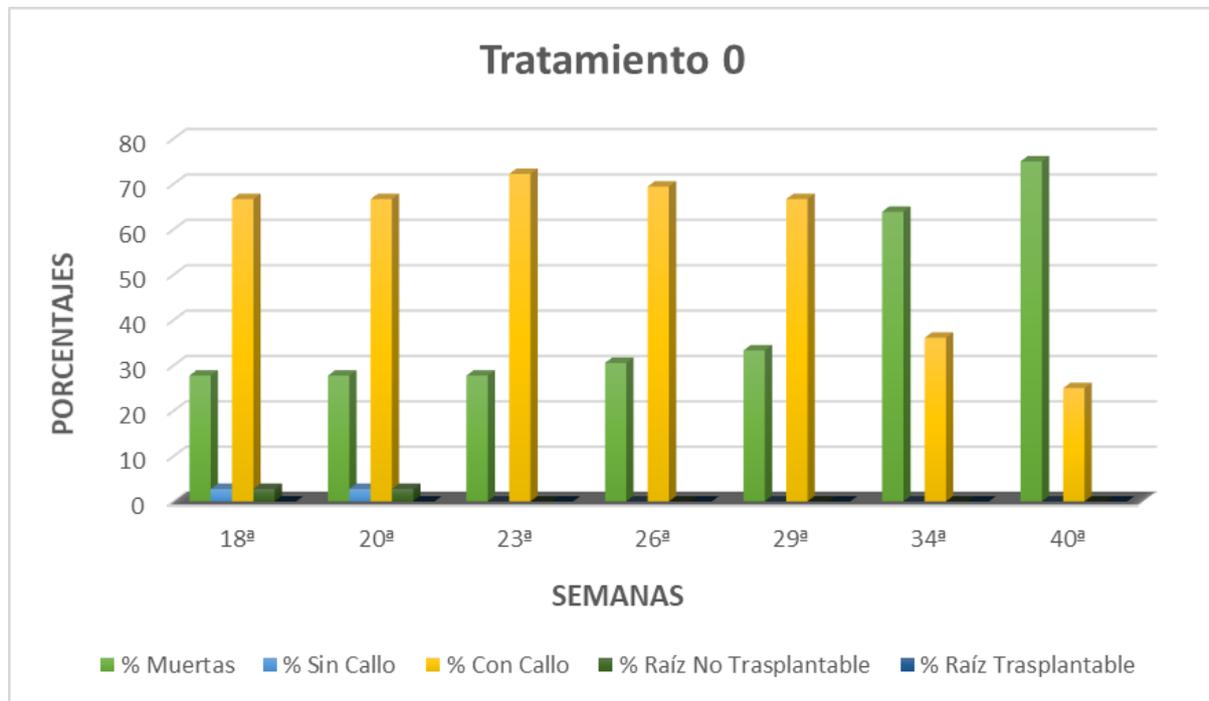
Para todos los análisis referidos anteriormente se utilizó el programa SPSS de su versión V.27.



4.2 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.2.1 Evolución de los tratamientos durante el ensayo

4.2.1.1 Tratamiento 0: Testigo sin lesionado, no tratado. Estacas subapicales de *Protea* ‘Grandicolor’



Gráfica 1: Representa el comportamiento del tratamiento 0 durante todo el ensayo

Esta gráfica representa el aumento de la mortalidad desde un 27,78% en la semana 18, hasta un 75% en la semana 40.

El porcentaje de estacas sin callo es de un 2,78% para las primeras 20 semanas, siendo de un 0% a partir de ahí y hasta el final del ensayo.

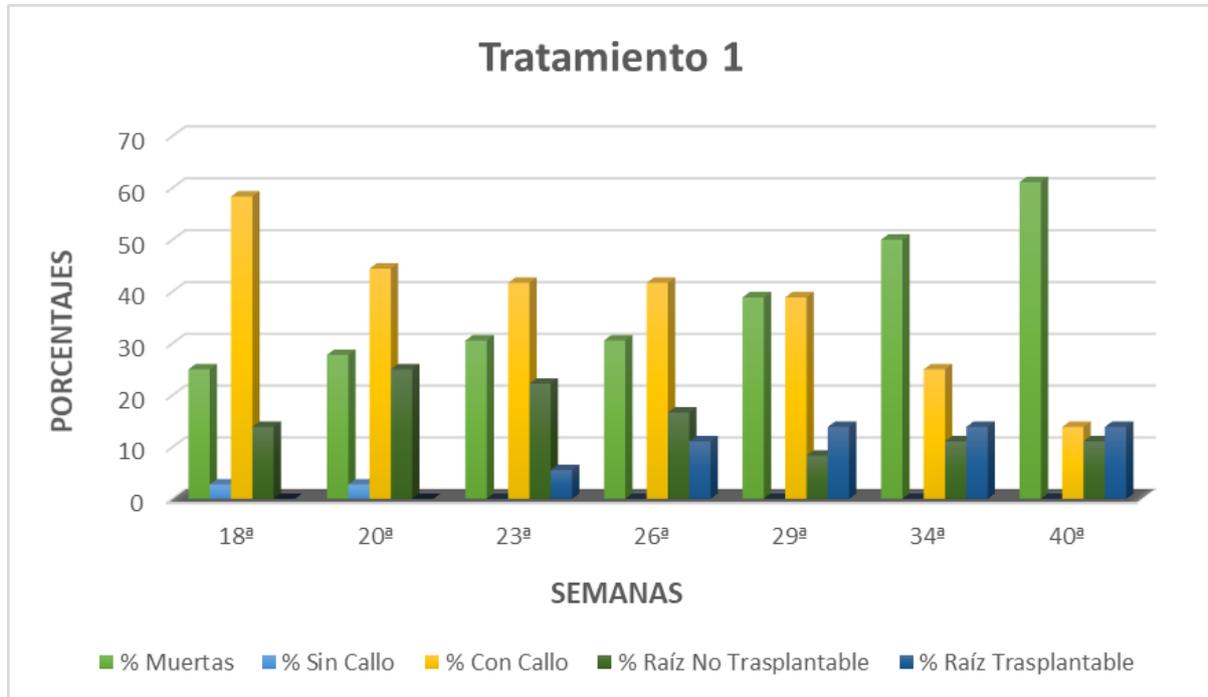
En las primeras 20 semanas también se observa que el porcentaje de estacas con callo es de un 66,67%, es decir, 2 de cada 2 estacas son callos. Alcanza su porcentaje máximo a las 23 semanas, viéndose reducido de manera progresiva hasta el fin del ensayo, con un 25% de estacas con callo.

El porcentaje de raíces no trasplantables pasa de ser de un 2,78% en las primeras 20 semanas, a un 0% a partir de ahí hasta el final del ensayo. Esto quiere decir que ese pequeño porcentaje pasó a ser 0% debido a la muerte de esas estacas.

No se observaron estacas con raíz trasplantable.



4.2.1.2 Tratamiento 1: Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado. Estacas subapicales de *Protea* 'Grandicolor'



Gráfica 2: Representa el comportamiento del tratamiento 1 durante todo el ensayo

En esta gráfica se puede observar como el porcentaje de estacas muertas aumenta progresivamente en la gráfica desde un 25% a las 18 semanas, hasta un 61,11% al final del ensayo.

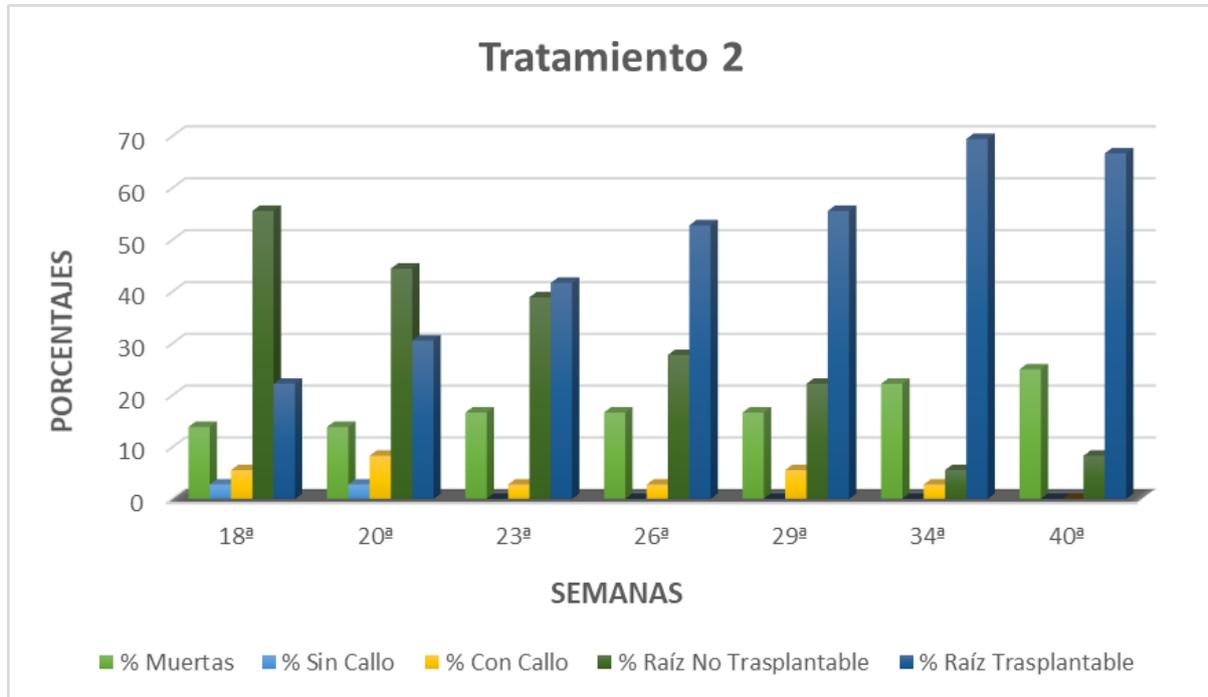
El porcentaje de estacas sin formar callo se encuentra inicialmente en un 2,78% las primeras 20 semanas y se reduce a un 0% al final del ensayo.

En el primer conteo (semana 18) se observa que el porcentaje de estacas con callo es de un 58,33%, disminuyendo a un 13,89% en la semana 40.

Las raíces no trasplantables varían desde un 13,89% a las 18 semanas, hasta un 11,11% en la semana 40. Alcanzan su valor máximo en la semana 20 con un 25%. Por otro lado, las estacas con raíces trasplantables se consiguen en la semana 23, alcanzando el valor de 13,89%.



4.1.2.3 Tratamiento 2: 4000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de *Protea* ‘Grandicolor’



Gráfica 3: Representa el comportamiento del tratamiento 2 durante todo el ensayo

La Gráfica 3 muestra cómo el porcentaje de estacas muertas pasa de un 13,89% para las primeras 20 semanas, a un 25% en la semana 40. Por otro lado, las estacas sin callo solo se aprecian en las primeras 20 semanas, alcanzando un valor de un 2,78%.

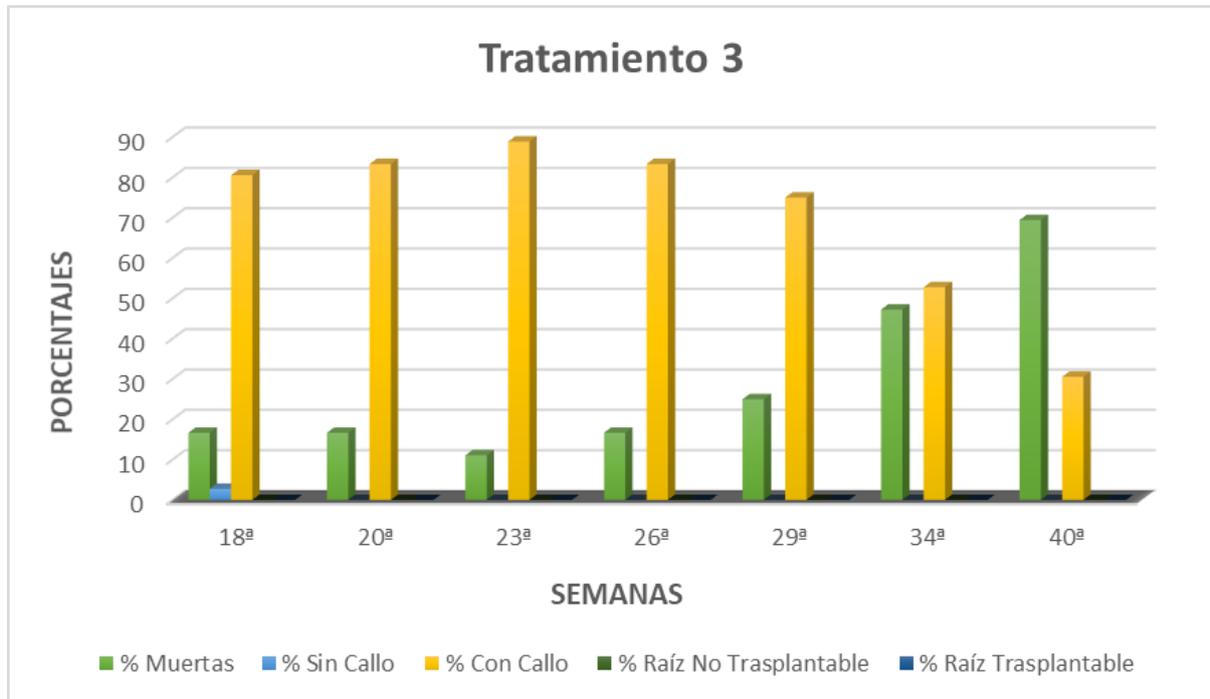
Las estacas con callo alcanzan un valor máximo de 8,33% en la semana 20, terminando por desaparecer en la última semana del ensayo.

Las estacas con raíces no trasplantables alcanzan su valor máximo en la semana 18 (55,56%), disminuyendo de forma progresiva hasta un 8,33% en la última semana.

Se observan raíces trasplantables desde la semana 18, aunque lo más probable es que aparecieran antes ya que en esa semana, pues se puede apreciar un porcentaje del 22,22% de raíces trasplantables, alcanzando un valor máximo de 66,67% en la última semana, el mayor porcentaje para este cultivar.



4.1.2.4 Tratamiento 3: SEFEL, sin lesionado. Estacas subapicales de *Protea* ‘Grandicolor’



Gráfica 4: Representa el comportamiento del tratamiento 3 durante todo el ensayo

En la gráfica 4 se muestra como aumenta el porcentaje de estacas muertas de manera progresiva a partir de la semana 23, llegando a tener un valor final del 69,44% en la semana 40 del ensayo.

En cuanto a las estacas que no formaron callo, cabe destacar que en la semana 18 aparece un porcentaje mínimo de las mismas, un 2,78%, pasando a ser de un 0% desde el siguiente conteo y hasta el fin del ensayo.

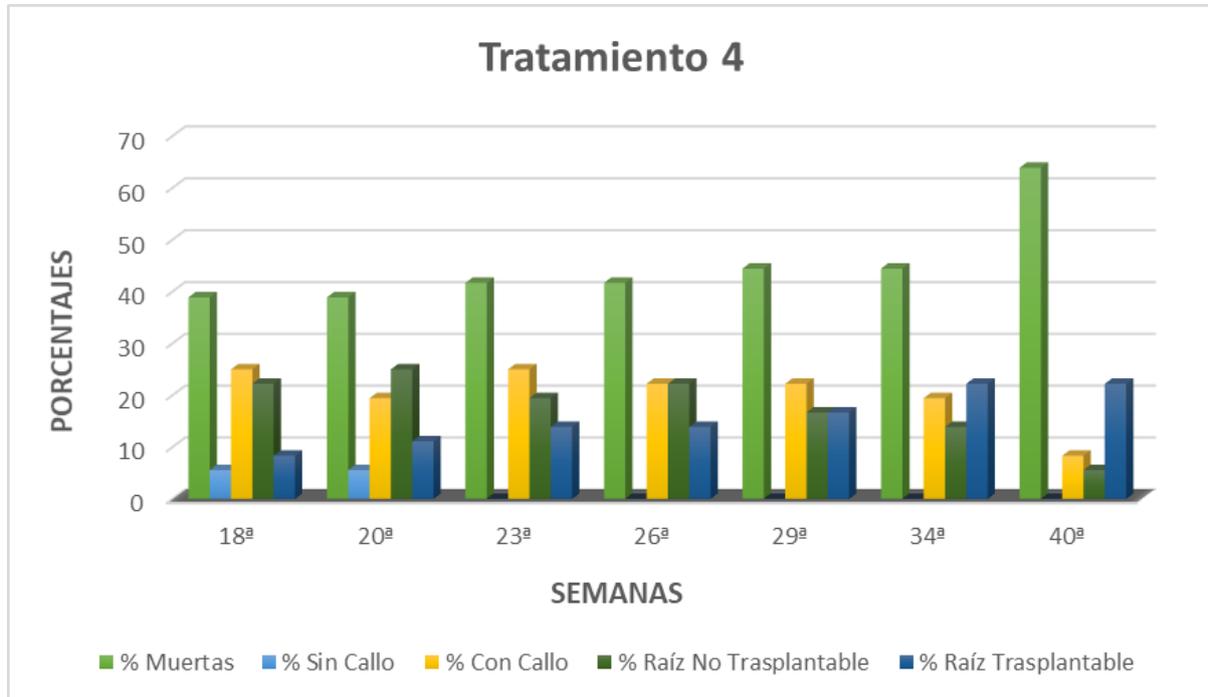
Todo lo contrario ocurre con las estacas que sí formaron callo, cuyos valores son de los más altos que se obtuvieron en el ensayo. El porcentaje mayor se da en la semana 23, un 88,89% de las estacas formaron callo. Cabe destacar también que este porcentaje fue disminuyendo de manera progresiva hasta un valor del 30,56%, en favor de aquellas estacas muertas que ocuparon el porcentaje restante.

Para este tratamiento y esta especie en concreto no se obtuvieron estacas con raíces no trasplantables, ni mucho menos estacas de raíz trasplantable.

Por tanto, el porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, es de un 0%.



4.2.1.5 Tratamiento 4: SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de *Protea* 'Grandicolor'



Gráfica 5: Representa el comportamiento del tratamiento 4 durante todo el ensayo

La Gráfica 5 refleja como el porcentaje de estacas muertas aumenta de manera creciente desde 38,89% en la semana 18, hasta un porcentaje del 63,89% en la última semana del ensayo.

El porcentaje de estacas sin callo para este tratamiento se mantuvo en un 5,56% desde la semana 18 hasta la 23. En esta última pasó a ser del 0% hasta la semana 40 del ensayo.

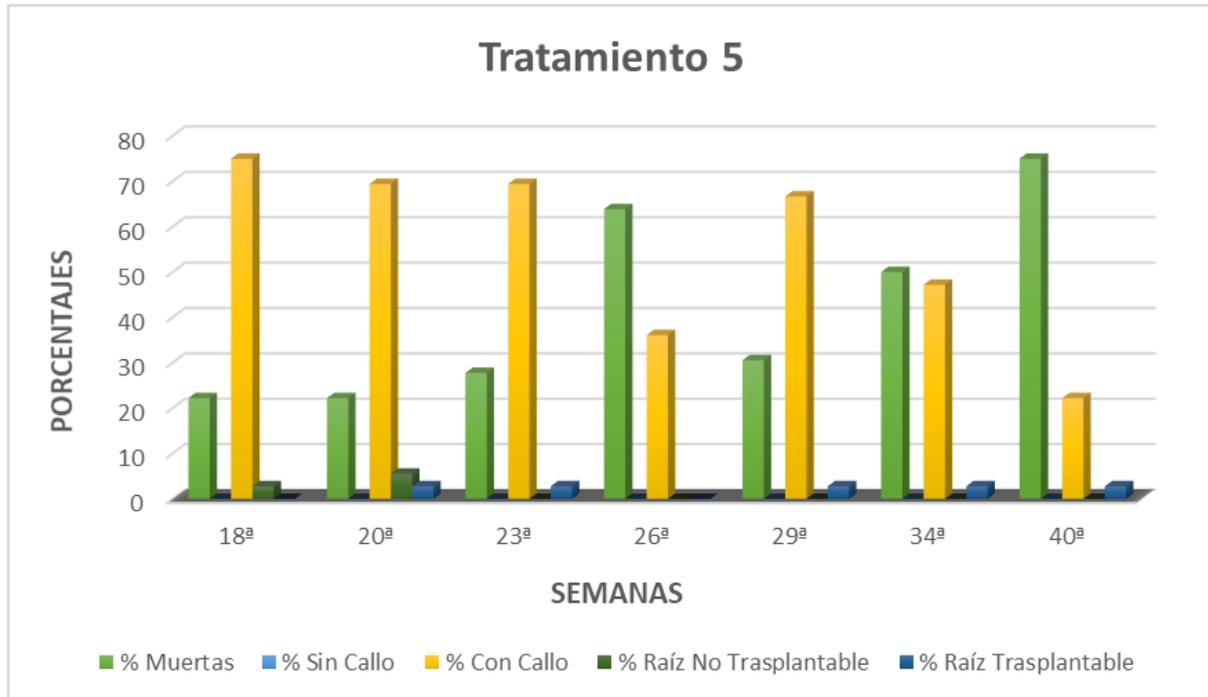
Las estacas con callo disminuyeron también progresivamente a partir de la semana 18, en la que obtuvo un porcentaje del 25%, viéndose reducido a un 8,33% en la última semana.

Lo mismo ocurrió con las estacas de raíz no trasplantable, con un valor del 22,22% en la semana 18 que se vio reducido de manera progresiva a un 5,56% en la semana 40.

Por otro lado, las estacas de raíz trasplantable sí aumentaron desde un 8,33% en la semana 18, hasta un 22,22% en la última semana de ensayo.



4.2.1.6 Tratamiento 5: Testigo solución agua + alcohol, con lesionado. Estacas subapicales de *Protea* 'Grandicolor'



Gráfica 6: Representa el comportamiento del tratamiento 5 durante todo el ensayo

Esta gráfica muestra cómo el porcentaje de estacas muertas pasa de ser de un 22,22% en la semana 18, hasta un 75% en la semana 40, en la cual podemos concluir en que se contabilizaron 3 de cada 4 estacas muertas.

El porcentaje de estacas sin callo en la semana 18 y en todo lo que resta de ensayo es de un 0%.

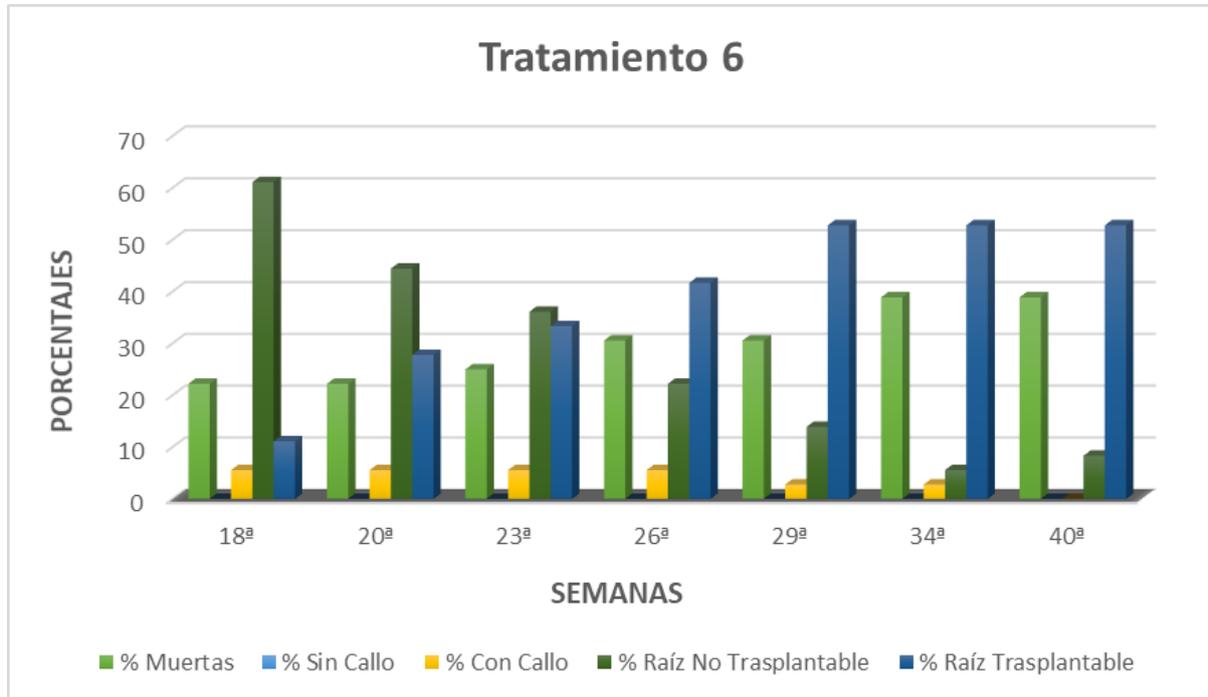
Por otro lado, las estacas que formaron cayo disminuyeron de forma progresiva su valor desde un 75% en la semana 18 del ensayo, hasta un 22,22% en la semana 40. Por tanto, se da el caso inverso al de las estacas muertas.

Desde la semana 18 se observan estacas de raíces no trasplantables, en la semana 20 alcanzan su porcentaje máximo con un 5,56%, a partir de ahí su porcentaje pasa a ser del 0% hasta el final del ensayo.

El caso inverso ocurre para las estacas trasplantables, las cuales no aparecen hasta la semana 20, en la que se mantienen con un porcentaje del 2,78% hasta el final del ensayo.



4.2.1.7 Tratamiento 6: 4.000 ppm de IBA, con lesionado. Estacas subapicales de *Protea* 'Grandicolor'



Gráfica 7: Representa el comportamiento del tratamiento 6 durante todo el ensayo

En esta Gráfica 7 se observa que el porcentaje de estacas muertas ha ido aumentando progresivamente desde la semana 18, alcanzando el 38,89% en la semana 40.

Las estacas sin formar callo se encuentran desde la semana 18 hasta el final del ensayo con un porcentaje del 0%.

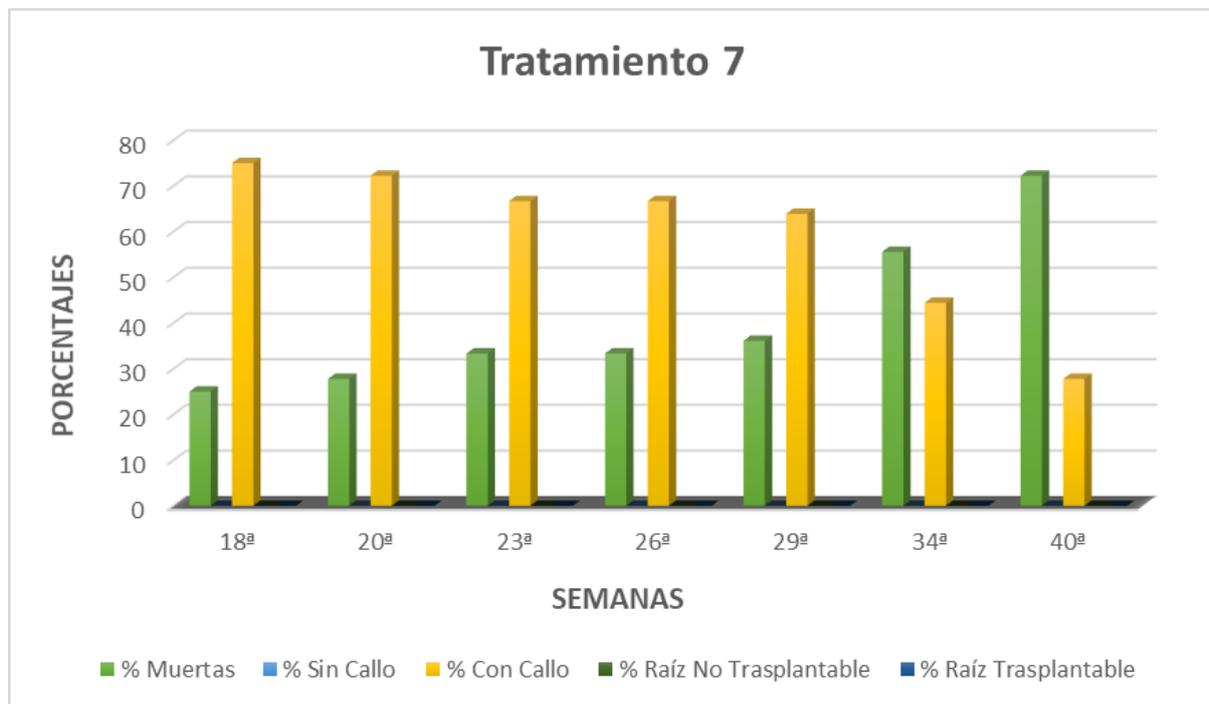
El porcentaje de estacas con callo se mantiene desde la semana 18 hasta la semana 29 con un valor del 5,56%, a partir de ahí comienza a disminuir de forma progresiva hasta un 0% en la semana 40. Estos porcentajes de estacas que forman callo es uno de los menores de todo el ensayo, sin tener en cuenta aquellos tratamientos que no dieron lugar a ninguna estaca con callo.

Las estacas con raíz no trasplantable se muestran en la semana 18 con un porcentaje bastante alto, de un 61,11%, disminuyendo este valor hasta un 8,33% en la semana 40.

Todo lo contrario ocurre con las estacas de raíz trasplantable, que aumentaron su valor desde un 11,11% en la semana 18 hasta un 52,78% en la última semana del ensayo, uno de los mayores para la especie *Grandicolor*.



4.2.1.8 Tratamiento 7: SEFEL, con lesionado. Estacas subapicales de *Protea* 'Grandicolor'



Gráfica 8: Representa el comportamiento del tratamiento 7 durante todo el ensayo

En esta gráfica sólo se contabilizan los porcentajes que hacen referencia tanto a las estacas muertas, como a las estacas que formaron callo.

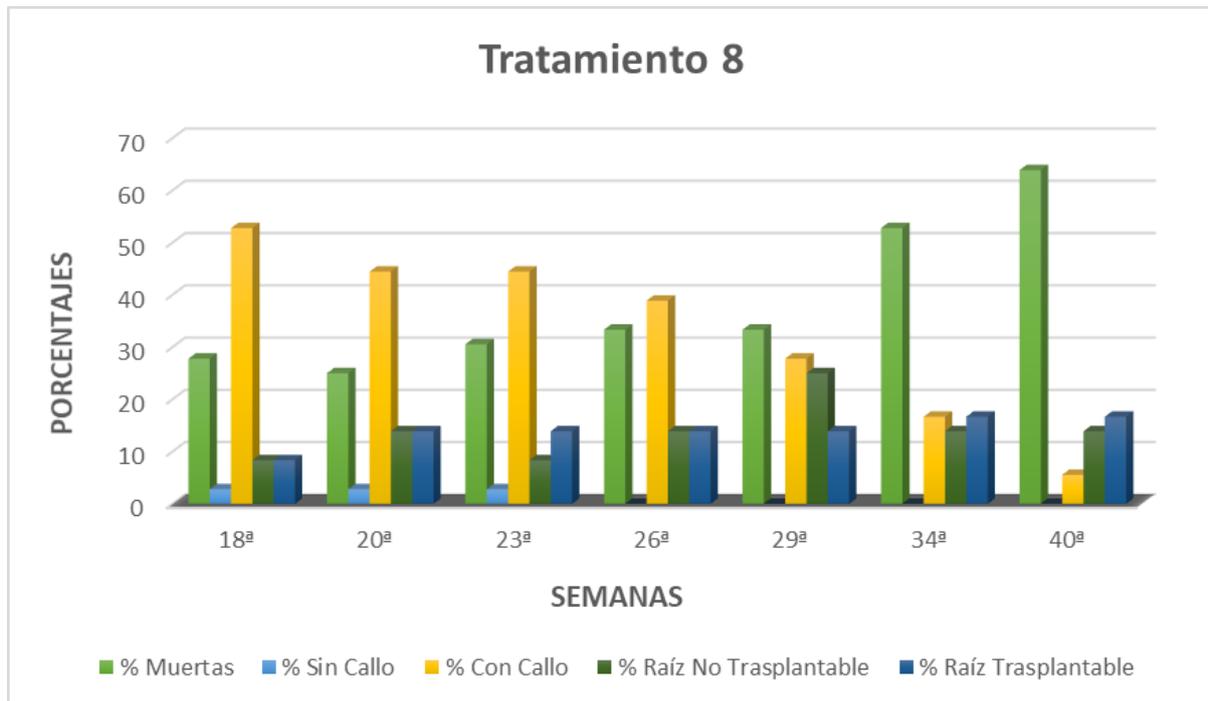
De una manera inversamente proporcional se puede observar cómo mientras el porcentaje de muertas aumenta, el porcentaje de estacas que formaron callo disminuye de manera progresiva según el transcurso de las semanas.

Por todo ello, no se aprecia la presencia desde la semana 18 de ninguna estaca sin callo, con raíz no trasplantable y con raíz trasplantable.

Luego en la semana 40, el porcentaje de raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, es de un 0%, nulo.



4.2.1.8 Tratamiento 8: SEFEL + 4.000 ppm de IBA. Estacas subapicales de *Protea* ‘Grandicolor’



Gráfica 9: Representa el comportamiento del tratamiento 8 durante todo el ensayo

En esta gráfica las estacas muertas presentan un valor inicial del 27,78%, este alcanza su valor máximo en la última semana del ensayo, con un porcentaje del 63,89%.

En lo que respecta a las estacas sin callo, destacar la presencia de las mismas desde la semana 18, con un porcentaje de un 27,78% que se mantiene hasta la semana 23, pasando a ser de un 0% hasta el final del ensayo.

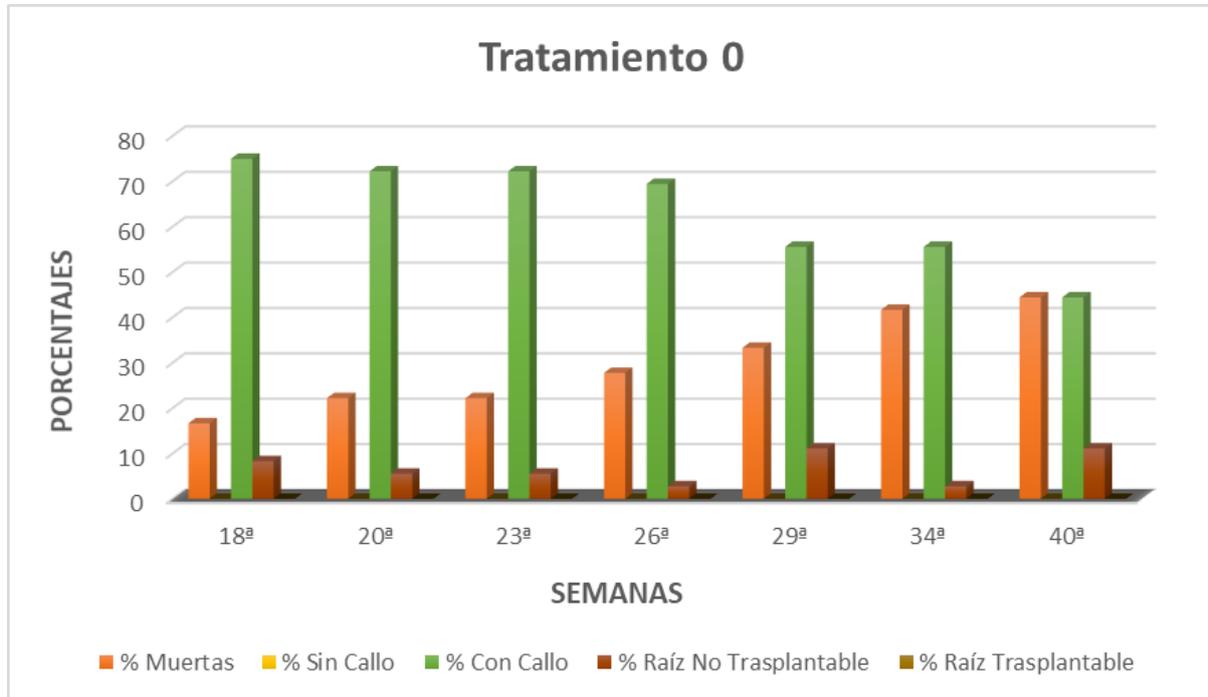
El porcentaje de estacas con callo disminuye de forma gradual desde 52,78% en la semana 18, donde alcanza su valor máximo, hasta 5,56% en la semana 40.

Las estacas de raíz no trasplantable varían sus porcentajes según van pasando las semanas desde 8,33% hasta 13,89%, alcanzando su pico en la semana 29, con un porcentaje del 25% de las estacas.

Por otro lado, el porcentaje de estacas de raíz trasplantable duplica su valor desde un 8,33% en la semana 18, hasta un 16,67% en la última semana del ensayo.



4.2.1.9 Tratamiento 0: Testigo sin lesionado, no tratado. Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II'



Gráfica 10: Representa el comportamiento del tratamiento 0 durante todo el ensayo

La Gráfica 10 muestra como el número de estacas muertas aumenta progresivamente desde un 16,67% en la semana 18, hasta un 44,44% en la semana 40, estando casi la mitad de las estacas muertas.

El porcentaje de estacas sin formar callo desde la semana 18 hasta la 40 de ensayo es de un 0%, no se observaron.

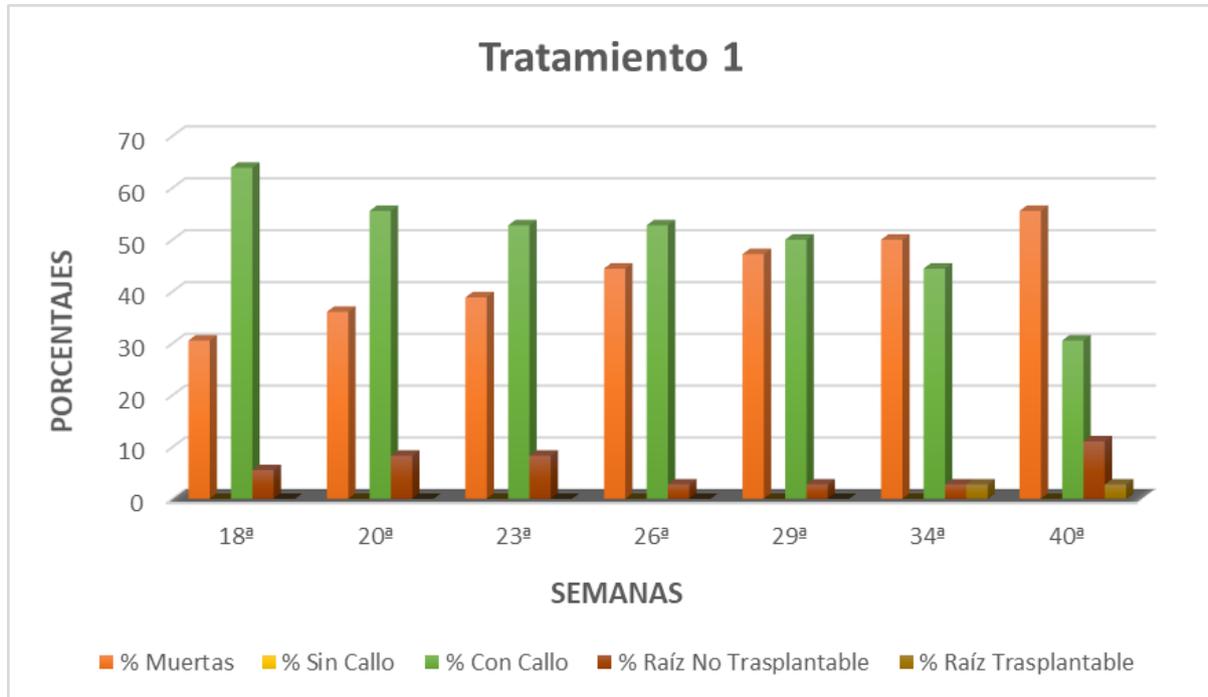
Las estacas que formaron callo disminuyeron su valor desde un 75% en la semana 18, tres de cada cuatro estacas trasplantables, hasta un 44,44%.

El porcentaje de estacas de raíz no trasplantable para el tratamiento 0 varía desde un 8,33% hasta un 11,11% en la semana 40 del ensayo.

Como consecuencia del elevado porcentaje tanto de estacas muertas, como de estacas con callo, no se observaron estacas trasplantables durante todo el transcurso del ensayo.



4.2.1.10 Tratamiento 1: Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado. Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II'



Gráfica 11: Representa el comportamiento del tratamiento 1 durante todo el ensayo

La Gráfica 11 representa como aumenta progresivamente el porcentaje de estacas muertas desde un 30,56% en la semana 18, hasta un 55,56% en la semana 40, cuando alcanza su valor máximo.

El porcentaje de estacas sin formar callo desde la semana 18 hasta la 40 de ensayo es de un 0%, no se observaron.

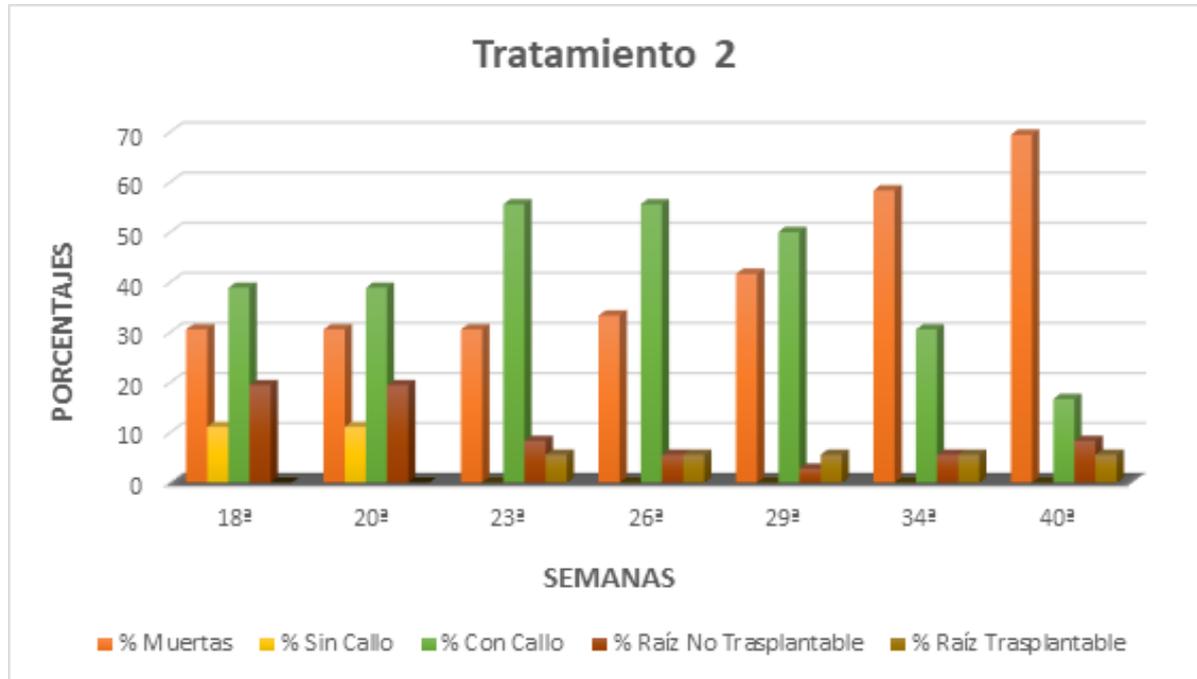
Caso contrario al de las estacas muertas ocurre con las estacas con callo. Estas últimas alcanzan su pico en la semana 18 con un porcentaje del 63,89%, reduciendo este valor de manera progresiva hasta el 30,56% al final del ensayo.

Los porcentajes en el caso de las estacas de raíz no trasplantable varían desde 2,78% (valor mínimo alcanzado en la semanas 26, 29 y 34) hasta 11,11%, valor máximo que se da en la semana 40.

No se contabilizan estacas de raíz trasplantable hasta las 6 últimas semanas del ensayo, donde se observa un porcentaje del 2,78%.



4.1.2.11 Tratamiento 2: 4000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II'



Gráfica 12: Representa el comportamiento del tratamiento 2 durante todo el ensayo

Esta gráfica muestra como el porcentaje de estacas muertas aumenta a partir de la semana 23, hasta la semana 40 donde alcanza un valor del 69,44%. Durante las 5 primeras semanas reflejadas en la gráfica, el porcentaje se mantuvo en un 30,56%

Las estacas que no formaron callo presentan un porcentaje del 11,11% desde la semana 18 hasta la 20, a partir de ahí ese valor se reduce al 0% hasta el fin del ensayo.

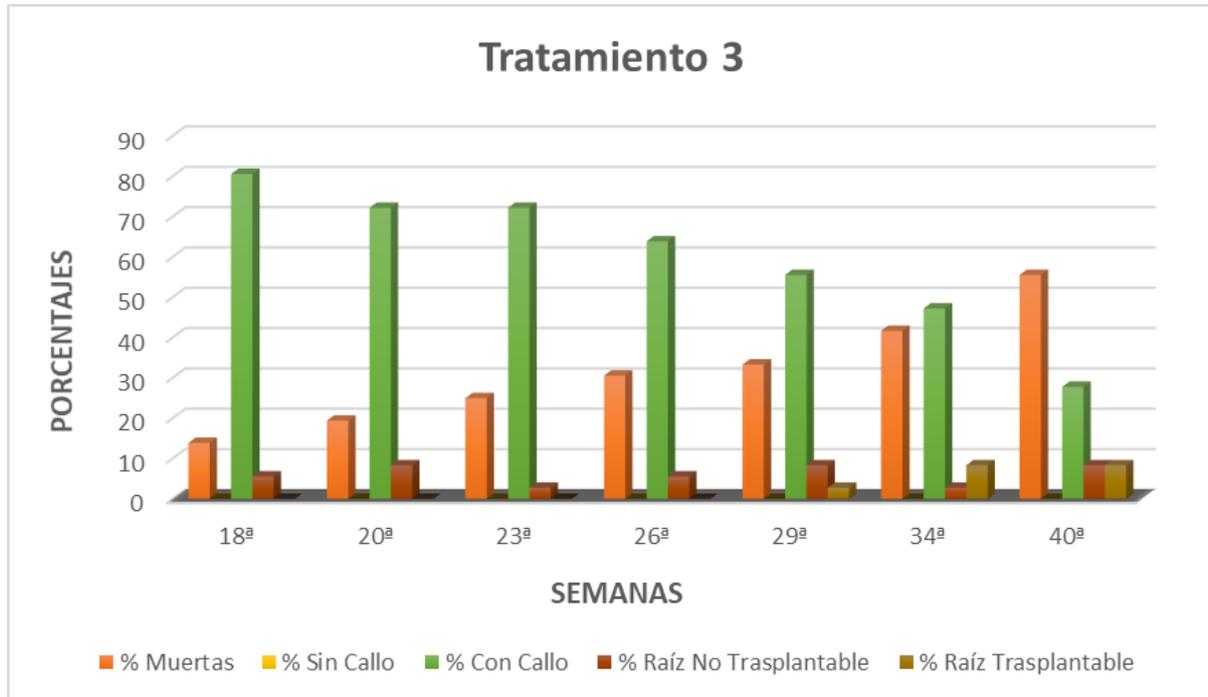
El porcentaje de estacas con callo alcanza su pico en las semanas 23 y 26, con un valor del 55,56%, a partir de ese momento comienza a reducirse hasta un 16,67% en la semana 40 de ensayo.

Las estacas de raíz no trasplantable reducen su valor desde un 19,44% en la semana 18, hasta un 8,33% en la última semana, alcanzando su valor mínimo en la semana 29, con un porcentaje del 2,78%.

La reducción de los porcentajes para las estacas de raíz no trasplantable viene como consecuencia del aumento de las estacas de raíz trasplantable, que aparecen en la semana 23 con un porcentaje del 5,56% que se mantiene durante lo que resta de ensayo.



4.1.2.12 Tratamiento 3: SEFEL, sin lesionado. Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II'



Gráfica 13: Representa el comportamiento del tratamiento 3 durante todo el ensayo

En esta gráfica se puede observar como el porcentaje de muertas aumenta de manera progresiva desde un 13,89% en la semana 18, hasta un 55,56% en la semana 40, donde alcanzó su valor máximo.

En lo que respecta a las estacas que no formaron callo, destacar únicamente que no se apreció ninguna desde la semana 18 del ensayo hasta la semana 40.

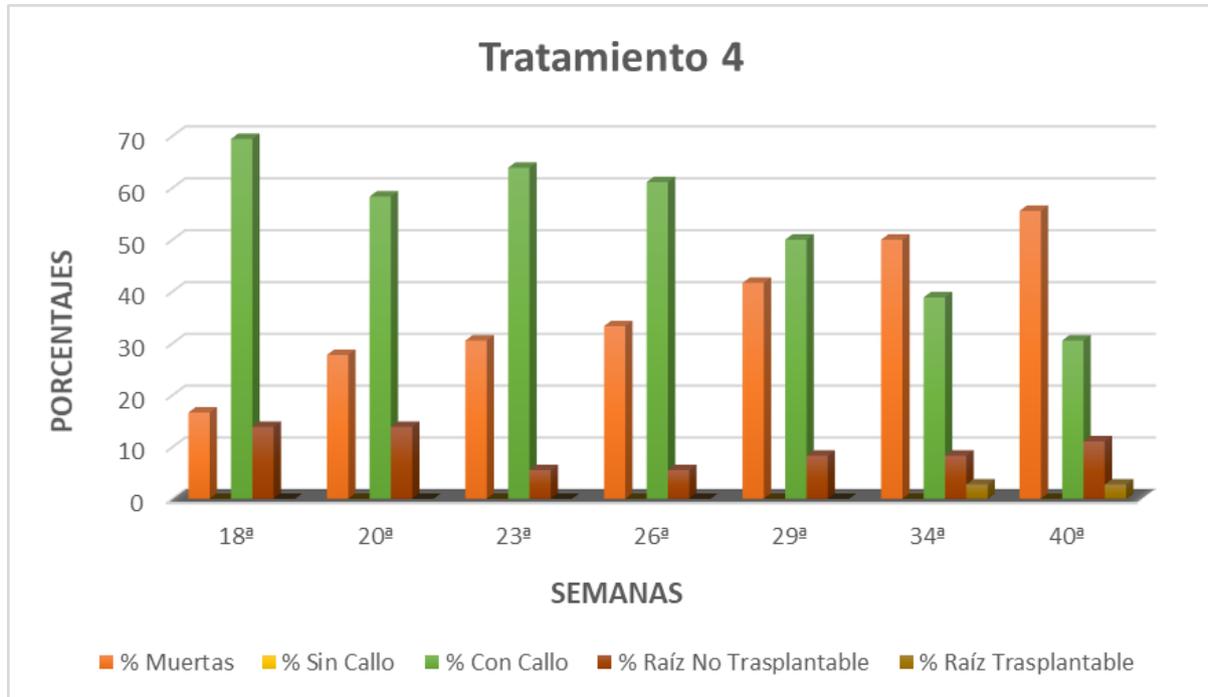
El porcentaje de estacas con callo, al contrario que las estacas muertas, disminuyó gradualmente desde un 80,56% en la semana 18 hasta un 27,78% en la última semana de ensayo.

Las estacas de raíz no trasplantable varían sus porcentajes según el transcurso de la semana desde un 2,78% hasta un 8,33%, siendo este último su valor máximo.

Las primeras estacas de raíz trasplantable aparecieron a partir de la semana 29, con un porcentaje de un 2,78%, alcanzando un valor máximo de un 8,33% en la semana 34, que se mantiene hasta el final del ensayo.



4.2.1.13 Tratamiento 4: SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II'



Gráfica 14: Representa el comportamiento del tratamiento 4 durante todo el ensayo

La Gráfica 14 muestra claramente como el porcentaje de estacas muertas aumenta de forma progresiva desde un 16,67% en la semana 18 hasta un 55,56% en la semana 40, es decir, más de la mitad de las estacas para este tratamiento y especie estaban muertas en la última semana del ensayo.

El porcentaje de estacas sin formar callo desde la semana 18 hasta la 40 de ensayo es de un 0%, no se observaron.

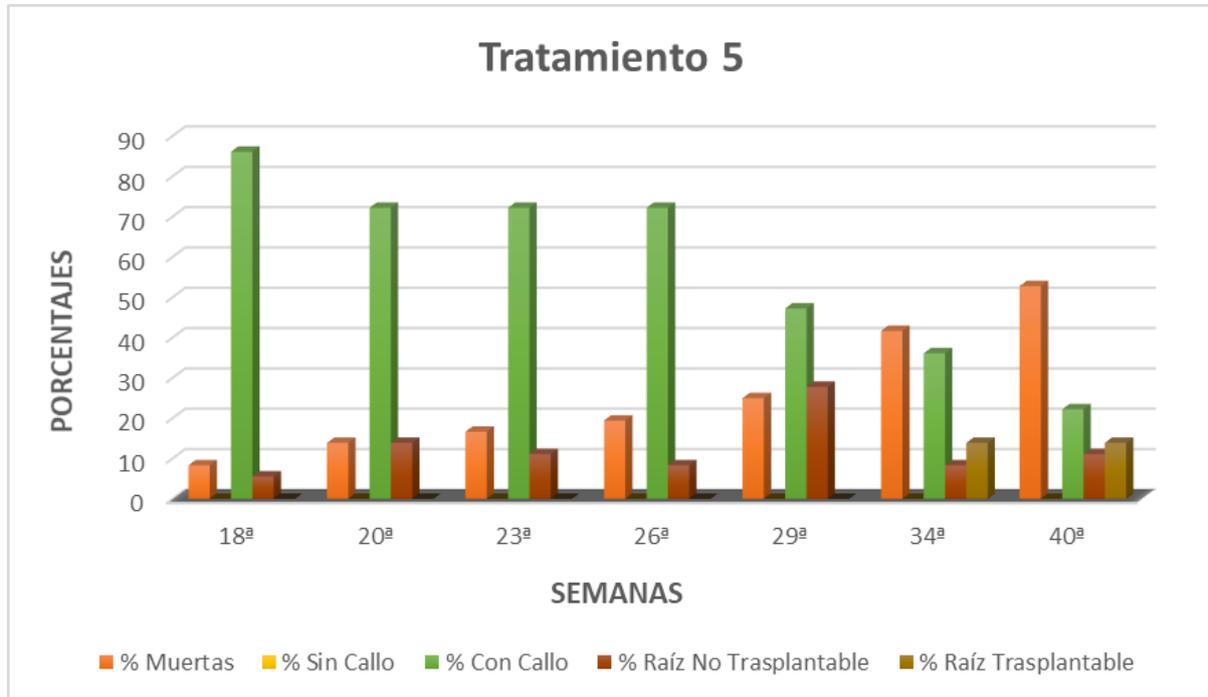
En lo que respecta a las estacas que sí formaron callo, hay que decir que disminuyeron su valor desde un 69,44% en la semana 18, siendo este su valor máximo, hasta un 30,56% en la última semana.

Las estacas de raíz no trasplantable varían sus porcentajes desde 5,56% (valor mínimo obtenido en las semanas 23 y 26) hasta 13,89%, siendo este su valor máximo y alcanzado desde la semana 18 hasta la semana 20.

No hubo presencia alguna de estacas de raíz trasplantable hasta la semana 34, donde se obtuvo un porcentaje del 2,78% que se mantuvo hasta el final del ensayo.



4.2.1.14 Tratamiento 5: Testigo solución agua + alcohol, con lesionado. Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II'



Gráfica 15: Representa el comportamiento del tratamiento 5 durante todo el ensayo

Esta gráfica muestra cómo las estacas siguen un procedimiento muy parecido a las del tratamiento anterior. Se observa como el porcentaje de estacas muertas aumenta de forma progresiva desde un 8,33% en la semana 18 hasta un 52,78% en la semana 40 de ensayo.

En cuanto a las estacas que no formaron callo, destacar únicamente que no se apreció ninguna desde la semana 18 del ensayo hasta la semana 40.

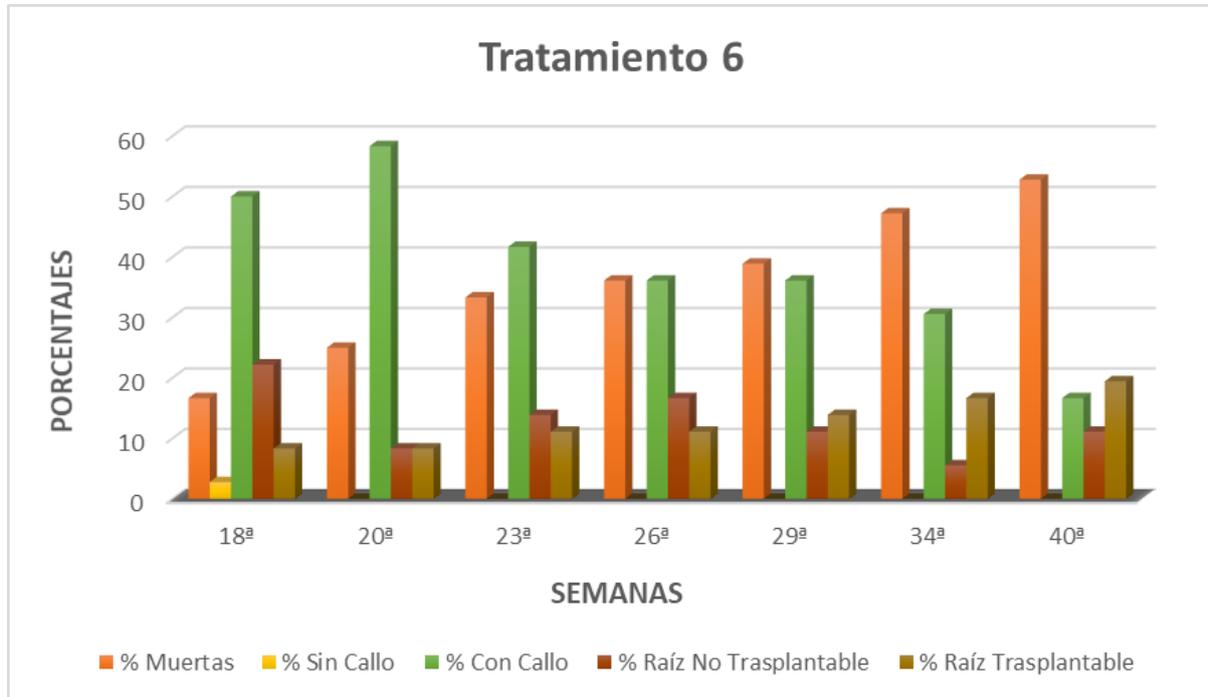
El porcentaje de estacas con callo disminuye de forma gradual desde 86,11% en la semana 18, donde alcanza su valor máximo, hasta 22,22% en la semana 40.

Las estacas de raíz no trasplantable varían sus porcentajes según van pasando las semanas desde un 5,56% hasta un 27,78%, siendo este su pico máximo y alcanzado en la semana 29 del ensayo.

Por otro lado, el porcentaje de estacas de raíz trasplantable es de un 0% hasta la semana 34 del ensayo, donde se obtiene un porcentaje del 13,89% que se mantiene hasta el final del ensayo.



4.2.1.15 Tratamiento 6: 4.000 ppm de IBA, con lesionado. Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II'



Gráfica 16: Representa el comportamiento del tratamiento 6 durante todo el ensayo

En esta gráfica se puede apreciar como el porcentaje de mortalidad inicial aumenta progresivamente desde un 16,67% en la semana 18, hasta un 52,78% en la semana 40.

A las 18 semanas, el porcentaje de estacas sin formar callo es de un 2,78%, pasando a ser de 0% a partir de ese momento y hasta el final del ensayo.

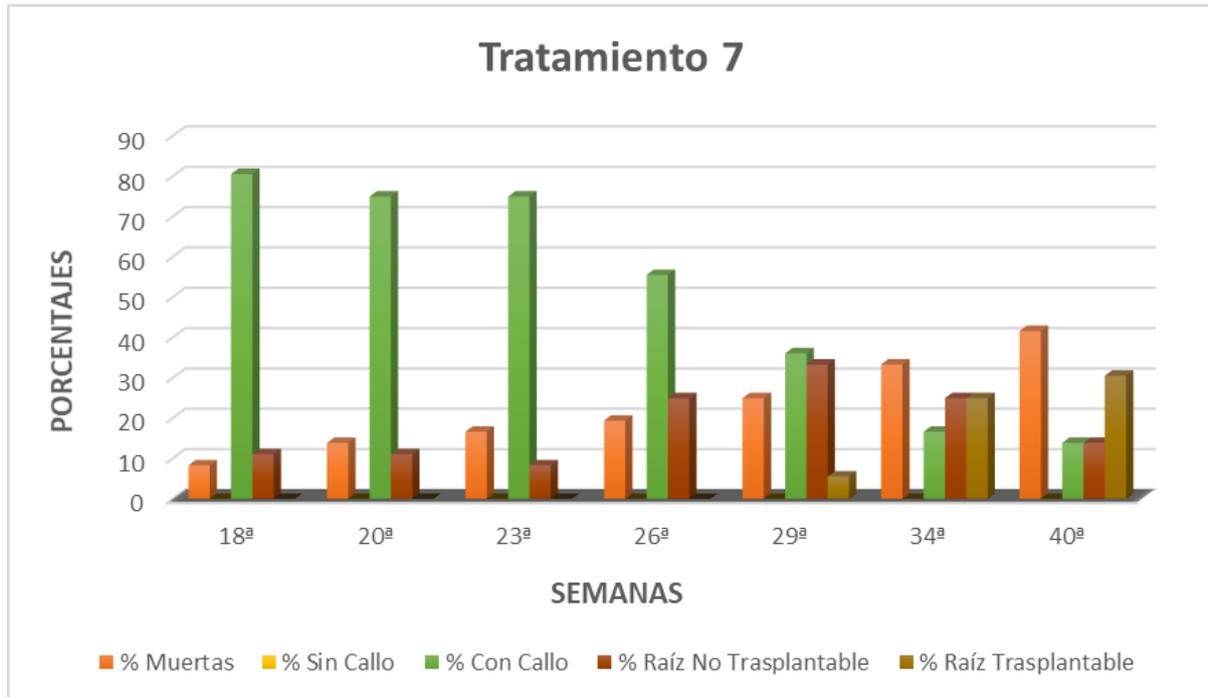
Las estacas con callo alcanzan su valor máximo en las primeras 20 semanas con un porcentaje de 58,33%, reduciendo de forma gradual este valor hasta un 16,67% en la semana 40.

El porcentaje de raíces no trasplantables varía entre 5,56% y 22,22%, alcanzando este valor máximo en las primeras 18 semanas del ensayo.

Las estacas de raíz trasplantable aparecen en la semana 18 con un porcentaje de 8,33%, aumentando progresivamente hasta un valor de 19,44% en la semana 40.



4.2.1.16 Tratamiento 7: SEFEL, con lesionado. Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II'



Gráfica 17: Representa el comportamiento del tratamiento 7 durante todo el ensayo

Esta gráfica permite observar como el porcentaje de estacas muertas aumenta de manera progresiva desde un 8,33% en las primeras 18 semanas del ensayo, hasta un 41,67% en la semana 40, donde alcanza su valor máximo.

El porcentaje de estacas sin formar callo desde la semana 18 hasta la 40 de ensayo es de un 0%, no se observaron.

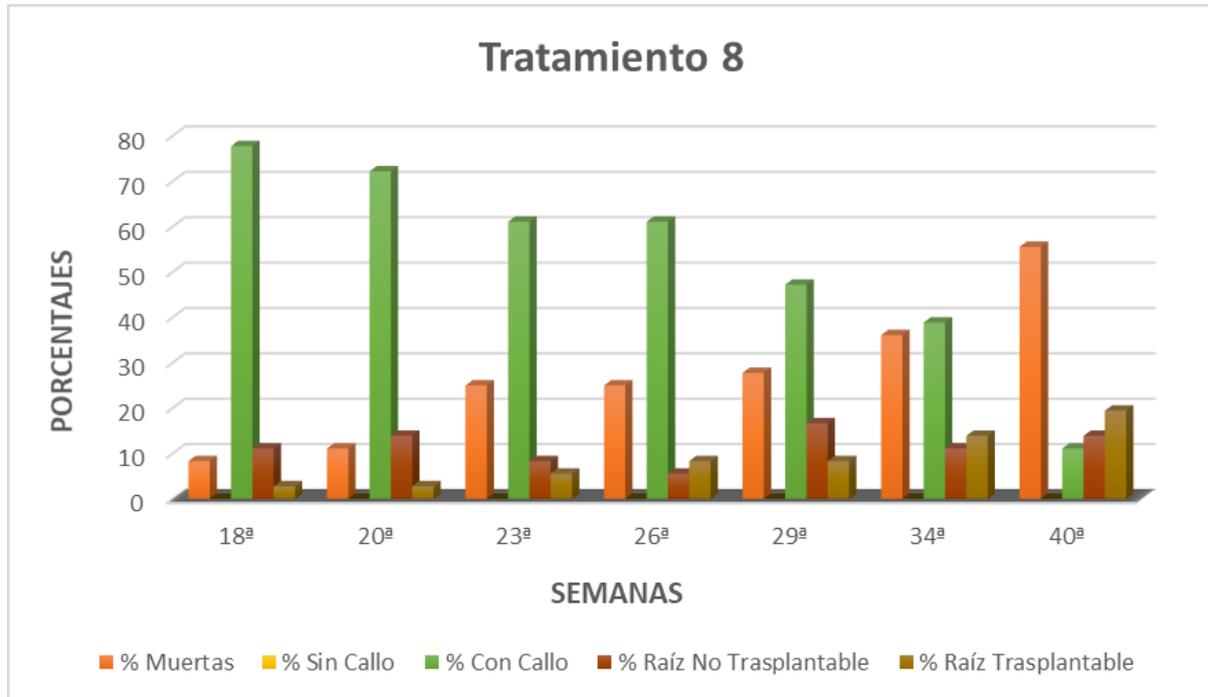
Por otro lado, el porcentaje de estacas con el callo formado varía desde un 80,56% en las primeras 18 semanas de ensayo, hasta un 13,89% al final del mismo.

Las estacas de raíz no trasplantable varían sus porcentajes desde 8,33% hasta 33,33%, siendo este su valor máximo y alcanzado en la semana 29 del ensayo.

No se contabilizan estacas de raíz trasplantables hasta la semana 29, en la que aparecen con un porcentaje de 5,56%, aumentando de forma brusca este porcentaje en las siguientes semanas hasta un 30,56%.



4.2.1.17 Tratamiento 8: SEFEL + 4.000 ppm de IBA. Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II'



Gráfica 18: Representa el comportamiento del tratamiento 8 durante todo el ensayo

Esta gráfica refleja de forma clara como el porcentaje de estacas muertas aumenta progresivamente desde un 8,33% en la semana 18, hasta un 55,56% en la semana 40 del ensayo. Cabe destacar también que de la semana 23 a la 26 este porcentaje se mantiene en un 35%.

En cuanto a aquellas estacas que no formaron callo, lo único que se puede distinguir es que desde la semana 18 hasta la semana 40 no se observaron.

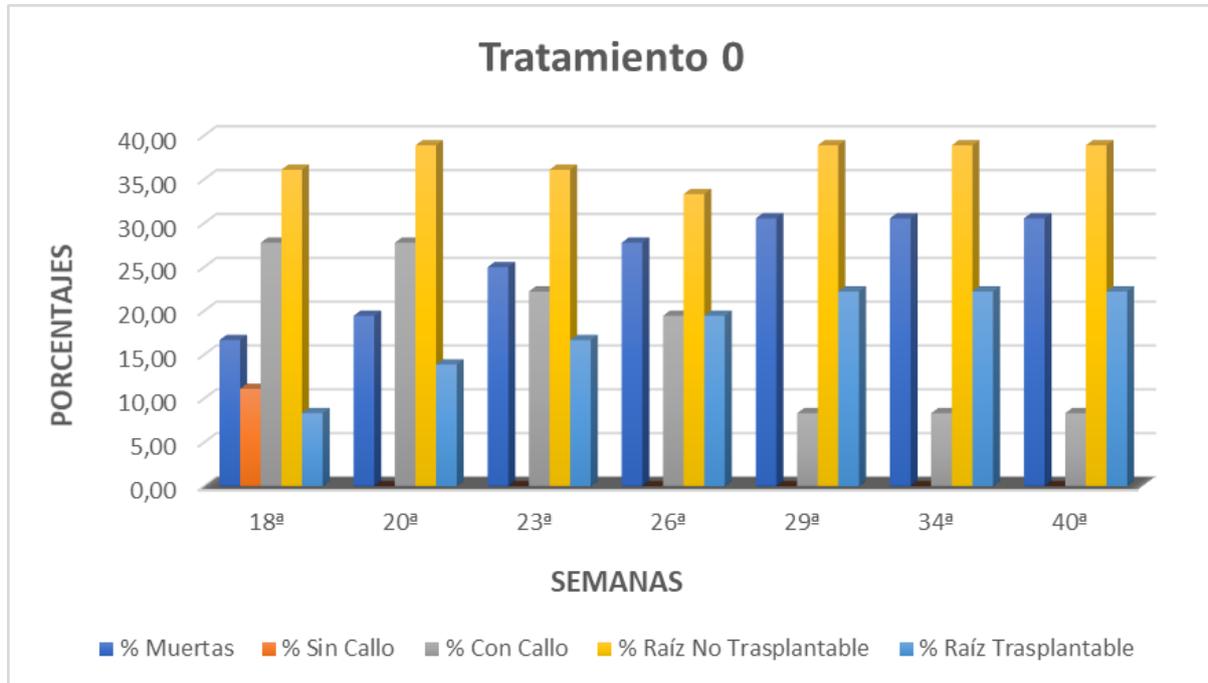
Caso contrario al de las estacas muertas ocurre para las estacas con callo, las cuales disminuyen gradualmente su porcentaje desde un 77,78% en la semana 18, hasta un 11,11% en la última semana del ensayo.

Las estacas de raíz no trasplantable varían sus porcentajes desde 5,56% hasta 16,67%, siendo este su valor máximo y alcanzado en la semana 29 del ensayo.

Aumentó también el porcentaje de estacas de raíz trasplantable, pasando de ser de un 2,78% de las estacas, hasta un 19,44% en la semana 40 del ensayo.



4.2.1.18 Tratamiento 0: Testigo sin lesionado, no tratado. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 19: Representa el comportamiento del tratamiento 0 durante todo el ensayo

En esta gráfica se puede apreciar como el porcentaje de mortalidad inicial varía desde un 16,67% en la semana 18, hasta un 30,56% en la semana 40.

El porcentaje de estacas sin formar callo es uno de los mayores del ensayo, alcanzando un valor de 11.11% en las primeras 18 semanas, pasando a ser de 0% a partir de esa fecha.

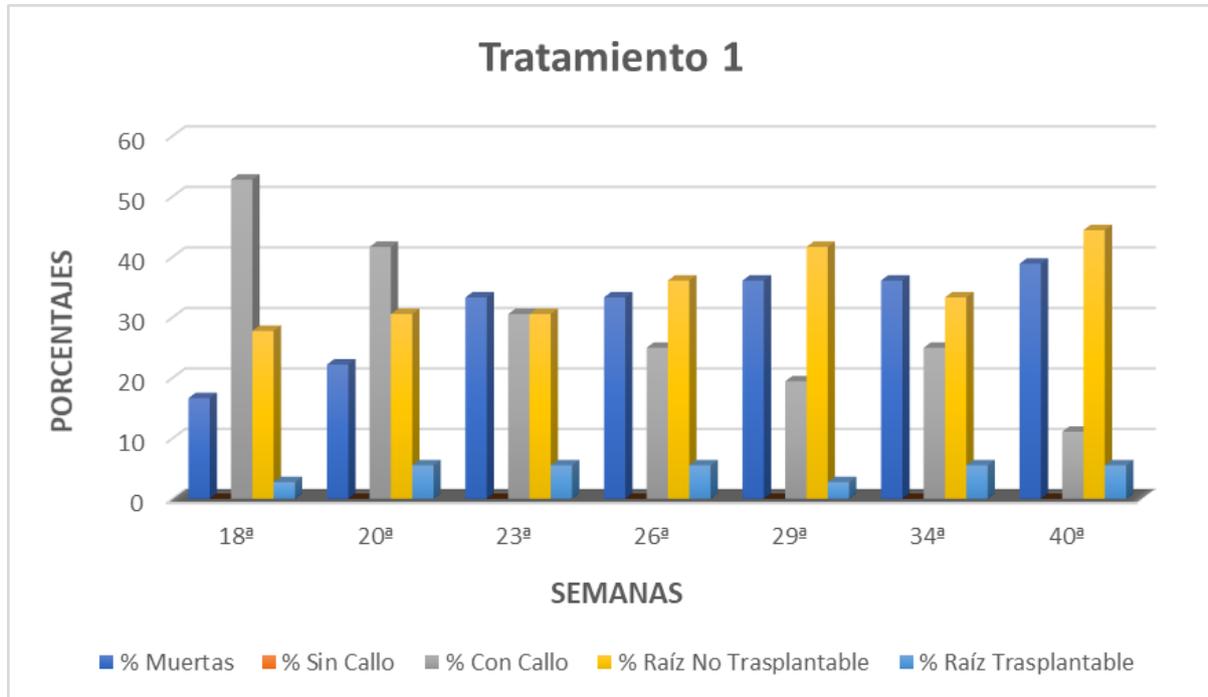
Las estacas con callo alcanzan su valor máximo en las primeras 20 semanas con un porcentaje de 27.78%, reduciendo de forma progresiva este valor hasta un 8,33% en la semana 40.

El porcentaje de raíces no trasplantables varía entre 33,33% y 38,89%, alcanzando este valor máximo en las últimas semanas del ensayo.

Las estacas de raíz trasplantable aparecen en la semana 18 con un porcentaje de 8,33%, aumentando progresivamente hasta un valor de 22,22% en la semana 40.



4.2.1.19 Tratamiento 1: Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 20: Representa el comportamiento del tratamiento 0 durante todo el ensayo

La gráfica 20 muestra como el porcentaje de estacas muertas varía de manera creciente desde 16,67% en la semana 18, hasta 38,89% en la última semana del ensayo.

El porcentaje de estacas sin callo en la semana 18 y en todo lo que resta de ensayo es de un 0%.

Por otro lado, las estacas con callo disminuyen progresivamente su valor desde un 52,78% (más de la mitad de las estacas para ese tratamiento) en la semana 18, hasta un 11,11% en la última semana del ensayo.

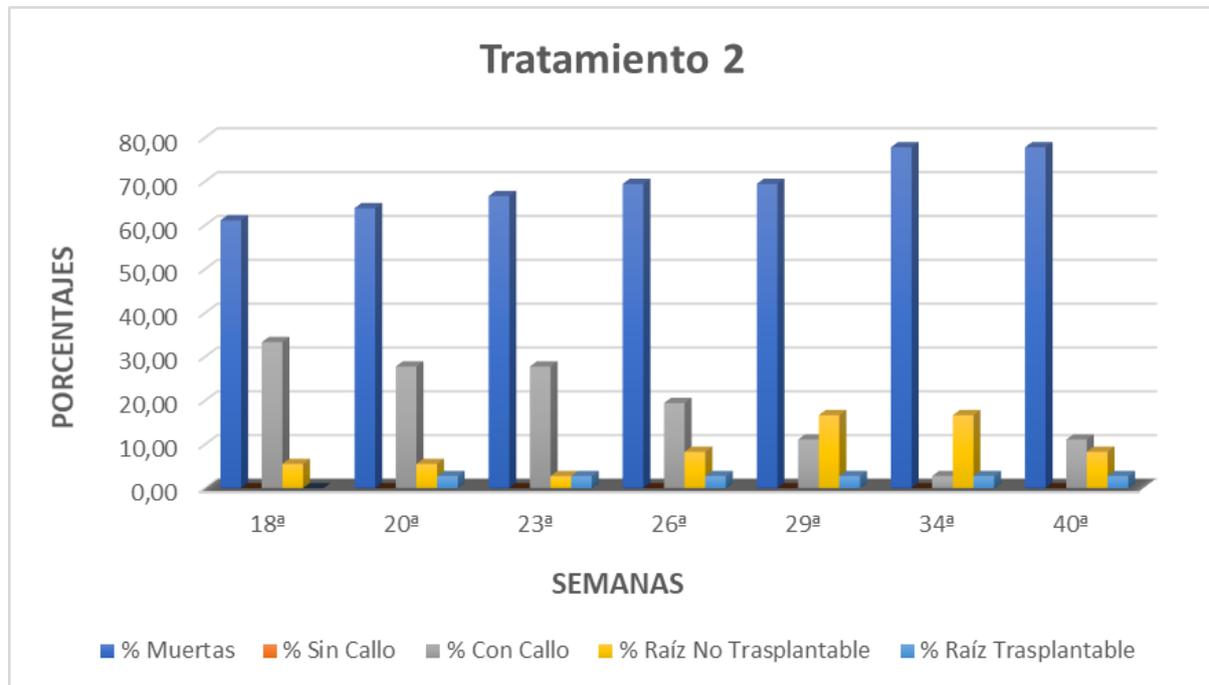
Las estacas con raíz no trasplantable aumentan su valor desde un 27,78% en la semana 18 hasta un 44,44% al final del ensayo. En la semana 34 el porcentaje se reduce, probablemente en favor de las estacas con raíces trasplantables y/o muertas.

Las estacas con raíz trasplantable duplicaron su presencia para este tratamiento desde un 2,78% en la semana 18, hasta un 5,56% al final del ensayo.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de un 50% (la mitad de las estacas para este tratamiento y cultivar).



4.1.2.20 Tratamiento 2: 4000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 21: Representa el comportamiento del tratamiento 2 durante el ensayo

Esta gráfica muestra, desde la semana 18, un porcentaje altísimo de estacas muertas. En concreto de un 61,11%, siendo el porcentaje al final del ensayo de un 77,78%. Prácticamente 8 de cada 10 estacas se encontraron muertas.

El porcentaje de estacas sin formar callo es de un 0%, empezando a contar a partir de la semana 18.

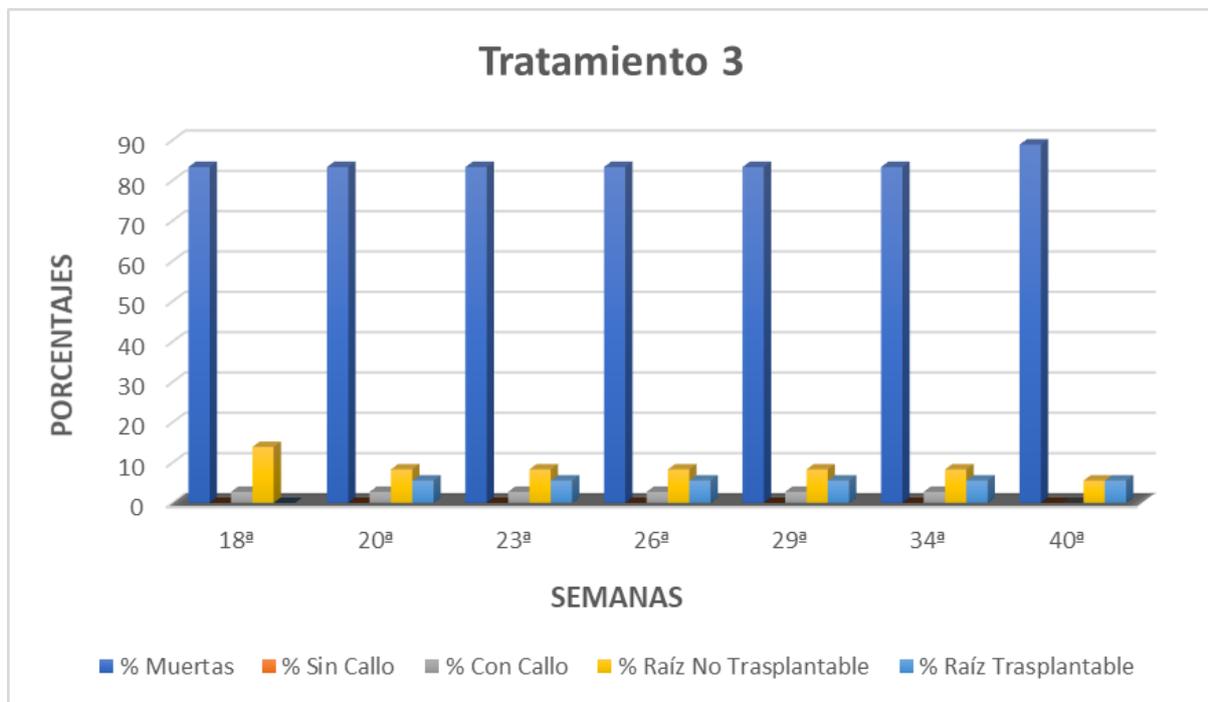
Las estacas con callo en la semana 18 abarcaban un tercio de las estacas totales para ese tratamiento. Ese porcentaje se fue reduciendo progresivamente, alcanzando un valor mínimo de 2,78% en la semana 34, probablemente como consecuencia de las estacas muertas.

Las estacas con raíces no trasplantables aumentaron su porcentaje mínimamente, de 5,56% a 8,33% en la última semana, alcanzando un valor máximo de 16,67% desde la semana 29 a la 34.

Las primeras estacas con raíces trasplantables aparecen a partir de la semana 20 del ensayo, sin variar su porcentaje del 2,78% hasta la semana 40.



4.1.2.21 Tratamiento 3: SEFEL, sin lesionado. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 22: Representa el comportamiento del tratamiento 3 durante el ensayo

Esta gráfica permite observar como el porcentaje de estacas muertas es, desde la semana 18, uno de los más altos de todo el ensayo. El valor de 83,3% se mantiene hasta la semana 40, en el que aumenta ligeramente a un 88,89%, por lo que prácticamente 9 de cada 10 estacas se encontraban muertas para este tratamiento.

El porcentaje de estacas sin callo en la semana 18 y en todo lo que resta de ensayo es de un 0%.

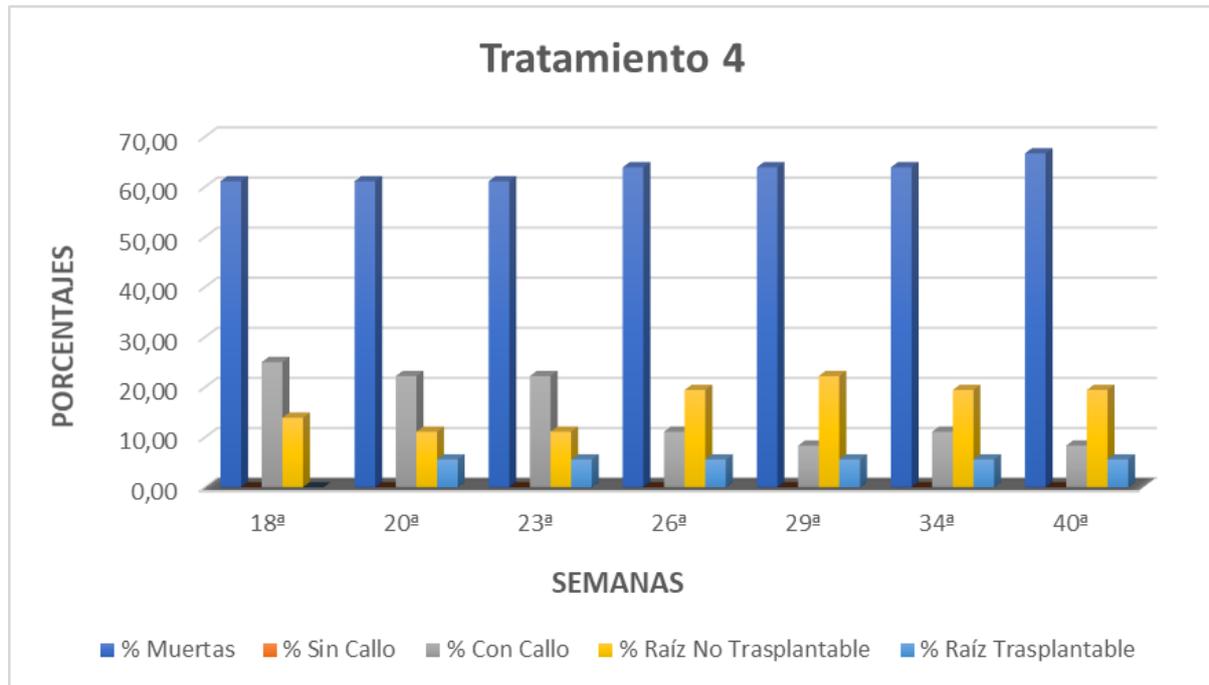
Las estacas con callo presentan un porcentaje de un 2,78% durante todo el ensayo, exceptuando en la semana 40, donde ese porcentaje se ve reducido a un 0%.

El porcentaje máximo de estacas de raíz no trasplantable aparece en la semana 18, alcanzado un valor de 13,89%, viéndose reducido a un 5,56% en la última semana.

Para encontrar estacas de raíz trasplantable hay que irse a la semana número 20 del ensayo, con un porcentaje de 5,56% que se mantiene hasta la última semana.



4.1.2.22 Tratamiento 4: SEFEL, sin lesionado. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 23: Representa el comportamiento del tratamiento 4 durante el ensayo

Como se puede observar en la Gráfica 23, la mortalidad inicial es bastante elevada, de un 61,11%. Este porcentaje se mantiene estable durante todo el ensayo, alcanzando un valor máximo en la última semana de 66,67%.

El porcentaje de estacas sin formar callo es de un 0%, empezando a contar a partir de la semana 18.

Por otro lado, el porcentaje de estacas con el callo formado varía desde un 25% en las primeras 18 semanas de ensayo, hasta un 8,33% al final del mismo.

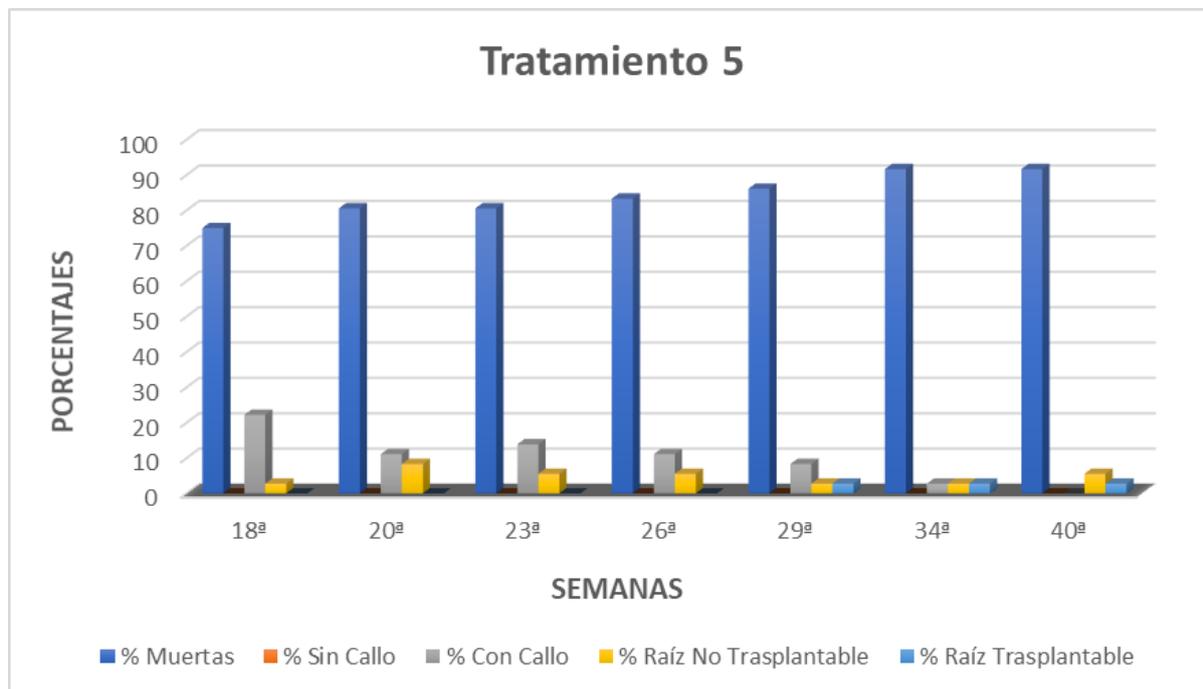
Las estacas con raíces no trasplantables se ven desde la semana 18, alcanzando un valor de 13,89%, un porcentaje que se ve disminuido durante 5 semanas hasta un 11,11%, pero que aumenta a partir de ahí hasta alcanzar un valor de 19,44% en las 6 últimas semanas.

Por otro lado, las estacas con raíces trasplantables siguen un comportamiento prácticamente similar a las del tratamiento anterior, apareciendo en la semana 20 y manteniendo su porcentaje en un 5,56%.

El porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, al final del ensayo es de un 25%, una cuarta parte de las estacas para este tratamiento y cultivar.



4.1.2.23 Tratamiento 5: 8.000 ppm de IBA, sin lesionado. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 24: Representa el comportamiento del tratamiento 5 durante el ensayo

Según se puede observar en la Gráfica 24, el porcentaje de estacas muertas para las primeras 18 semanas es uno de los más altos de todo el ensayo, con un 75%, llegando a alcanzar su valor máximo en las seis últimas semanas con un 91,67%.

El porcentaje de estacas sin callo en la semana 18 y en todo lo que resta de ensayo hasta la semana 40 es de un 0%.

Las estacas que forman callo alcanzaron su porcentaje máximo a las 18 semanas, con un 22%. Este valor fue disminuyendo de forma progresiva hasta el punto de que en la semana 40 el porcentaje de estacas con callo fue del 0%.

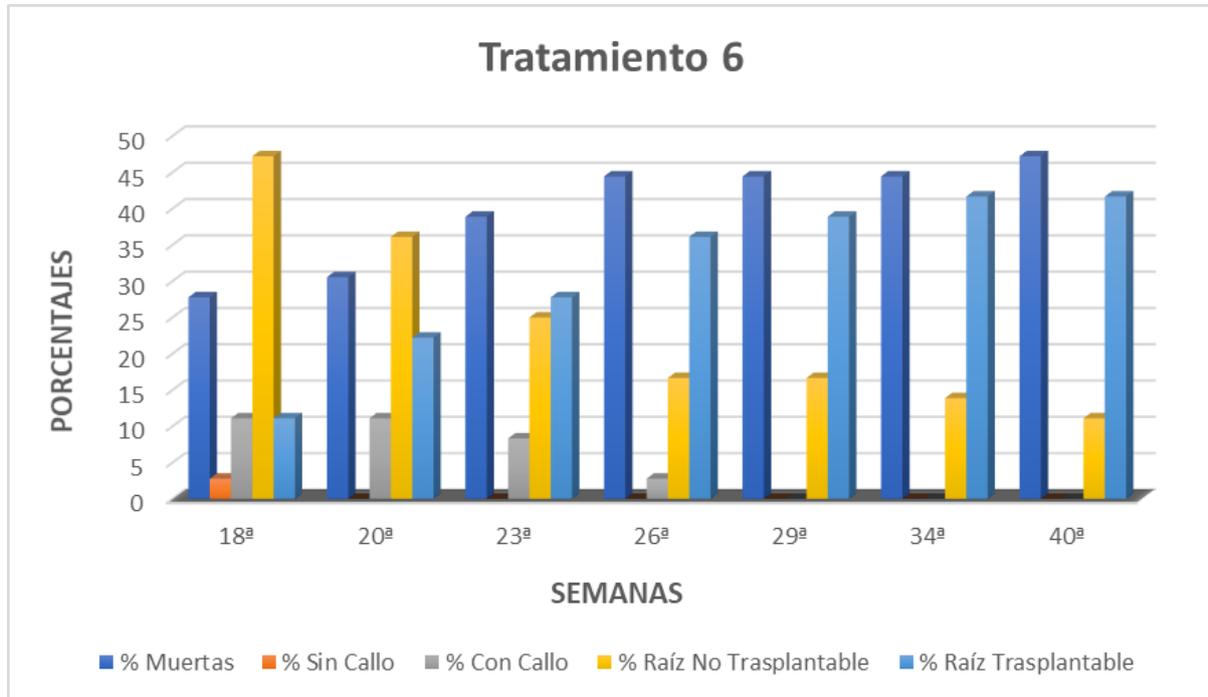
En lo que respecta a las estacas de raíces no trasplantables cabe destacar que alcanzan su porcentaje máximo a las 20 semanas, con un 8,33% de las mismas

A partir de la semana 29 se obtienen estacas con raíces trasplantables con un porcentaje del 2,78%. Este porcentaje se mantiene constante hasta la última semana del ensayo.

Al final del ensayo, el porcentaje total de estacas con raíces, tanto trasplantables como no trasplantables, es del 8,33%, un porcentaje bastante pobre como consecuencia de la cantidad de estacas que resultaron muertas para este tratamiento en concreto.



4.2.1.24 Tratamiento 6: Testigo solución agua + alcohol, con lesionado. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 25: Representa el comportamiento del tratamiento 6 durante el ensayo

En esta Gráfica 25 se observa que el porcentaje de estacas muertas ha ido aumentando progresivamente desde la semana 18, alcanzando el 47,22% en la semana 40.

Las estacas sin formar callo se encuentran inicialmente en un 2,78%, pasando a tener un porcentaje del 0% a partir de las 20 semanas y hasta el final del ensayo.

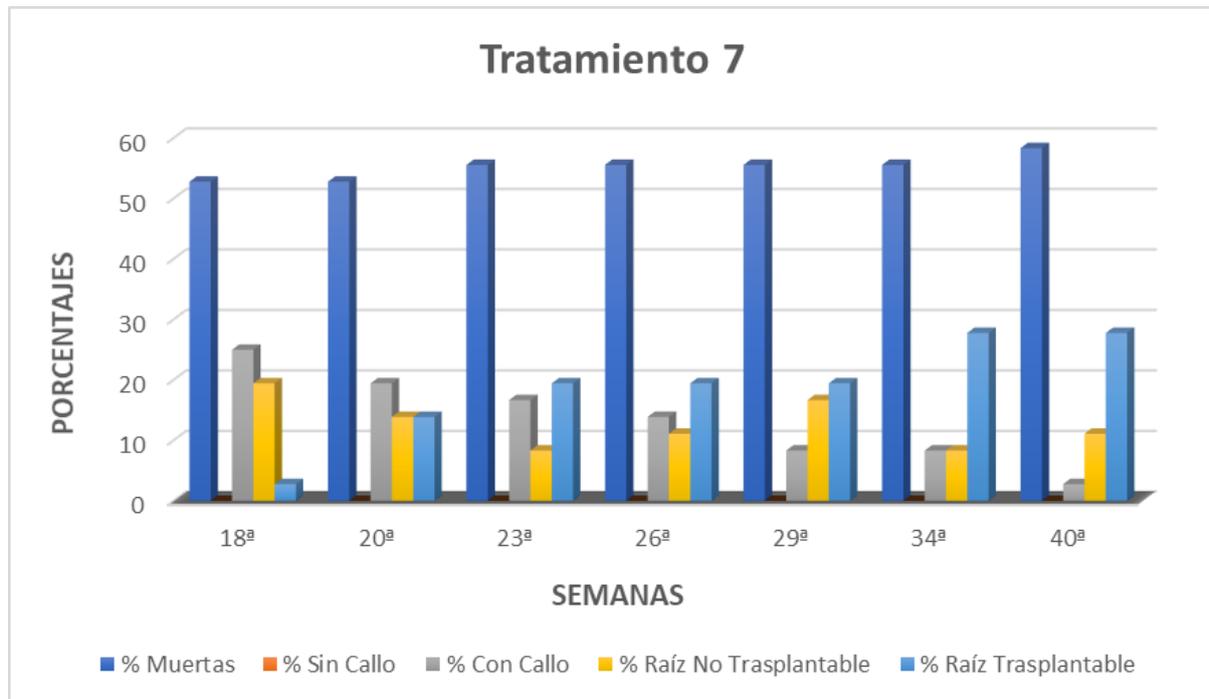
El porcentaje de estacas con callo disminuye de manera progresiva, alcanzando su valor máximo del 11,11% en las primeras semanas y pasando a ser del 0% a partir de la semana 29.

Que el porcentaje de estacas con callo sea tan reducido se debe principalmente a las estacas de raíz no trasplantable, que desde la semana 18 ocupan un valor del 47,22%, reduciendo su valor al 11,11% en la última semana del ensayo.

Las estacas de raíz trasplantable también tienen mucho que ver, ya que aumentan de manera progresiva desde la semana 18, con un porcentaje del 11,11%, hasta la semana 40, con un valor de 41,67%.



4.2.1.25 Tratamiento 7: 4.000 ppm de IBA, con lesionado. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 26: Representa el comportamiento del tratamiento 7 durante el ensayo

Esta gráfica muestra cómo el porcentaje de estacas muertas se mantiene estable durante casi todo el ensayo, alcanzando su valor máximo en la semana 40, con un valor de 58,33%.

El porcentaje de estacas sin callo en la semana 18 y en todo lo que resta de ensayo es de un 0%.

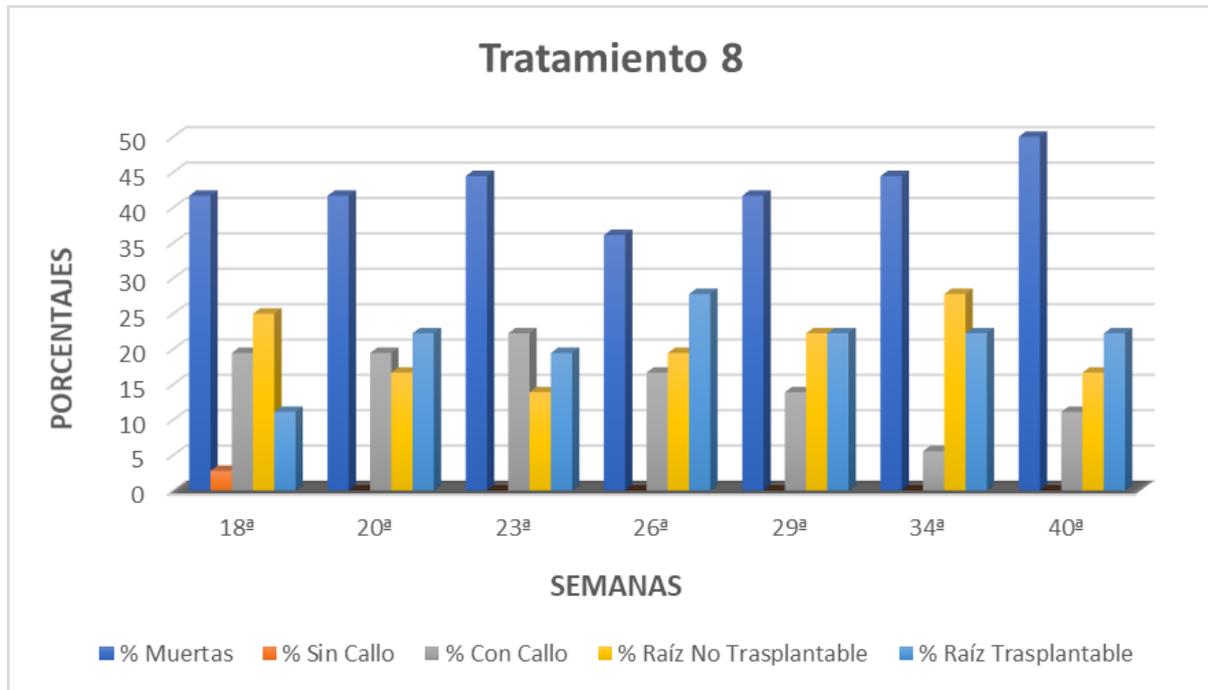
Por otro lado, el porcentaje de estacas que formaron callo alcanza su máximo valor en la semana 18, con un 25% de las estacas, viéndose reducido de forma progresiva hasta el 2,78% en la última semana del ensayo.

Las estacas con raíces no trasplantables también obtienen su valor máximo en la semana 18 del ensayo, con un 19,44%, terminando con un valor de 11,11% en la semana 40.

Se observa un porcentaje mínimo de estacas de raíz trasplantable desde las primeras 18 semanas, con un valor de 2,78%, aumentando de manera progresiva hasta alcanzar un porcentaje del 27,78% en la última semana.



4.2.1.26 Tratamiento 8: SEFEL, con lesionado. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 27: Representa el comportamiento del tratamiento 8 durante el ensayo

Según se aprecia en la Gráfica 27, el porcentaje de estacas muertas se mantiene alto, con valores entre 35 y 50%, alcanzando su valor máximo en la última semana, con el 50% de estacas muertas.

Las estacas sin formar callo pasan de un 2,78% en la semana 18, a un 0% a partir de la misma y hasta el final del ensayo.

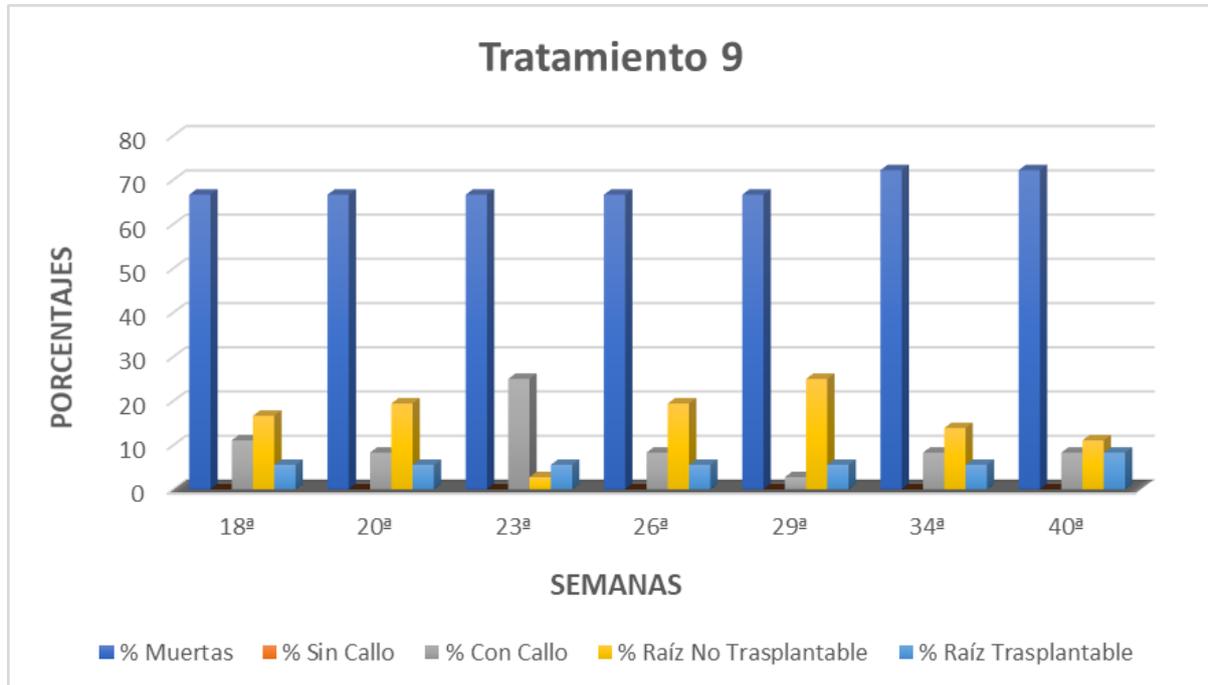
Por otro lado, las estacas que forman callo alcanzan su punto más alto en la semana 23, con un 22,22% de las estacas, disminuyendo de manera progresiva hasta la mitad de este valor (11,11%) en la última semana del ensayo.

Para las estacas de raíz no trasplantable, se obtienen porcentajes que varían desde 16,67% hasta 27,78%, en función de los valores obtenidos para las demás estacas.

El porcentaje de estacas con raíz trasplantable se duplica desde un 11,11% en la semana 18, hasta un 22,22% en la semana 40. Alcanzan su valor máximo en la semana 26, con un 27,78%.



4.2.1.27 Tratamiento 9: SEFEL + 4.000 ppm de IBA. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 28: Representa el comportamiento del tratamiento 9 durante el ensayo

En la Gráfica 28 se observa que el porcentaje de estacas muertas alcanzó un valor muy alto desde la semana 18, con 66,67%, acrecentando este valor a un 72,22% para las últimas 6 semanas.

El porcentaje de estacas sin formar callo es de un 0%, empezando a contar a partir de la semana 18.

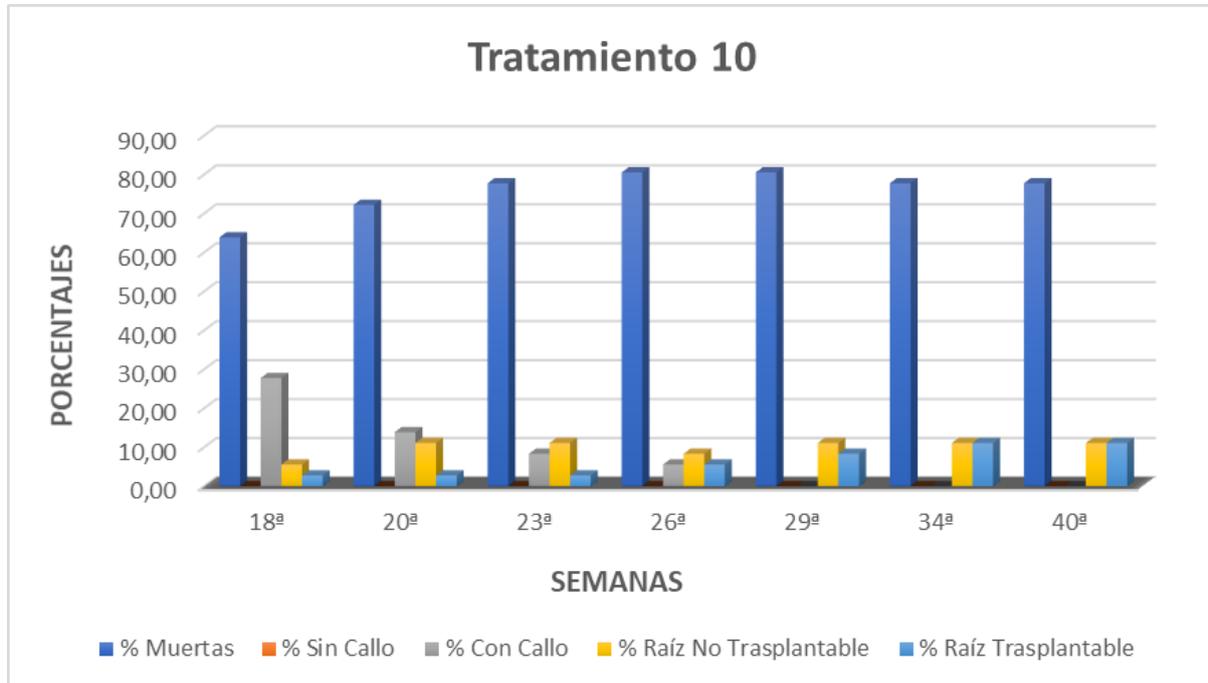
Por otro lado, el porcentaje de estacas con callo disminuye de manera lenta y progresiva desde un 11,11% hasta un 8,33% en la última semana del ensayo.

Las estacas de raíz no trasplantable para este tratamiento obtuvieron un porcentaje que varía desde un 2,78% en la semana 23 del ensayo, hasta un 25% en la semana 29, siendo este su valor máximo.

Por otro lado, las estacas de raíz trasplantable se mantienen estables desde la semana 18, con un valor del 5,56%, alcanzando su valor máximo en la última semana del ensayo, con un 8,33%.



4.2.1.28 Tratamiento 10: 8.000 ppm de IBA, con lesionado. Estacas subapicales de *Serruria florida*



Gráfica 29: Representa el comportamiento del tratamiento 10 durante el ensayo

Esta última gráfica permite apreciar cómo el porcentaje de estacas muertas varía durante todo el ensayo, alcanzando su valor máximo de la semana 26 a la 29, con un porcentaje del 80,56%.

El porcentaje de estacas sin callo en la semana 18 y en todo lo que resta de ensayo hasta la semana 40 es de un 0%.

Por otro lado, el porcentaje de estacas con callo alcanza su máximo valor a las primeras 18 semanas, con un 27,78%, porcentaje que disminuye de manera progresiva hasta pasar al 0% en la semana 29 del ensayo.

Las estacas con raíz no trasplantable presentan un porcentaje inicial de 5,56% en la semana 18, valor que se incrementa en el siguiente conteo al 11,11%, manteniéndose estable durante lo que resta del ensayo.

Las estacas de raíz trasplantable aparecen desde la semana 18 con un porcentaje del 2,78%, acrecentando este valor de forma progresiva hasta llegar al 11,11% en la semana 40.



4.2.2 Análisis estadístico de los datos obtenidos

4.2.2.1 *Protea* ‘Grandicolor’

4.2.2.1.1 Estacas con raíces trasplantables a las 18 semanas de ensayo

En la semana 18 de ensayo se realizó un análisis de varianza, obteniéndose diferencias significativas entre los tratamientos ensayados. El tratamiento que presenta el mayor porcentaje de estacas con raíz trasplantable (Tabla: 1) fue el tratamiento 2 (2,66%), que resultó ser significativamente diferente a los tratamientos 0, 1, 3, 5 y 7.

Por otro lado, entre los tratamientos 2, 4, 6 y 8, los cuales presentan un mayor porcentaje de estacas con raíces trasplantables, no muestran diferencias significativas entre ellos.

Tabla 1: Separación de medias por el método de Duncan a las 18 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	0.0b
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.0b
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	2.66a
T3 SEFEL, sin lesionado	0.0b
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	1.0ab
T5 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	0.33b
T6 4.000 ppm de IBA, con lesionado	1.33ab
T7 SEFEL, con lesionado	0.0b
T8 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	1.0ab



4.2.2.1.2 Estacas con raíces trasplantables a las 20 semanas de ensayo

En la semana 20 de ensayo se observa como existen diferencias significativas entre los tratamientos ensayados. Los tratamientos que presentaron algún porcentaje de estacas con raíz trasplantable (Tabla: 2) fueron el 2, 4, 5, 6 y 8 con un 3,67%, 1,33%, 0,33%, 3,33% y 1,67%, respectivamente.

El tratamiento 2 fue el que obtuvo un mayor porcentaje, con un 3,67%. Además, resultó ser significativamente diferente a los tratamientos 0, 1, 3, 5 y 7.

Entre los tratamientos 2, 4, 6 y 8 no se aprecian diferencias significativas.

Tabla 2: Separación de medias por el método de Duncan a las 20 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	0.0b
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.0b
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	3.67a
T3 SEFEL, sin lesionado	0.0b
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	1.33ab
T5 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	0.33b
T6 4.000 ppm de IBA, con lesionado	3.33ab
T7 SEFEL, con lesionado	0.0b
T8 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	1.67ab



4.2.2.1.3 Estacas con raíces trasplantables a las 23 semanas de ensayo

En lo que respecta a la semana 23 de ensayo se puede apreciar como el tratamiento 2, aparte de que continúa siendo el que ostenta un porcentaje mayor (5%), presenta diferencias significativas con los tratamientos 0, 1, 3, 5, 7 y 8, los cuales no tienen diferencia significativa alguna entre ellos.

Por otro lado, el tratamiento 6 es el que aparece con el porcentaje más cercano al del tratamiento 2, con un 4%. Entre los tratamientos 2 y 6 tampoco existen diferencias significativas.

Tabla 3: Separación de medias por el método de Duncan a las 23 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	0.0b
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.67b
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	5.0a
T3 SEFEL, sin lesionado	0.67b
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	1.0b
T5 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	0.33b
T6 4.000 ppm de IBA, con lesionado	4.0ab
T7 SEFEL, con lesionado	0.0b
T8 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	1.67b



4.2.2.1.4 Estacas con raíces trasplantables a las 29 semanas de ensayo

Para la semana 29 de ensayo, se puede apreciar como los tratamientos que presentan algún porcentaje de estacas con raíz trasplantable (Tabla: 4) son los tratamientos 1 (1,67%), 2 (6,67%), 4 (2%), 5 (0,33%), 6 (6,33%) y 8 (1,67%).

El tratamiento 8 fue el que obtuvo un mayor porcentaje, seguido de cerca por el tratamiento 6, que también presenta un porcentaje muy cercano al anterior.

Entre los tratamientos 0, 1, 3, 4, 5, 7 y 8 no existen diferencias significativas. Lo mismo ocurre para los tratamientos 2 y 6.

Tabla 4: Separación de medias por el método de Duncan a las 29 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	0.0b
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	1.67b
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	6.67a
T3 SEFEL, sin lesionado	0.0b
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	2.0b
T5 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	0.33b
T6 4.000 ppm de IBA, con lesionado	6.33a
T7 SEFEL, con lesionado	0.0b
T8 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	1.67b



4.2.2.1.5 Estacas con raíces trasplantables a las 34 semanas de ensayo

Por lo que respecta a la semana 34, se puede observar como el tratamiento cuyo porcentaje destaca por encima del resto continúa siendo el 2, con un 8,33%. El tratamiento 6 se mantiene constante con respecto a la semana 29.

Por otro lado, los únicos tratamientos que no presentan porcentaje alguno son el 0, 3 y 7, además de no existir diferencias significativas entre ellos, así como con los tratamientos 1, 4 y 5.

Entre los tratamientos 2 y 6 tampoco se aprecia diferencia significativa alguna.

Tabla 5: Separación de medias por el método de Duncan a las 34 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	0.0b
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	1.67b
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	8.33a
T3 SEFEL, sin lesionado	0.0b
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	2.67b
T5 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	0.33b
T6 4.000 ppm de IBA, con lesionado	6.33a
T7 SEFEL, con lesionado	0.0b
T8 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	2.0b



4.2.2.1.6 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 Duncan al nivel del 5% (tabla 6).

A la semana 18 de ensayo el tratamiento 6 (Estacas subapicales de *Protea* 'Grandicolor' + 4.000 ppm de IBA, con lesionado) presenta el valor más alto, 2.67, sin mostrar diferencias significativas con el resto de los tratamientos ensayados.

Esta situación cambia en la semana 20, donde es el tratamiento 2 (Estacas subapicales de *Protea* 'Grandicolor' + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado) obtiene el valor más alto, 4.60^a. Este tratamiento presenta diferencias significativas con los tratamientos restantes, exceptuando con el tratamiento 6, con el cual no refleja diferencia alguna.

En el conteo de la semana 23 las estacas, en general, aumentaron ligeramente los índices de enraizamiento en todos los tratamientos, exceptuando los tratamientos 5 (Testigo solución agua + alcohol, con lesionado), 7 (SEFEL, con lesionado) y 8 (SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado). El tratamiento 2 continúa siendo el que presenta un mayor valor, siendo significativamente diferente al resto, exceptuando al tratamiento 6.

Desde la semana 26 hasta la semana 29 podemos concluir en que las diferencias significativas entre los tratamientos son prácticamente las mismas. Los tratamientos 2 y 6 continúan obteniendo el mayor valor y siguen teniendo diferencias significativas con el resto de tratamientos, no así entre ellos.

Algo parecido ocurre desde la semana 34 hasta la 40, donde las diferencias significativas se dan con los tratamientos 2 y 6, con unos valores respectivos de 5.10 y 4.13 (letra "a" y "ab"), muy por encima de los tratamientos restantes, los cuales no presentan diferencias significativas entre ellos.



Tabla 6: Efecto del tratamiento sobre el índice de enraizamiento de las estacas de *Protea* ‘Grandicolor’. Separación de medias por el método de Duncan al 5%

Semanas	Tratamientos								
	T0	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8
Semana 18	2,10a	1,73a	1,80a	2,13a	2,17a	2,27a	2,67a	2,33a	2,47a
Semana 20	1,73bc	2,17b	4,60a	1,97bc	2,23b	2,07b	4,00a	1,73bc	2,67b
Semana 23	1,73c	2,37bc	5,00a	2,13bc	2,37bc	1,87c	4,30ab	1,60c	2,43bc
Semana 26	1,67bc	2,47b	5,17a	2,00b	2,53b	0,87bc	4,33a	1,60bc	2,47b
Semana 29	1,60b	2,23b	5,07a	1,80b	2,40b	1,80b	4,43a	1,53b	2,63b
Semana 34	0,87c	2,00c	5,30a	1,57c	2,57bc	1,33c	4,07ab	1,07c	2,13c
Semana 40	0,60c	1,77bc	5,10a	0,73c	2,00bc	0,73c	4,13ab	0,67c	1,87bc



4.2.2.2 *Leucospermum* ‘Succession II’

4.2.2.2.1 Estacas con raíces trasplantables a las 18 semanas de ensayo

En la semana 18 de ensayo se realizó un análisis de varianza, concluyendo en que no existen diferencias significativas entre ninguno de los tratamientos aplicados en el ensayo. Al no existir ninguna diferencia entre ellos se reflejan en la tabla sin letra alguna, ya que todos tendrían la letra “a”.

Los únicos tratamientos que mostraron algún porcentaje de estacas trasplantables son el tratamiento 6 y el 8, con un 1% y un 2%, respectivamente.

Tabla 7: Separación de medias por el método de Duncan a las 18 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	0.00
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.00
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.00
T3 SEFEL, sin lesionado	0.00
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.00
T5 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	0.00
T6 4.000 ppm de IBA, con lesionado	1.00
T7 SEFEL, con lesionado	0.00
T8 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	0.33



4.2.2.2.2 Estacas con raíces trasplantables a las 23 semanas de ensayo

En lo que respecta a la semana 23 de ensayo, cabe destacar que tampoco existen diferencias significativas entre los tratamientos aplicados. Los únicos tratamientos que tuvieron algún porcentaje de estacas con raíz trasplantable fueron los tratamientos 2 (0,67%), 6 (1,33%) y 8 (0,67%).

Tabla 8: Separación de medias por el método de Duncan a las 23 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	0.00
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.00
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.67
T3 SEFEL, sin lesionado	0.00
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.00
T5 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	0.00
T6 4.000 ppm de IBA, con lesionado	1.33
T7 SEFEL, con lesionado	0.00
T8 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	0.67



4.2.2.2.3 Estacas con raíces trasplantables a las 29 semanas de ensayo

En esta semana de proyecto, tras la realización de un análisis de varianza se concluye en que no existe diferencia significativa alguna entre los tratamientos del proyecto.

Por otro lado, sí aumentaron ligeramente algunos de los porcentajes de estacas con raíz trasplantable.

Los tratamientos que obtuvieron algún porcentaje fueron el 2 (0,67%), el 3 (0,33%), el 6 (1,67%), el 7 (0,67%) y el 8 (1,0%).

Tabla 9: Separación de medias por el método de Duncan a las 29 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	0.00
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.00
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.67
T3 SEFEL, sin lesionado	0.33
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.00
T5 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	0.00
T6 4.000 ppm de IBA, con lesionado	1.67
T7 SEFEL, con lesionado	1.67
T8 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	1.00



4.2.2.2.4 Estacas con raíces trasplantables a las 34 semanas de ensayo

En la semana 34 de ensayo ya comienzan a producirse cambios en la dinámica de los tratamientos. Aún sigue sin haber diferencias significativas entre ellos, ya que exceptuando el tratamiento 7 (letra “a”), todos presentan las mismas letras “ab”.

La diferencia con respecto al resto de semanas se da en que para todos los tratamientos aparece un porcentaje de estacas de raíz trasplantable, siendo el mayor el tratamiento 7, con un porcentaje del 3%.

Tabla 10: Separación de medias por el método de Duncan a las 34 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	0.33ab
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.67ab
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.67ab
T3 SEFEL, sin lesionado	0.33ab
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.33ab
T5 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	1.67ab
T6 4.000 ppm de IBA, con lesionado	2.00ab
T7 SEFEL, con lesionado	3.00a
T8 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	1.67ab



4.2.2.2.5 Estacas con raíces trasplantables a las 40 semanas de ensayo

Para esta última semana de ensayo y tras la realización del análisis de varianza, se puede concluir en que sí existen diferencias significativas entre los tratamientos aplicados.

El mayor porcentaje de estacas trasplantables continúa siendo el del tratamiento 7, el cual sí presenta diferencias significativas con los tratamientos 1 y 4.

Exceptuando el caso anterior, el resto de tratamientos no tienen diferencias significativas entre sí.

Tabla 11: Separación de medias por el método de Duncan a las 40 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	0.00ab
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.33b
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.67ab
T3 SEFEL, sin lesionado	1.00ab
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.33b
T5 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	1.67ab
T6 4.000 ppm de IBA, con lesionado	2.33ab
T7 SEFEL, con lesionado	3.67a
T8 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	2.33ab



4.2.2.2.6 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 Duncan al nivel del 5% (tabla 12).

A la semana 18 de ensayo el tratamiento 6 (Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II' + 4.000 ppm de Iba, con lesionado), al igual que en la variedad anterior, vuelve a ser el que mayor índice de enraizamiento presenta, con un valor de 2.67. Por otro lado, cabe destacar que no presenta diferencias significativas con el resto de tratamientos y esas pequeñas diferencias se deben a otros diversos factores, como puede ser el azar.

Esta situación cambia a partir de la semana 20, donde el índice de enraizamiento más alto lo obtiene el tratamiento 8 (Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II' + SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado). En este caso, el índice de enraizamiento disminuye para todos los tratamientos, exceptuando para el tratamiento 1 (Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II' + Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado) el cual mantiene su valor, y para el tratamiento 8, el cual lo aumenta. No existen diferencias significativas entre los distintos tratamientos.

En la semana 23 el tratamiento 6 vuelve a ser que el que presenta un índice de enraizamiento mayor (2.40), en detrimento del tratamiento 8, que disminuye su valor a 2.23. Destacar también que siguen sin haber diferencias significativas entre los tratamientos aplicados.

Durante la semana 26 de ensayo, al contrario que en las semanas anteriores el tratamiento 7 (Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II' + SEFEL, con lesionado) es el que obtiene un índice de enraizamiento mayor, con un valor de 2.43. Todos los tratamientos disminuyeron ligeramente su valor, exceptuando el tratamiento 2 (Estacas subapicales de *Leucospermum* 'Succession II' + 4000 ppm de IBA, sin lesionado) que obtuvo el mismo valor, y los tratamientos 6, 7 y 8, los cuales lo aumentaron.

En el siguiente conteo, que tuvo lugar durante la semana 29 del ensayo, los valores obtenidos fueron prácticamente similares a los de la semana 26, siendo el tratamiento 7 el que obtuvo nuevamente un mayor valor.

Lo mismo ocurre para las semanas 34 y 40, donde los valores de los tratamientos se mantienen más o menos constantes. Por otro lado, cabe destacar que el tratamiento 7 obtiene unos valores superiores a los obtenidos en las semanas anteriores, con un 3.17 y un 3.23, respectivamente. Hay que resaltar también que en estos dos últimos conteos si se aprecian diferencias significativas entre el tratamiento 7 y el resto de tratamientos del proyecto, los cuales no presentan diferencias entre ellos.



Tabla 12: Efecto del tratamiento sobre el índice de enraizamiento de las estacas de *Leucospermum* ‘Succession II’. Separación de medias por el método de Duncan al 5%

Semanas	Tratamientos								
	T0	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8
Semana 18	2,10ab	1,73b	1,80b	2,13ab	2,17ab	2,27ab	2,67a	2,33ab	2,47ab
Semana 20	1,93b	1,63b	1,80b	2,03b	1,90b	2,23ab	2,37ab	2,20ab	2,43ab
Semana 23	1,87b	1,47b	1,93b	1,87b	1,73b	2,13ab	2,40ab	2,10ab	2,23ab
Semana 26	1,77b	1,37b	1,93b	1,80b	1,67b	2,10ab	2,33ab	2,43ab	2,27ab
Semana 29	1,73b	1,30b	1,70b	1,83b	1,50b	2,27ab	2,33ab	2,47ab	2,33ab
Semana 34	1,43b	1,37b	1,33b	1,83b	1,43b	2,17ab	2,13ab	3,17a	2,40ab
Semana 40	1,50b	1,33b	1,10b	1,57b	1,33b	2,00ab	2,20ab	3,23a	2,17ab



4.2.2.3 *Serruria florida*

4.2.2.3.1 Estacas con raíces trasplantables a las 18 semanas de ensayo

Ya en la semana 18 del ensayo, al contrario que para las otras dos variedades, aparecen todos los tratamientos con un porcentaje de estacas con raíz trasplantable (por muy mínimo que sea), exceptuando al tratamiento 8.

El mayor porcentaje lo ostenta el tratamiento 9, con un 4,67%. Por otro lado, este tratamiento presenta diferencias significativas con los tratamientos 1 (0,66%), 2 (0,33%), 3 (0,66%), 4 (0,66%), 5 (2,33%), 7 (0,66%), 8 (0,00%) y 10 (1,00%).

Tabla 13: Separación de medias por el método de Duncan a las 18 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	2.66ab
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.66bcd
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.33cd
T3 SEFEL, sin lesionado	0.66bcd
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.66bcd
T5 8.000 ppm de IBA, sin lesionado	2.33bc
T6 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	2.66ab
T7 4.000 ppm de IBA, con lesionado	0.66bcd
T8 SEFEL, con lesionado	0.00c
T9 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	4.67a
T10 8.000 ppm de IBA, con lesionado	0.33bc



4.2.2.3.2 Estacas con raíces trasplantables a las 20 semanas de ensayo

En cuanto a la semana 20, cabe destacar que el único tratamiento que aumentó sustancialmente fue el tratamiento 10, el cual duplicó su valor hasta un porcentaje del 0,66%.

Los tratamientos 0, 5, 6 y 9 no presentan diferencias significativas entre ellos, pero sí tienen diferencias relevantes con respecto a los tratamientos restantes del proyecto.

Tabla 14: Separación de medias por el método de Duncan a las 20 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	2.66ab
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.66bc
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.33bc
T3 SEFEL, sin lesionado	0.66bc
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.66bc
T5 8.000 ppm de IBA, sin lesionado	2.33ab
T6 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	2.66ab
T7 4.000 ppm de IBA, con lesionado	0.66bc
T8 SEFEL, con lesionado	0.00c
T9 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	4.67a
T10 8.000 ppm de IBA, con lesionado	0,66bc



4.2.2.3.3 Estacas con raíces trasplantables a las 26 semanas de ensayo

Algo parecido ocurre en la semana 26 del ensayo, donde se observa de forma clara como el porcentaje de raíces trasplantables para la mayoría de tratamientos se mantiene constante, exceptuando a los tratamientos 1 y 8. El primero aumentó su valor desde un 0,66% hasta un 1,00%; por otro lado, el tratamiento 8 pasó de tener un porcentaje de 0,00% a 0,33%.

El mayor porcentaje lo presenta el tratamiento 9, con un 4,67%, y presenta diferencias significativas con todos los demás. Por otro lado, los tratamientos 0, 5 y 6 no tienen diferencias considerables entre ellos, tampoco entre los tratamientos 1, 2, 3, 4, 7, 8 y 10.

Tabla 15: Separación de medias por el método de Duncan a las 26 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	2.66bc
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.66cd
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.33cd
T3 SEFEL, sin lesionado	0.66cd
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.66cd
T5 8.000 ppm de IBA, sin lesionado	2.33bc
T6 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	2.66bc
T7 4.000 ppm de IBA, con lesionado	0.66cd
T8 SEFEL, con lesionado	0.33d
T9 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	4.67a
T10 8.000 ppm de IBA, con lesionado	1.00cd



4.2.2.3.4 Estacas con raíces trasplantables a las 34 semanas de ensayo

En lo que respecta al conteo realizado en la semana 34, es preciso destacar que el tratamiento 9 continuó obteniendo el mayor porcentaje de estacas con raíz trasplantable de todo el ensayo, con un 5%. Este tratamiento presenta diferencias significativas con los tratamientos restantes, exceptuando a los tratamientos 5 y 6.

Entre los tratamientos 1 (0,67%), 2 (0,33%), 3 (0,67%), 4 (0,67%), 7 (0,67%), 8 (0,33%) y 10 (1,33%) tampoco se aprecia diferencia significativa alguna, sí con el tratamiento 0 (2,66%).

Tabla 16: Separación de medias por el método de Duncan a las 34 semanas de ensayo. Las medidas seguidas de la misma letra no son significativamente diferentes a un nivel del 5%

Tratamiento	% Raíces Trasplantables
T0 Testigo sin lesionado, no tratado	2.66bc
T1 Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado	0.67cd
T2 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.33d
T3 SEFEL, sin lesionado	0.67cd
T4 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, sin lesionado	0.67cd
T5 8.000 ppm de IBA, sin lesionado	3.33ab
T6 Testigo solución agua + alcohol, con lesionado	3.33ab
T7 4.000 ppm de IBA, con lesionado	0.67cd
T8 SEFEL, con lesionado	0.33d
T9 SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado	5.00a
T10 8.000 ppm de IBA, con lesionado	1.33cd



4.2.2.3.5 Índice de enraizamiento *Serruria florida*

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 Duncan al nivel del 5% (tabla 17).

Durante la semana 18 del ensayo, es el tratamiento 9 (Estacas subapicales de *Serruria Rosea* + SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado) el que presenta un mayor índice de enraizamiento, con un valor de 3.13. Este tratamiento es significativamente diferente al resto, exceptuando al tratamiento 0 (Estacas subapicales de *Serruria Rosea*, Testigo sin lesionado, no tratado), al 1 (Estacas subapicales de *Serruria Rosea* + Testigo solución agua + alcohol, sin lesionado) y al 6 (Estacas subapicales de *Serruria Rosea* + Testigo solución agua + alcohol, con lesionado) con los cuales no presenta diferencias significativas.

A partir de la semana 20 los valores de índice de enraizamiento para los tratamientos aplicados se mantienen constantes, salvo algunos que disminuyen o aumentan de forma ligera. Sigue sin haber diferencias significativas entre los tratamientos 0, 1 y 6, sí las hay entre estos últimos y el resto de tratamientos presentes en el ensayo.

Desde la semana 23 hasta la 26 podemos concluir en que las diferencias significativas entre los tratamientos son prácticamente las mismas. Los tratamientos 0 y 9 continúan siendo los que obtienen un mayor valor de índice de enraizamiento y presentan diferencias significativas con el resto de tratamientos (exceptuando el tratamiento 6), no así entre ellos.

En lo que hace referencia a los últimos tres conteos del proyecto, que abarcan desde la semana 29 hasta la 40, podemos concluir en que la evolución de los valores de índice de enraizamiento es prácticamente nula. Es decir, además de aparecer prácticamente todos los tratamientos con la misma letra, los valores de índice de enraizamiento se mantienen constantes y aumentan o disminuyen ligeramente según el paso de las semanas, siendo casi similares en comparación con las semanas anteriores. El ejemplo más claro de ello ocurre con el tratamiento 0, el cual presenta el mismo valor desde la semana 29 hasta la 40, 3.27a. Cabe destacar también que en esta última semana de proyecto los valores más altos continúan siendo para los tratamientos 0 y 9, los cuales no presentan diferencias significativas entre ellos, sí con los tratamientos restantes.



Tabla 17: Efecto del tratamiento sobre el índice de enraizamiento de las estacas de *Serruria florida*. Separación de medias por el método de Duncan al 5%

Semanas	Tratamientos										
	T0	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10
Semana 18	2,93a	2,53ab	1,00c	0,77c	1,20bc	1,67bc	2,43ab	1,40bc	0,63c	3,13a	1,07c
Semana 20	3,37a	2,53ab	1,07c	0,77c	1,33c	2,10b	2,67b	1,37c	0,57c	3,57a	0,93c
Semana 23	3,17a	2,07b	0,97c	0,80c	1,33bc	2,23ab	2,50ab	1,17bc	0,53c	3,43a	0,87c
Semana 26	3,13a	2,50ab	0,97c	0,73c	1,43bc	2,33b	3,17a	1,37bc	0,53c	3,40a	0,83c
Semana 29	3,27a	2,30b	1,20c	0,73c	1,47c	2,33b	2,77ab	1,43c	0,50c	3,47a	1,00c
Semana 34	3,27a	2,27b	0,93c	0,77c	1,43bc	2,57b	2,80ab	1,17c	0,37c	3,50a	1,23c
Semana 40	3,27a	2,43b	0,83c	0,60c	1,37c	2,53b	2,53b	1,20c	0,40c	3,43a	1,17c



DISCUSIÓN

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

En *Protea* ‘Grandicolor’, al final del ensayo se observa que el tratamiento T2 (4.000 ppm IBA sin lesionado) y T6 (4.000 ppm IBA con lesionado) son los que presentan mayores porcentajes de estacas con raíces trasplantables manteniéndose desde el principio hasta el final del ensayo, Los porcentajes alcanzados son del 8% para el T2 y 6.33% para el T6. A su vez se observa un comportamiento similar para el índice de enraizamiento. En un trabajo previo (Soriano B., 2017) también se estudió con tratamiento de IBA pero en concentraciones superiores de 8.000 IBA, que quizá sería la dosis recomendable para este cultivar.

Los % obtenidos de estacas con raíz trasplantable para *P. ‘Grandicolor’* resultaron ser bastante bajos, niveles no superiores al 6%, o incluso nulos para algunos tratamientos. Esto se observa en los tratamientos donde se ha empleado el enraizante orgánico SEFEL. Podría deberse a que se utilizó un material de partida con alto grado de lignificación e incluso en floración, lo cual no se considera un material adecuado para el enraizamiento de estas especies. De las referencias bibliográficas consultadas se extrae que las concentraciones de IBA utilizado en este ensayo no fueron las adecuadas. Sin embargo, en trabajos anteriores, utilizando 8.000 ppm IBA con SEFEL y peróxido de hidrógeno los % de enraizamiento fueron inferiores al 5%. Por otra parte cabe destacar que el producto orgánico SEFEL, ya probado en trabajos anteriores, no presentó un comportamiento adecuado en este estudio.

Respecto al *Leucospermum* ‘Succession II’ el desarrollo del experimento no fue adecuado. El porcentaje de estacas trasplantables de este cultivar en el presente ensayo presentó al final del mismo un total de 3,67% (T7, SEFEL con lesionado) sin diferencias significativas respecto a los restantes, el cual fue muy inferior al obtenido en el estudio de Martín-García (2004), donde alcanzó un porcentaje de enraizamiento superior al 80% utilizando un sustrato de fibra de coco-poliestireno (4:6) y 4000 ppm de IBA. En un estudio posterior de Carballo (2017), con el tratamiento SEFEL también se obtuvo un porcentaje de estacas con raíces trasplantables superior al obtenido en este ensayo (10%) y desde las 24 semanas del inicio del ensayo. En este trabajo este producto orgánico fue el que mejor comportamiento presentó.

El índice de enraizamiento presenta un nivel superior para el tratamiento T7 en este cultivar.

Finalmente respecto a *Serruria florida* se observó que los tratamientos T0 y T9 correspondientes a Testigo no tratado y SEFEL mas 4.000 ppm de IBA con lesionado respectivamente mostraron los mejores porcentajes de estacas con raíces trasplantables y de índice de enraizamiento.

Como ya se citó en su momento en este ensayo se ha usado dos testigos T0 (Testigo sin lesionado, no tratado) y T1 (Testigo solución de agua mas alcohol sin lesionado) respondiendo a las sugerencias de los técnicos de la Cooperativa Proteas La Palma, con el fin de agilizar la aplicación de los protocolos de propagación recomendados a los agricultores.



Pero es de citar que el tratamiento T9 es el que mejor porcentaje de estacas con raíces trasplantables manifestó estos resultados a partir de la semana 18. Investigadores como Ackerman et al. (1995) sugieren para la propagación de estacas de *Serruria* 10 semanas para un enraizamiento aceptable, pero podrían ser hasta 20 si las estacas se toman a finales de invierno como es nuestro caso. En este ensayo se observa, para el tratamiento T9, (SEFEL + 4.000 ppm de IBA) que desde la semana 18 se muestran los mismos valores hasta el final del mismo.



5. CONCLUSIONES

Dados los resultados obtenidos y para las condiciones en las que se realizó el ensayo se puede concluir lo siguiente:

1. El porcentaje de estacas con raíces trasplantables obtenidos para los tres ensayos resultó ser muy bajo para los tratamientos estudiados. Es de tener en cuenta que las condiciones de desarrollo de estos ensayos no son las idóneas con respecto a la temperatura/calor de fondo de las mesas de enraizamiento y humedad relativa. Esto ha hecho que el tiempo de obtención de estacas se haya prolongado con respecto a otras referencias bibliográficas consultadas.
2. Para *P. 'Grandicolor'* el tratamiento 4.000 ppm de IBA con y sin lesionado resultó ser el más adecuado para la obtención de estacas con raíces trasplantable, obteniéndose estos resultados a partir de la semana 23 desde el inicio del ensayo. Por lo tanto, en este caso la práctica del lesionado no tuvo efecto alguno.
3. Para 'Succession II' el mejor resultado se observó para el tratamiento T7 (SEFEL, con lesionado) aunque el comportamiento de este cultivar no es satisfactorio con respecto a los obtenidos en otros ensayos.
4. Desde la semana 18 hasta el final del ensayo para *Serruria* el tratamiento T9 (SEFEL + 4.000 ppm de IBA, con lesionado) resultó ser el que presentó el mayor porcentaje de estacas con raíces trasplantables, pudiendo dar por finalizado el ensayo en esa semana.

En *P. 'Grandicolor'* se sugiere que el material vegetal de partida presente un menor grado de lignificación y se utilice en un estadio anterior a la floración. Este mismo ensayo sería conveniente repetirlo con mejores condiciones de temperatura/calor de fondo y humedad relativa para conseguir un tiempo de producción de estacas enraizadas menor. Como el producto orgánico SEFEL y sus combinaciones con otros enraizantes es la primera vez que se ensaya en el Género *Serruria*, se propone realizar más estudios sobre su comportamiento como producto enraizante.



CONCLUSIONS

Given the results obtained and for the conditions in which the test was carried out, the following can be concluded:

1. The percentage of cuttings with transplantable roots obtained for the three trials turned out to be very low for the treatments studied. It must be taken into account that the development conditions of these tests are not ideal with respect to the temperature/bottom heat of the rooting tables and relative humidity. This has meant that the time for obtaining stakes has been prolonged with respect to other bibliographical references consulted.
2. For *P. 'Grandicolor'*, the 4.000 ppm IBA treatment with and without lesions turned out to be the most suitable for obtaining cuttings with transplantable roots, obtaining these results from week 23 from the start of the trial. Therefore, in this case the practice of the injured had no effect.
3. For 'Succession II' the best result was observed for treatment T7 (SEFEL, with lesions) although the behavior of this cultivar is not satisfactory with respect to those obtained in other trials.
4. From week 18 to the end of the trial for *Serruria*, treatment T9 (SEFEL + 4,000 ppm of IBA, with lesions) turned out to be the one that presented the highest percentage of cuttings with transplantable roots, being able to end the trial in that week. .

In *P. 'Grandicolor'* it is suggested that the starting plant material present a lower degree of lignification and be used in a stage prior to flowering. It would be convenient to repeat this same test with better conditions of temperature/bottom heat and relative humidity to achieve a shorter production time of rooted cuttings. As the organic product SEFEL and its combinations with other rooting agents is the first time that it has been tested in the Genus *Serruria*, it is proposed to carry out more studies on its behavior as a rooting product.



6. BIBLIOGRAFÍA

A. Ackerman, J. Ben-Jacov, G.J. Brits, D.G. Malan, J.H. Coetzee an E. Tal. 1995. The development of *Leucospermum* and *Serruria* as flowering pot plant. *Acta Horticulturae* 387: 33 - 46.

Abad, M.; NOGUERA, V.; Martínez – Herrero, M. D.; Herrero, M. A.; Formes, F.; Martínez 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 nº 6. INIA (MAPA).

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: 25 – 30.

Brits G. J., 1986a. Influence of fluctuating temperatures and H₂O₂ treatment on germination of *Leucospermum* ‘Cordifolium’ and *Serruria florida* (Proteaceae) seed.

Carballo Díaz, C., 2017. Influencia del medio de enraizamiento sobre la propagación por estaca de tallo apical de *Leucospermum* “Soil”, “Tango” y “Succession II”

Cid Ballarín, M. C. 1993. Los sustratos para la producción de plantas. *Hortifruticultura* 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, ethephon and daminozide on rooting of *Protea neriifolia* cuttings. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 104 (5): 592 – 596.

Davies, P. J. 1995. *The plants hormones: Their Nature, Occurrence, and Functions.* P.J. Davies (ed), Plant Hormones, 1 – 1 2. Kluwer Academia.

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

Dirr, M. A., 1986. The nuts and bolts of cutting propagation. *American Nurseryman.* Vol 163 (7): 54 – 64.

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

Edwards, R. A., Thomas, M. B., 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): 153 – 157.

González, A., Rodríguez, R. & Sánchez Tames, 1993. Rooting in relation to ethylene, peroxidase and polyphenol oxidases in hazelnut shorts. *Plant Physiol, Biochem.*, 31 (3), 411 – 420.

Gouws, I., G. Jacobs and D.K. Strydom. 1990. Factors affecting rooting and auxin absorption in stem cuttings of *Protea*. *Journal of Horticultural Science* 65 (1): 59 – 63.



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

Hartman, H. T. y D. E. Kester. 1989. Propagación de plantas, principios y prácticas. Compañía Editorial Continental, S. A. México.

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

Hellrigel, F. C., 1983. The nature of callus and its importance to the plant propagator. Combined Proceedings, International Plant Propagators Society, 32 : 65 – 74.

Hernández et al, 2015. XVI 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.

Howards, B. H., Harrison – Murray, R. A. & Mackenzie K. A. D., 1984 II. Rooting responses to wounding winter cuttings of ‘M23’ apple rootstock. Journal of Horticultural Science. 59 (2): 131 – 139.

Hutchinson, J. 1959. The families of flowering plants. Vol. 1. Dicotyledons Clarendon Press. Oxford.

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

Jacobs, G., J. C. Steenlamp, 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., J. C. Steenkamp, 1975. Proteas: the rooting of stem cuttings. Farming in South Africa, Series: Flowers, Ornamental Shrubs and trees, B. 3. Department of Agricultural Technical Service, Pretoria.



Johnson, 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.

Kelly, J. C., 1978. Factors involved in propagation of *Rhododendron* from cuttings. Acta Horticulturae 79 : 89 – 92.

Krisantini, S., M. Johnston, R. R. Williams and C. Beveridge. 2011. Propagation of Grevillea. <http://www.researchgate.net/publication/37617065>.

Krisantini, S., M. Johnston, R.R. Williams and C. Beveridge. 2006. Adventitious root formation in *Grevillea (Proteaceae)* an Australian native species. Scientia Horticulturae (107): 171 – 175.

Leonhardt, K., W. and Richard A. Criley. 1999. Proteaceae floral crops: Cultivar development and underexploited uses. p. 410 - 430. In: J. Janick (ed.), Perspectives on new crops and new uses. ASHS Press, Alexandria, VA.

Little, T. M., Hills, J. F. 1989. Métodos estadísticos para la investigación en la agricultura. Editorial Trillas, S. A. de C. V.

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. Dioscorides Press. Portland. Oregon.

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

Ludwing-Müller, J. 2003. Peroxidase isoenzymes as markers for the rooting ability of easy-to-root and difficult-to-root Grevillea species and cultivars of *Protea obtusifolia (Proteaceae)*. In Vitro Cellular & Developmental Biology – Plant (39): 377 – 383.

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 Horticulturae, 316: 27 – 34.

Martín García, A. C., 2004. Efecto del lesionado, IBA y medio de enraizamiento en la propagación por estacas de *Leucospermum* “Succession II”. Directores: JuanAlberto Rodríguez Pérez, María Candelaria Vera Batista y María Teresa Ramos Domínguez. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.

Martínez, F. X. y J. F. Águila, 1989. El enraizado de esquejes de plantas ornamentales. *Horticultura (93)*: 9 – 43.

Meynhardt, J. T., 1974. Propagation of Proteas, Farming in South Africa, Seres: Flowers, Ornamental Shrubs and Trees, B.2. Department of Agricultural Technical 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.

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



Pazkill, D. A. & Feldman, W. R., 1993. Optimizing rooting of Jojoba stem cutting: Effects of basal wounding, rooting medium and depth of insertion in medium. *Journal of the American Oil Chemists Society*, 70:12, 1221 – 1224.

Penningsfeld, F. y Kurzamann, P., 1983. Cultivos hidropónicos y en turba. Mundi – Prensa. 2ª Edición. Madrid.

Rebello, T., 1995. *Sasol Proteas: A Field Guide to the Proteas of Southern Africa.* Fernwood Press in association with the National Botanical Institute.

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

Robbins, J. A., J. Kays S. & Dirr, M. A., 1983. Enhanced rooting of wounded mungs bean cuttings by wounding and ethephon. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 108 (2): 325 – 329.

Robledo, F. y Martín, L., 1988. Aplicación de los plásticos en la agricultura. Ediciones Mundi – Prensa. Madrid.

Rodríguez Pérez, J. A., M. C. Vera Batista, A. M. de León Hernández and I. Rodríguez Hernández. 2011. Use of proleptic shoots in the cutting propagation of *Protea* ‘Susara’ (*Proteaceae*). *Spanish Journal of Agricultural Research* 9 (2): 565 – 569.

Rodríguez Pérez, J.A. 2014. Propagación de próteas sudafricanas. Libro electrónico. Amazon.

Rodríguez Pérez, J. A., 1989. Introducción, estudio y evaluación de próteas para flor cortada en la isla de Tenerife. Tesis doctoral. Facultad de biología. Universidad de La Laguna.



Rodríguez Pérez, J. A., 1992. Propagation by leaf bud cuttings of *Leucadendron* 'Safari Sunset', *Leucospermum cordifolium*, *Leucospermum patersonii* and *Protea obtusifolia*. *Acta Horticulturae*, 316: 35 – 45.

Rodríguez Pérez, J. A., M. C. Vera, A. M. León, 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.

Rosseau, G. G., 1966. Proteas can be grafted. *Farming in South Africa* 42 (6): 53 – 55.

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

Rourke, J. P., 1982. *The proteas of southern Africa*. Centaur Publishers (Pty) Ltd. Johannesburg.

Rumbal, J. M., 1977. Aspect of propagation hygiene. *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'.

Van Den Heede, A. A., 1981. *El estaquillado*. Ediciones Mundi – Prensa. Madrid.

Vera Batista, M. C., 2016. Contribución al conocimiento de la propagación por estaca de algunas especies y cultivares de próteas. Directores: Juan Alberto Rodríguez Pérez, María del Carmen Alfayete Casañas e Ignacio Frías Viera. Universidad de La Laguna.

Vogts, M.M. 1982. *South Africa's Proteaceae, know them and grow them*. C. Struik (Pty) Ltd. Cape Town. South Africa.



Wells, J. S., 1962. Wounding cuttings as a comercial practices. Combined Proceeding International Plant Propagators Society. 12:47 – 121

Worrall, 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.



7. ANEJO FOTOGRÁFICO



Imagen 25: Estacas de *P.* 'Grandicolor'



Imagen 26: Estacas de *Leucospermum* 'Succession II'



Imagen 27: Estacas de *Serruria florida*



Imagen 28: Estaca de *Serruria florida* trasplantada a campo



Imagen 29: Plantación de *Leucospermum* y *Serruria florida* en el municipio de Breña Alta, La Palma



Imagen 30: Depósito de fabricación de SEFEL



**Escuela Politécnica
Superior de Ingeniería**
Universidad de La Laguna