

Propagación vegetativa de
Allagopappus canariensis
utilizando dos sustratos, dos tipos de estaca
y reguladores de crecimiento



Eva Farrais Cabrera

San Cristóbal de La Laguna, julio 2020

**AUTORIZACIÓN DEL TRABAJO FIN DE GRADO
POR SUS DIRECTORES**
CURSO.....19.../.....20...

DIRECTOR – COORDINADOR: MARÍA CANDELARIA VERA BATISTA
DIRECTOR: JOSÉ MARÍA GONZÁLEZ ARRUTI
.....

como Director/es del alumno/a... Eva Ferrais Cabrera

en el TFG titulado: Propagación vegetativa de *Allagopappus canariensis*
utilizando dos sustratos, dos tipos de estaca y reguladores de crecimiento

nº 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 28 de junio de 2020

Fdo:.....

(Firma de los directores)

SR. PRESIDENTE DE LA COMISIÓN DE TRABAJO FIN DE GRADO

Página 1 de 1

IMPRESO P06

Este documento incorpora firma electrónica, y es copia auténtica de un documento electrónico archivado por la ULL según la Ley 39/2015.
La autenticidad de este documento puede ser comprobada en la dirección: <https://sede.ull.es/validacion/>

Identificador del documento: 2595709 Código de verificación: QD4cCHEU

Firmado por: María Candelaria Vera Batista
UNIVERSIDAD DE LA LAGUNA

Fecha: 28/06/2020 20:29:34

1 / 1

Este documento incorpora firma electrónica, y es copia auténtica de un documento electrónico archivado por la ULL según la Ley 39/2015.
La autenticidad de este documento puede ser comprobada en la dirección: <https://sede.ull.es/validacion/>

Identificador del documento: 2595725 Código de verificación: tgcdQA3v

Firmado por: José María González Arruti
UNIVERSIDAD DE LA LAGUNA

Fecha: 28/08/2020 20:48:24

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, me gustaría agradecer a mi tutora, María Candelaria, el haberme ayudado a enfocar y organizar adecuadamente el proyecto. Me ha sabido guiar en todo momento facilitándome nuevas referencias que me han sido de gran ayuda para el trabajo. Quiero mostrar también mi agradecimiento a la Escuela Politécnica Superior de Ingeniería Sección Agraria por haberme facilitado los medios necesarios para la realización de este Trabajo Final de Grado ya que, de no ser así, no me habría sido posible disponer de los medios e instalaciones que me han ayudado a desarrollar el estudio.

Me gustaría dar las gracias de modo particular a Chema por la ayuda prestada en la investigación, por su dedicación, trabajo y esfuerzo para proporcionarme las fuentes de información y algunos conocimientos sobre el tema tratado en mi proyecto. Gracias también por ayudarme a superar muchas de las barreras que me he encontrado en el camino.

Quiero expresar mi gratitud a mi familia en especial a mis padres Domingo y Rosi que sin su apoyo, dedicación y sacrificio esto no hubiera sido posible. Gracias por acompañarme siempre y no soltarme nunca de la mano.

A mi pareja Brian, a mis compañeros de carrera, a mis amigos de siempre, gracias por estar ahí en todo momento, un apoyo moral muy importante, ayudándome a superar los obstáculos que un trabajo de tal envergadura lleva consigo.

Y por último, pero no por ello menos importante a los todos mis profesores, por su ayuda y dedicación, mostrándome siempre su apoyo en todo momento, me llevo grandes recuerdos en mi corazón.

¡Muchas Gracias!



ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN	15
2. OBJETIVOS	20
3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	22
3.1. Revisión botánica	23
3.1.1. Clasificación taxonómica	23
3.1.2. Familia Compositae (Asteraceae).....	24
3.1.2.1. Distribución y ecología	24
3.1.3. Tribu Inuleae.....	25
3.1.3.1. Género <i>Allagopappus</i>	26
3.1.3.1.1. Distribución insular por especies y ecología.....	26
3.1.4. Especie <i>Allagopappus canariensis</i>	28
3.1.4.1. Nomenclatura	28
3.1.4.2. Diferenciación morfológica de la especie.....	29
3.1.4.3. Distribución y ecología	30
3.1.5. Especie <i>Allagopappus viscosissimus</i>	31
3.1.5.1. Nomenclatura	31
3.1.5.2. Diferenciación morfológica de la especie.....	31
3.1.5.3. Distribución y ecología	32
3.1.6. Cultivo y mantenimiento	34
3.2. Propagación vegetativa	35
3.2.1. Propagación por estacas.....	37
3.2.1.1. Tipos de estacas	37
3.2.1.1.1. Estacas de tallo	37
3.2.1.1.2. Estacas de raíz	40
3.2.1.1.3. Estacas de hoja	40
3.2.1.1.4. Estacas de hoja y yema.....	41

3.2.2.	El callo y su implicación en la formación de raíces adventicias	41
3.2.3.	Condiciones que deben tener las plantas madre	42
3.2.3.1.	Selección y preparación de estacas	43
3.2.3.1.1.	Época y momento de corte	43
3.2.3.1.2.	Zona de la rama a seleccionar	45
3.2.3.1.3.	Corte y tamaño de las estacas	46
3.2.3.1.4.	Deshojado de la estaquilla	47
3.2.3.1.5.	Lesionado	48
3.2.4.	Factores ambientales que afectan al enraizamiento de las estacas	48
3.2.4.1.	Humedad relativa y disponibilidad de agua en el sustrato	49
3.2.4.2.	Luz	50
3.2.4.3.	Temperatura	51
3.2.4.4.	Aireación	53
3.2.5.	Utilización de cubiertas de protección	54
3.2.6.	Medio de enraizamiento	55
3.2.6.1.	Turba	56
3.2.6.2.	Poliestireno	58
3.2.6.3.	Piroclastos (picón)	59
3.2.6.4.	Tierra	59
3.2.7.	Reguladores de crecimiento	61
3.2.7.1.	Auxinas	62
4.	MATERIAL Y MÉTODOS	66
4.1.	Generalidades	67
4.2.	Ensayo I: Propagación vegetativa utilizando dos tipos de sustratos (tierra - picón y turba - poliestireno) y dos tipos de estaca (terminal y subterminal)	76
4.3.	Ensayo II: Propagación vegetativa con reguladores de crecimiento	77
5.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	80

5.1. Ensayo I	81
5.1.1. Evolución de los tratamientos.....	81
5.1.1.1. Tratamiento 1: Tierra más picón y estaca terminal.....	81
5.1.1.2. Tratamiento 2: Tierra más picón y estaca subterminal	83
5.1.1.3. Tratamiento 3: Turba más poliestireno y estaca terminal	85
5.1.1.4. Tratamiento 4: Turba más poliestireno y estaca subterminal	87
5.1.2. Comparación de los tratamientos durante el ensayo I.....	89
5.1.2.1. Estacas muertas	89
5.1.2.2. Estacas sin callo	92
5.1.2.3. Estacas con callo	93
5.1.2.4. Estacas enraizadas no trasplantables.....	95
5.1.2.5. Estacas enraizadas trasplantables.....	96
5.1.2.6. Estacas enraizadas (raíces no trasplantables + trasplantables) ...	100
5.1.2.7. Índice de enraizamiento ensayo I.....	103
5.2. Ensayo II	106
5.2.1. Evolución de los tratamientos.....	106
5.2.1.1. Tratamiento 1: Testigo	106
5.2.1.2. Tratamiento 2: AIB 1000 ppm.....	108
5.2.1.3. Tratamiento 3: AIB 2000 ppm.....	110
5.2.1.4. Tratamiento 4: Hormon L	112
5.2.1.5. Tratamiento 5: HormoGreen SL-2.....	114
5.2.2. Comparación de los tratamientos	116
5.2.2.1. Estacas muertas	116
5.2.2.2. Estacas sin callo	119
5.2.2.3. Estacas con callo	120
5.2.2.4. Estacas enraizadas no trasplantables.....	121
5.2.2.6. Estacas enraizadas trasplantables.....	122
5.2.2.7. Estacas enraizadas (raíces no trasplantables + trasplantables) ...	125
5.2.2.8. Índice de enraizamiento ensayo II	127
5.3. Comparación del tratamiento turba-poliestireno y estaca terminal en el ensayo I y II	129
5.3.1. Estacas muertas.....	129

5.3.2. Estacas enraizadas no trasplantables	130
5.3.3. Estacas enraizadas trasplantables	130
5.3.4. Estacas enraizadas (raíces no trasplantables + trasplantables)	131
5.3.5. Índice de enraizamiento	132
5.3.6. Análisis estadístico	133
5.3.7. Discusión	134
6. CONCLUSIONES	136
7. BIBLIOGRAFÍA	141
8. ANEXOS.....	150
8.1. Anexo 1: TEMPERATURAS DIARIAS	151
8.2. Anexo 2: VARIABLES. PARÁMETROS DESCRIPTIVOS	1513

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Distribución insular de <i>Allagopappus canariensis</i> en el Archipiélago Canario.....	27
Figura 2: Distribución insular de <i>Allagopappus viscosissimus</i> en el Archipiélago Canario.....	27
Figura 3: <i>Allagopappus canariensis</i> , ejemplar en su hábitat natural.....	29
Figura 4: <i>Allagopappus canariensis</i> , detalle de la inflorescencia.	29
Figura 5: Mapa de presencia de <i>Allagopappus canariensis</i>	30
Figura 6: <i>Allagopappus viscosissimus</i> , ejemplar en su hábitat natural.	31
Figura 7: <i>Allagopappus viscosissimus</i> , detalle de la inflorescencia.....	32
Figura 8: Mapa de presencia de <i>Allagopappus viscosissimus</i>	32
Figura 9: <i>Allagopappus dichotomus</i> Cass. Lámina antigua con dibujos a plumilla.....	33
Figura 10: Bolsa de turba con detalle del sustrato.....	57
Figura 11: Bolsa de poliestireno con detalle del sustrato.....	58
Figura 12: Escuela Politécnica Superior de Ingeniería sección Agraria	67
Figura 13: Ubicación de las plantas madre	68
Figura 14: Recogida del material vegetal.....	68
Figura 15: Medición de estaca	68
Figura 16: Corte de estaca subterminal	69
Figura 17: Bloque de estacas terminales preparados.....	69
Figura 18: Bandejas de cultivo.....	69
Figura 19: Desinfección de bandejas de cultivo.....	69
Figura 20: Bandeja de cultivo con la capa de drenaje	70
Figura 21: Bandejas con sustrato: picón y tierra (3:2)	70
Figura 22: Bandeja con sustrato: poliestireno y turba (3:2)	70
Figura 23: Realización de orificio para la plantación de la estaca	70
Figura 24: Plantación de estaca.....	70
Figura 25: Ubicación del umbráculo. Fotografía aérea.....	71
Figura 26: Vista del exterior del umbráculo, entrada principal.....	71
Figura 27: Cama caliente.....	72
Figura 28: Termómetro de máximas y mínimas	72
Figura 29: Diseño estadístico de bloques al azar (ensayo I)	76
Figura 30: Bandejas de cultivo en la cama caliente plantadas y etiquetadas (ensayo I)	77
Figura 31: Diseño estadístico de bloques al azar (ensayo II)	78
Figura 32: Aplicación de regulador de crecimiento en la base de la estaca	79

Figura 33: Aplicación de regulador de crecimiento en polvo en la base de la estaca	79
Figura 34: Bandejas de cultivo en la cama caliente plantadas y etiquetadas (ensayo II)	79
Figura 35: Evolución del tratamiento 1 durante el ensayo I.....	82
Figura 36: Evolución del tratamiento 2 durante el ensayo I.....	84
Figura 37: Evolución del tratamiento 3 durante el ensayo I.....	86
Figura 38: Evolución del tratamiento 4 durante el ensayo I.....	88
Figura 39: Porcentaje de estacas muertas por tratamiento a lo largo del ensayo I.....	89
Figura 40: Porcentaje de estacas sin callo por tratamiento a lo largo del ensayo I	93
Figura 41: Porcentajes de estacas con callo por tratamiento a lo largo del ensayo I.....	94
Figura 42: Porcentaje de estacas con raíces no trasplantables por tratamiento a lo largo del ensayo I	96
Figura 43: Porcentaje de estacas con raíces trasplantables por tratamiento a lo largo del ensayo I	97
Figura 44: Porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento a lo largo del ensayo I.....	101
Figura 45: Evolución del tratamiento 1 durante el ensayo II	107
Figura 46: Evolución del tratamiento 2 durante el ensayo II	109
Figura 47: Evolución del tratamiento 3 durante el ensayo II	111
Figura 48: Evolución del tratamiento 4 durante el ensayo II	113
Figura 49: Evolución del tratamiento 5 durante el ensayo II	115
Figura 50: Porcentaje de estacas muertas por tratamiento a lo largo del ensayo II.....	117
Figura 51: Porcentaje de estacas sin callo por tratamiento a lo largo del ensayo II	119
Figura 52: Porcentaje de estacas con callo por tratamiento a lo largo del ensayo II	120
Figura 53: Porcentaje de estacas enraizadas no trasplantables por tratamiento a lo largo del ensayo II	121
Figura 54: Porcentaje de estacas enraizadas trasplantables por tratamiento a lo largo del ensayo II	123
Figura 55: Porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento a lo largo del ensayo II	126
Figura 56: Porcentaje de estacas muertas del tratamiento en cada ensayo.....	129
Figura 57: Porcentaje de estacas enraizadas no trasplantables del tratamiento en cada ensayo	130
Figura 58: Porcentaje de estacas enraizadas trasplantables del tratamiento en cada ensayo	131
Figura 59: Porcentaje de estacas enraizadas trasplantables más no trasplantables del tratamiento en cada ensayo.....	132
Figura 60: Índice de enraizamiento del tratamiento en cada ensayo.....	133
Figura 61: Temperaturas durante el ensayo I	151
Figura 62: Temperaturas durante el ensayo II.....	154

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1:	Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas muertas I.....	90
Tabla 2:	ANOVA univariante de dos factores (sustrato y estaca) para el porcentaje de estacas muertas I en la semana 4. Efecto de la interacción.....	91
Tabla 3:	Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas enraizadas trasplantables I.	98
Tabla 4:	ANOVA univariante de dos factores (sustrato y estaca) para el porcentaje de estacas enraizadas trasplantables I en la semana 12. Efecto de la interacción..	98
Tabla 5:	Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas enraizadas I.....	102
Tabla 6:	ANOVA univariante de dos factores (sustrato y estaca) para el porcentaje de estacas enraizadas I en la semana 12. Efecto de la interacción.....	102
Tabla 7:	Índice de enraizamiento I. Medias obtenidas para cada tratamiento y su significación tras aplicar el test de rangos múltiples de Duncan.....	104
Tabla 8:	ANOVA univariante de dos factores (sustrato y estaca) para el índice de enraizamiento I en la semana 12. Efecto de la interacción.....	105
Tabla 9:	Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas muertas I.....	118
Tabla 10:	Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas enraizadas trasplantables II.....	123
Tabla 11:	Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas enraizadas II.....	127
Tabla 12:	Índice de enraizamiento II. Medias obtenidas para cada tratamiento y su significación tras aplicar el test de rangos múltiples de Duncan	128
Tabla 13:	Comparación tratamiento común ensayo I y II. Prueba U de Mann-Whitney (% estacas muertas, % enraizadas trasplantables y % enraizadas totales) Prueba T de Student (índice de enraizamiento).....	133
Tabla 14:	Temperaturas durante el ensayo I.....	151
Tabla 15:	Temperaturas durante el ensayo II.....	154
Tabla 16:	Porcentaje de estacas muertas ensayo I. Parámetros descriptivos.....	157
Tabla 17:	Porcentaje de estacas sin callo ensayo I. Parámetros descriptivos.....	158

Tabla 18:	Porcentaje de estacas con callo ensayo I. Parámetros descriptivos.....	159
Tabla 19:	Porcentaje de estacas con raíz trasplantable ensayo I. Parámetros descriptivos.....	160
Tabla 20:	Porcentaje de estacas enraizadas ensayo I. Parámetros descriptivos.....	161
Tabla 21:	Índice de enraizamiento ensayo I. Parámetros descriptivos.....	162
Tabla 22:	Porcentaje de estacas muertas ensayo II. Parámetros descriptivos.....	163
Tabla 23:	Porcentaje de estacas sin callo ensayo II Parámetros descriptivos.....	164
Tabla 24:	Porcentaje de estacas con callo ensayo II. Parámetros descriptivos.....	165
Tabla 25:	Porcentaje de estacas con raíz trasplantable ensayo II. Parámetros descriptivos	166
Tabla 26:	Porcentaje de estacas enraizadas ensayo II. Parámetros descriptivos.....	167
Tabla 27:	Índice de enraizamiento ensayo II. Parámetros descriptivos.....	168

Título: Propagación vegetativa de *Allagopappus canariensis* (Willd.) Greuter, utilizando distintos sustratos, tipos de estaca y reguladores del crecimiento

Autores: Farrais-Cabrera, E., González-Arruti, J. M., Vera-Batista, M.C.

Palabras clave: Estaca terminal, estaca subterminal, poliestireno, turba, picón, AIB, ANA

Resumen:

La generalización de los problemas medioambientales causados por la introducción intencionada o accidental de especies exóticas invasoras ha provocado un creciente interés por el uso de especies autóctonas en jardinería. Entre las numerosas especies endémicas del Archipiélago Canario encontramos muchos ejemplos con gran interés ornamental, como las ‘madamas de risco’, nombre con que se conoce a las dos especies del género, también endémico, *Allagopappus*. Estos pequeños arbustos de la gran familia de las compuestas destacan por su bella floración y rusticidad de cultivo, así como por los diferentes usos paisajísticos de los que pueden ser objeto.

Se decidió realizar este estudio con la intención de ampliar los conocimientos sobre la propagación vegetativa de una de las dos especies, *A. canariensis* (Willd.) Greuter. Se analizó, en un primer ensayo, la respuesta al enraizamiento de dos tipos de estaca, terminal y subterminal, utilizando dos clases de sustrato, tierra-picón (2:3) y turba-poliestireno (2:3). En un segundo estudio se decidió comparar el efecto sobre la inducción radicular de diferentes tratamientos promotores del enraizamiento: ácido indolbutírico 1000 ppm y 2000 ppm junto con dos productos enraizantes comerciales. Se utilizaron el tipo de sustrato y de estaca más favorables del primer ensayo (turba-poliestireno 2:3 y estaca terminal). Para ambos ensayos se cortaron estacas con una longitud entre 6 y 10 cm, obtenidas de plantas madre cultivadas en los jardines de las instalaciones.

La duración de cada ensayo, desarrollados entre otoño e invierno, fue de 12 semanas realizándose conteos cada 14 días a partir de la semana 4 para cuantificar diferentes variables y calcular un índice de enraizamiento de calidad radicular.

El tratamiento con turba y poliestireno (2:3) como sustrato y estaca de tipo terminal resultó ser el más favorable para el enraizamiento con un porcentaje del 81,67% de estacas enraizadas, de las cuales el 51,67 % resultaron trasplantables. Respecto a la aplicación de reguladores de crecimiento, los mejores resultados se obtuvieron aplicando diluciones de 1000 y 2000 ppm de AIB preparadas en laboratorio obteniendo porcentajes de enraizamiento del 81,67% (65% trasplantables) y del 71,67% (61,67% trasplantables) respectivamente.

Title: Vegetative propagation of *Allagopappus canariensis* (Willd.) Greuter, using different substrates, types of cuttings and growth regulators

Authors: Farrais-Cabrera, E., González-Arruti, J. M., Vera-Batista, M.C.

Key words: Terminal cutting, subterminal cutting, polystyrene, peat, pyroclast, IBA, NAA

Abstract:

The spread of environmental problems caused by the intentional or accidental introduction of invasive alien species has sparked growing interest in the use of indigenous species in gardening. Among the endemic species of the Canary archipelago we find many examples with great ornamental interest, such as the 'madamas de risco', name by which the two species of the genus, also endemic, *Allagopappus* are known. These small shrubs of the large family of composite include for their beautiful flowering and cultivation rusticity, as well as for the different landscaping uses that they may be subject to.

This study was carried out with the intention of expanding the knowledge on the vegetative propagation of one of the two species, *A. canariensis* (Willd.) Greuter. In a first trial, the response to rooting of two types of cuttings, terminal and subterminal, was analysed using two classes of substrate, earth-pyroclast (2:3) and peat-polystyrene (2:3). A second study will compare the effect on root induction of different root-stimulating treatments: indolebutyric acid 1000 ppm and 2000 ppm along with two commercial rooting products. The most favourable type of substrate and stake from the first trial (2:3 peat-polystyrene and terminal stakes) was used. For both tests, cuttings with a length between 6 and 10 cm were cut, obtained from mother plants growing in the gardens of the facilities.

The duration of each trial, which were carried out between autumn and winter, was 12 weeks, with counting's every 14 days starting the fourth week, to quantify different variables and calculate a root quality index.

The treatment with peat and polystyrene (2:3) as substrate and terminal type stake was found to be the most favourable for rooting with an 81.67% percentage of rooted cuttings, of which 51.67% were transplantable. Regarding the application of growth regulators, the best results were obtained by applying dilutions of 1000 and 2000 ppm of IBA prepared in the laboratory, obtaining rooting percentages of 81.67% (65% transplantable) and 71.67% (61.67% transplantable) respectively.

1. INTRODUCCIÓN



La familia Asteraceae, también conocida como Compositae, es una de las familias botánicas más grandes; está compuesta por más de 1.620 géneros y 23.600 especies de hierbas, arbustos y árboles distribuidos por todo el mundo.

Muchos géneros de compuestas tienen especies utilizadas de forma habitual en jardinería como los crisantemos, los cosmos, las dalias, las caléndulas o los claveles de moro (*Tagetes patula*); otros son hierbas adventicias como el diente de león (*Taraxacum officinale*) o los cardos (*Carduus ssp.*); algunos géneros tienen importancia económica al ser cultivos alimenticios, como la alcachofa (*Cynara scolymus*), la lechuga (*Lactuca sativa*) o la endibia (*Cichorium endivia*); de otros como el cártamo (*Carthamus tinctorius*) y el girasol (*Helianthus annuus*) se aprovechan sus semillas para la producción de aceites.

La familia de las compuestas está muy bien representada en la flora del Archipiélago Canario. Algunos géneros autóctonos de interés ornamental son además endémicos de las Islas, como *Vieraea* (1 especie), *Gonospermum* (7 especies), *Babcockia* (1 especie) y *Allagopappus* (2 especies). Otros, sin ser géneros exclusivos de Canarias, presentan un alto grado de endemidad a nivel específico: *Sonchus* (cerrajones), *Cheirolophus* (cabezones), *Pericallis* (flores de mayo), *Asteriscus* (botoneras) o *Argyranthemum* (magarzas) todos ellos con gran potencial ornamental.

Allagopappus, género endémico de las islas Canarias, consta de dos especies *A. canariensis* y *A. viscosissimus*. El origen de este género endémico canario es incierto. Al parecer, algunos análisis filogenéticos a partir de ADN ribosómico revelan un alto grado de parentesco con otros géneros de distribución netamente mediterránea. Este hallazgo sugiere que *Allagopappus* puede representar un antiguo linaje que encontró refugio en las islas Canarias después de los principales cambios climáticos y / o geológicos acaecidos en la cuenca del Mediterráneo al final del Terciario (Ortega, F. *et al.*, 2001).

Por otro lado, el uso ornamental de plantas nativas presenta ciertas ventajas frente al de especies alóctonas. Dichas ventajas han sido descritas y divulgadas en los últimos años, figurando entre ellas su mejor adaptación, en la mayoría de ocasiones, a las condiciones climáticas y edáficas locales, lo que permite unos requerimientos

inferiores de agua y fertilizantes (Slattery *et al.*, 2003; citado por Hernández, 2015). En muchos casos, las plantas autóctonas son también más resistentes al ataque de plagas y enfermedades, por lo que requieren un menor uso de pesticidas (Taverner *et al.*, 2006; Schellhorn, 2007; citado por Hernández, 2015). En lo que concierne a la especie objeto de nuestro trabajo, *Allagopappus canariensis*, se considera, en terminos generales, como de alta resistencia al ataque de plagas. Hay estudios que confirman que *Allagopappus dichotomus* (sinónimo de *A. canariensis*), no es una planta hospedadora de trips como *Frankliniella occidentalis* o *Heliethrips haemorrhoidalis* (Scott *et al.*, 2011).

El empleo de plantas autóctonas o nativas ayuda también a preservar el equilibrio de los ecosistemas naturales cercanos (Slattery *et al.*, 2003; citado por Hernández, 2015). Una de las ventajas del uso ornamental de la flora endémica es el establecimiento de nuevas poblaciones dentro de su área de distribución, permitiendo en algunos casos salvaguardar ciertos taxones en peligro de desaparición o que han visto reducidas sus poblaciones naturales (Lucia *et al.*, 1990; citado por Hernández, 2015). En otros casos se favorece la dispersión de los taxones cultivados a los espacios degradados de sus proximidades, propiciando una regeneración paisajística de los mismos, como ocurre en las plantaciones efectuadas junto a las carreteras.

También se debe considerar que un manejo ornamental inadecuado de la flora endémica genera riesgos para la diversidad genética de las poblaciones naturales (Hernández, 2015). En todos los casos es importante recolectar el material vegetal para la propagación a partir de un número elevado de plantas donantes, lo cual permite obtener individuos para el cultivo con una mayor diversidad genética. Por otra parte, se debe intentar que las plantas donantes procedan de poblaciones cercanas a las zonas que se pretende ajardinar para evitar alterar su diversidad genética en el caso de que se produjera flujo genético entre las plantas ajardinadas y las de las poblaciones naturales, lo cual podría comprometer la supervivencia de estas últimas; esto es especialmente importante en taxones con pocas poblaciones y/o un reducido número de individuos.

La utilización de las especies del género *Allagopappus* requiere un especial cuidado por el riesgo de hibridación que podría existir entre ellas o con especies

filogenéticamente cercanas, en muchos casos, geográficamente próximas (Hernández, 2015).

Al margen de este condicionante, ambas especies tienen un gran interés ornamental, siendo plantas idóneas para su uso en jardinería. Son adecuadas para formar macizos de flor o como plantas cobertoras dado su porte extendido. Por sus hábitos rupícolas resultan interesantes para su utilización en rocallas. También son plantas idóneas para ser cultivadas en macetas y jardineras.

Además del indudable interés ornamental, las dos especies de *Allagopappus* podrían tener aplicaciones en el campo de la salud. Como resultado de diferentes estudios experimentales se han aislado numerosas sustancias fitoquímicas cuyas utilidades, en muchos casos, está aún por descubrir (González *et al.*, 1992). Un ejemplo son los estudios de estructura-actividad de fenilbenzopironas donde se identifican derivados de betuletol como agentes antitumorales que son extraídos de especies del género *Allagopappus* al igual que de otros miembros de la misma subtribu (Rubio *et al.*, 2006).

Las especies del género *Allagopappus* se reproducen de forma natural por semillas, pero la multiplicación asexual es también viable en vivero (Hernández, 2015). Este sistema de propagación presenta la ventaja de poder obtener gran cantidad de individuos con alto grado de uniformidad y en un menor tiempo. Según el mismo autor, el tiempo de enraizamiento es más corto siempre que utilicemos esquejes tiernos.

En la propagación vegetativa utilizando estacas el enraizamiento de las mismas está muy influenciado por las condiciones medioambientales en las que se realice y es necesario controlarlas ya que un desajuste podría conducir al fracaso total (Loach, 1988). Las condiciones que favorecen el proceso de enraizamiento son fundamentalmente una elevada humedad relativa ambiental, adecuada temperatura del sustrato y del aire, buena aireación y disponibilidad de agua en el sustrato, renovación del aire en el entorno de las estacas y correcta iluminación de las mismas. Todos los factores mencionados son importantes, pero es de vital importancia el control de la humedad ambiental que rodea la estaca ya que de ello depende en parte el éxito o el fracaso de la propagación (Hartman *et al.*, 1990).

Además de asegurando unas condiciones medioambientales óptimas, el porcentaje de enraizamiento de las estacas se puede aumentar haciendo uso de una serie de técnicas adicionales, tanto físicas como químicas, como la aplicación de reguladores de crecimiento.

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, la concentración y el 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).

Muchas compuestas presentan además mecanismos naturales de autoincompatibilidad como estrategia para favorecer la fecundación cruzada. Como consecuencia, a veces podemos encontrar problemas para recoger semillas viables de determinadas especies al aparecer muchos capítulos con flores no fecundadas. Este hecho ha sido constatado por Hernández (2015) en el caso de la especie *Allagopappus viscosissimus*.

Al no haber encontrado estudios publicados de propagación vegetativa de la especie *Allagopappus canariensis*, se ha procedido a realizar un ensayo con la intención de obtener mayor información sobre la reproducción asexual de la misma. Se pretende estudiar cuál es el tipo de estaca más adecuado y el sustrato más idóneo para este fin, analizando el comportamiento frente a la aplicación de diferentes tratamientos con reguladores de crecimiento, todo ello encaminado a mejorar el porcentaje de estacas enraizadas y la calidad de sus raíces.

2. OBJETIVOS



Los objetivos que se persiguen con este Trabajo de Fin de Grado son los que se describen a continuación:

1. Determinar qué tipo de estaca (terminal o subterminal) ofrece mejores resultados en la propagación vegetativa de *Allagopappus canariensis*.
2. Estudiar qué sustrato es el más idóneo para obtener un óptimo desarrollo radicular, así como una buena calidad del mismo.
3. Ensayar diferentes tipos de reguladores de crecimiento con el objetivo de mejorar la capacidad de enraizamiento y reducir el tiempo de formación de raíces.

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA



3.1. Revisión botánica

3.1.1. Clasificación taxonómica

Según la información proporcionada por la base de datos de biodiversidad euromediterránea Euro+Med, el esquema taxonómico en el que se encuadran las dos especies del género *Allagopappus* es el siguiente:

Reino: Plantae

División: Tracheophyta

Subdivisión: Spermatophytina

Clase: Magnoliopsida

Orden: Asterales

Familia: Compositae Giseke (Asteraceae Bercht. & J. Presl)

Tribu: Inuleae Cass.

Género: *Allagopappus* Cass.

Especie: *Allagopappus canariensis* (Willd.) Greuter

Especie: *Allagopappus viscosissimus* Bolle

3.1.2. Familia Compositae (Asteraceae)

Familia que comprende especies de casi todas las formas biológicas, desde terófitos a pequeños fanerófitos, incluyendo algunas suculentas y lianas; en determinados grupos de especies es característica la presencia de tubos laticíferos, conteniendo un jugo lechoso que fluye cuando se les causa heridas. Las hojas son simples o más raramente compuestas, casi siempre alternas, aunque en algún caso se disponen opuestas, verticiladas o en roseta basal y carecen de estípulas. Las flores (flósculos), son epíginas; típicamente aparecen reunidas en capítulos, inflorescencias que asemejan una flor simple, y suelen ser hermafroditas o algunas estériles, femeninas o funcionalmente masculinas. El perianto está normalmente constituido por una corola, que puede ser bien actinomorfa o tubular, con 4(5) dientes, bien zigomorfa y ligular, ya que el cáliz falta o está muy reducido durante la floración, haciéndose frecuentemente acrescente para transformarse en un penacho de pelos, cerdas o escamas (vilano) que acompañan al fruto. Los estambres, generalmente en número de 5, se insertan en el tubo de la corola y sus anteras se encuentran soldadas formando un cilindro hueco a través del cual se desarrolla el alargado estilo que remata en dos ramas estigmáticas. El gineceo es ínfero y consta de dos carpelos soldados en un ovario unilocular, que suele estar coronado por un disco nectarífero y encierra un solo primordio seminal. Los frutos son casi siempre cipselas, cuya única semilla contiene un embrión recto con reservas oleaginosas, sin endosperma o con este muy reducido (Fernández *et al.*, 2004).

3.1.2.1. Distribución y ecología

El origen de esta familia parece encontrarse en el antiguo continente Gondwana, al sur de la actual Sudamérica, concretamente en la región al norte de La Patagonia. Los primeros ancestros probablemente aparecieron entorno al Eoceno Medio y Superior (Lundberg, 2009). Su distribución es cosmopolita, estando representada en todos los continentes excepto la Antártida (Stevens, 2001). Las compuestas ocupan hábitats diversos, desde el nivel del mar hasta el límite altitudinal de la alta montaña. La mayor diversidad se halla en zonas tropicales, subtropicales y templadas; abundan en biomas de montaña y en regiones áridas y semiáridas.

3.1.3. Tribu Inuleae

La gran familia de las compuestas (Asteraceae) se subdivide taxonómicamente en diferentes tribus. La especie objeto del ensayo, *Allagopappus canariensis*, como integrante del género *Allagopappus*, forma parte de la tribu Inuleae, que comprende unos 66 géneros y 687 especies. Según la monografía publicada por Anderberg y Eldenäs (2007), este complejo taxón engloba tanto árboles como arbustos, subarbustos así como plantas herbáceas vivaces o anuales. Hay presencia de tubos resiníferos en algunas especies, pero sin fibras en el floema. Carecen de tubos laticíferos, tan característicos de otros géneros de compuestas (*Sonchus*, *Lactuca*, etc.) Se pueden encontrar diferentes morfologías e inserciones foliares así como variados tipos florales y coloración de los pétalos. Las brácteas involucrales, de naturaleza herbácea o cartilaginosa, aparecen dispuestas normalmente en muchas filas. Las cipselas (frutos) suelen ser aplanadas en algunas especies.

Esta tribu tiene una distribución predominantemente euroasiática pero también africana, extendiéndose en esta área principalmente por el este y sur del continente. Sin embargo, algunos géneros, como *Pluchea*, son mucho más cosmopolitas.

Desde el punto de vista evolutivo se suele considerar tradicionalmente un taxón monofilético y muy cercano a la tribu Heliantheae (Kim and Jansen, 1995). No obstante, existen discrepancias al respecto y algunos autores consideran que podría separarse en dos tribus diferentes, Inuleae *s.str.* y Plucheeae (Anderberg 1989, 1991b, 1991c).

Por otra parte, Bayer y Starr (1998) deducen que Inuleae es un clado basal dentro de la subfamilia Asteroideae, teniendo por tanto un origen bastante antiguo.

La tribu Inuleae se encuentra bien representada en la biodiversa flora canaria. Además de las dos especies del género *Allagopappus* podemos encontrar otras cuantas especies nativas, pertenecientes a varios géneros (BDBC, 2020):

Pallenis (3 especies)

Dittrichia (1 especie)

Vieria (1 especie)

Schizogyne (2 especies)

Pulicaria (8 especies)

Asteriscus (5 especies)

Las especies de los géneros *Pallenis* y *Dittrichia* presentes en el Archipiélago Canario son plantas arvenses de uso no aplicable a la jardinería convencional, aunque podrían tener cabida en espacios de aspecto más natural o asilvestrado.

En cambio, los cuatro últimos géneros tienen algunos representantes de interés ornamental. Serán objeto de análisis más detallado, junto con otras compuestas ornamentales de biotipo arbustivo, en un intento de encontrar ensayos publicados sobre reproducción vegetativa que permitan enriquecer la discusión final.

3.1.3.1. Género *Allagopappus*

Plantas subarborescentes de hasta 0,5 m de altura y 1-1,20 m de ancho, densamente ramificadas. Tallos erectos, procumbentes o colgantes dependiendo del hábitat, ramificados dicotómica o tricotómicamente. Follaje de hojas persistentes, alternas, glabras, viscoso-glandulares, de color verdoso y margen variable. Capítulos de menos de 0,5 cm de diámetro, con pedúnculo escamoso, en corimbos terminales, homógamos; brácteas involucrales en varias series, imbricadas, estrechas, las externas más cortas que las internas, las cuales tienen bordes ciliados, subdentados. Las primeras inflorescencias aparecen en las axilas de las ramificaciones, las posteriores en situación terminal. Flores todas tubulares, sin lígulas, en su mayoría hermafroditas, de color amarillo. Los frutos son cipselas elípticas, vellosas, escasamente nervadas, con vilano plumoso, albergando una sola semilla en su interior (Bramwell y Bramwell, 2001); (Kadereit y Jeffrey, 2007). En la naturaleza se reproduce por medio de semillas (Kunkel, 1979).

3.1.3.1.1. Distribución insular por especies y ecología

El género *Allagopappus* es endémico de Canarias. Su área de distribución natural se corresponde con aquellos ambientes adecuados para el establecimiento de

comunidades rupícolas, como o son los malpaíses recientes, riscos y laderas pedregosas. Estas plantas pueden crecer a diferentes altitudes, tanto en áreas próximas a la costa como en riscos situados en zonas más elevadas (Del Arco *et al.*, 2006).

La especie *Allagopappus canariensis* está presente en las islas de La Gomera, Tenerife y Gran Canaria, siendo dudosas las citas para la isla de El Hierro (figura 1). *Allagopappus viscosissimus* es un endemismo exclusivo de Gran Canaria (figura 2), en donde comparte el territorio con la otra especie del género (BDBC, 2020).

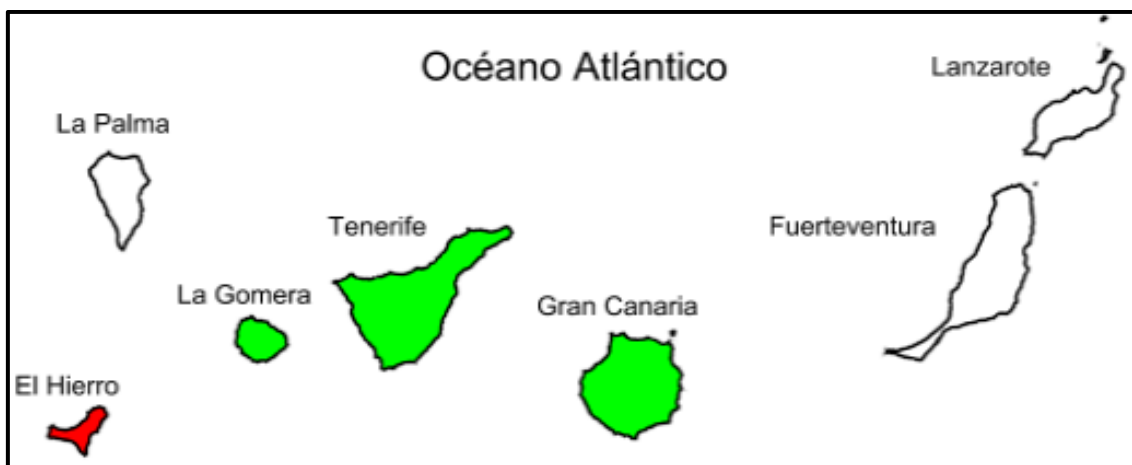


Figura 1: Distribución insular de *Allagopappus canariensis* en el Archipiélago Canario. Isla de El Hierro en rojo por presencia dudosa. Fuente: Banco de Datos de Biodiversidad de Canarias (2020)

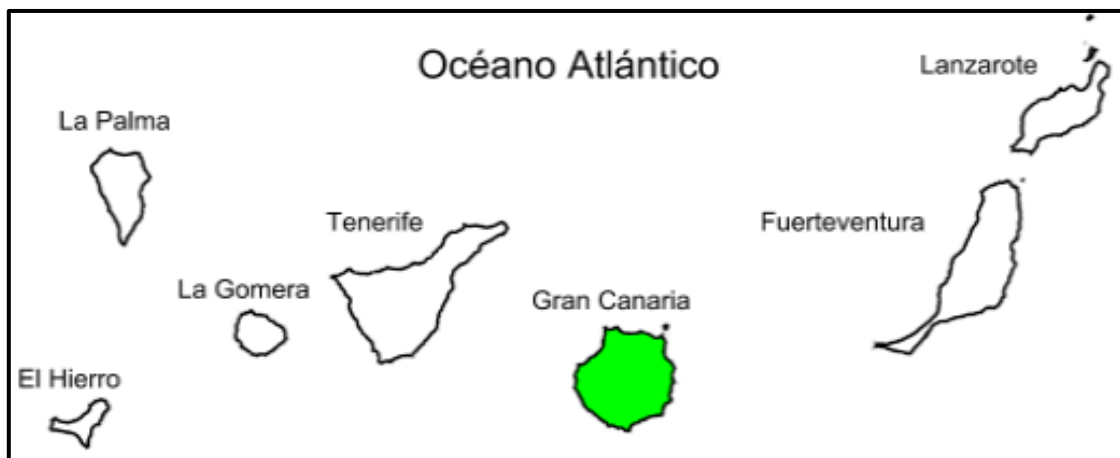


Figura 2: Distribución insular de *Allagopappus viscosissimus* en el Archipiélago Canario. Fuente: Banco de Datos de Biodiversidad de Canarias (2020)

3.1.4. Especie *Allagopappus canariensis*

3.1.4.1. Nomenclatura

- Nombre científico:

Allagopappus canariensis (Willd.) Greuter

Sinónimos:

Conyza canariensis Willd.

Allagopappus dichotomus Cass.

Chrysocoma dichotoma L. f.

Conyza dichotoma (L. f.) Pers.

Conyza inuloides Aiton, nom. ileg.

Jasonia dichotoma (L. f.) DC.

Allagopappus dichotomus subsp. *latifolius* (Bolle) G. Kunkel

Allagopappus dichotomus f. *latifolius* Bolle

Fuente EURO + MED (2020).

- Nombres comunes:

Madama de risco

Mato risco

Fuente BDBC (2020).

3.1.4.2. Diferenciación morfológica de la especie



Figura 3: *Allagopappus canariensis*, ejemplar en su hábitat natural. Fuente: Flora de Canarias (2020)

Hojas simples, elongado-oblanceoladas, pecioladas, coriáceas, pegajosas, de 25 a 35 mm de largo y de 5 a 7 mm de ancho (figura 3 y 4); ápice de obtuso a mucronado; margen fuertemente aserrado, según Kunkel (1979), en las poblaciones de Gran Canaria; dientes del margen foliar menos prominentes en los ejemplares de Tenerife y La Gomera (J.M. González, com. pers. 20 de abril, 2020).



Figura 4: *Allagopappus canariensis*, detalle de la inflorescencia. Fuente: Flora de Canarias (2020)

3.1.4.3. Distribución y ecología

Elemento que forma parte de la vegetación xerofítica, aparece asociado con especies de otros géneros como *Aeonium*, *Artemisia*, *Euphorbia*, *Lobularia*, *Plocama*, etc. (Kunkel, 1979). Crece en laderas rocosas, riscos y coladas de lava en la zona baja, desde el nivel del mar hasta los 600 m.s.n.m. Abunda localmente de modo particular en el sur y este de la isla de Tenerife (Bramwell y Bramwell, 2001), riscos y barrancos al sureste de La Gomera y de Gran Canaria (figura 5).

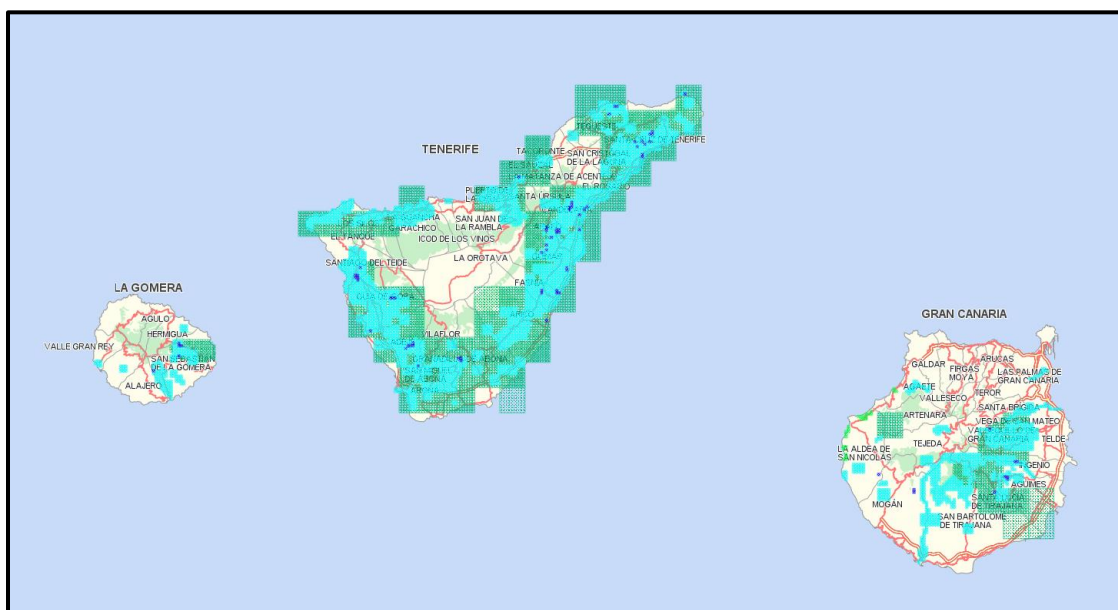


Figura 5: Mapa de presencia de *Allagopappus canariensis* por cuadrículas U.T.M. de 500 x 500 m. ¹

Fuente: BDBC (2020)

¹ Los mapas de presencia se elaboran y actualizan en el BDBC revisando las citas de la especie registradas en publicaciones científicas, libros, tesis doctorales, revistas especializadas y comunicaciones de personas expertas en la materia. Los colores de las cuadrículas hacen referencia a los niveles de precisión de las citas, siendo las azul oscuro las más precisas.

3.1.5. Especie *Allagopappus viscosissimus*

3.1.5.1. Nomenclatura

- Nombre científico:

Allagopappus viscosissimus Bolle

Sinónimos:

Allagopappus dichotomus subsp. *viscosissimus* (Bolle) Govaerts

Fuente EURO + MED (2020).

- Nombres comunes

Mato de risco

Madama pegajosa

Fuente BDBC (2020).

3.1.5.2. Diferenciación morfológica de la especie



Figura 6: *Allagopappus viscosissimus*, ejemplar en su hábitat natural. Fuente: Flora de Canarias (2020)



Planta subarborescente de aspecto semejante a la especie anterior. Se diferencia de esta por tener hojas rígidas estrechamente lineares, de 20-30 mm de largo y de 3 a 4 mm de ancho, de borde entero, bastante pegajosas, de color verde oscuro y brillante (figura 6 y 7).

Figura 7: *Allagopappus viscosissimus*, detalle de la inflorescencia. Fuente: Flora de Canarias (2020)

3.1.5.3. Distribución y ecología

Especie endémica de Gran Canaria, de hábito rupícola, creciendo en laderas rocosas, riscos y coladas volcánicas del piso basal. Podemos encontrarla en riscos áridos desde la costa hasta las zonas más montañosas, siendo localmente abundante. Se puede observar en la región norte, por encima de Agaete (figura 8). Aparece también en zonas bajas de medianías del sur y suroeste de la isla, Caldera de Tirajana, Mogán o Inagua (Bramwell y Bramwell, 2001).

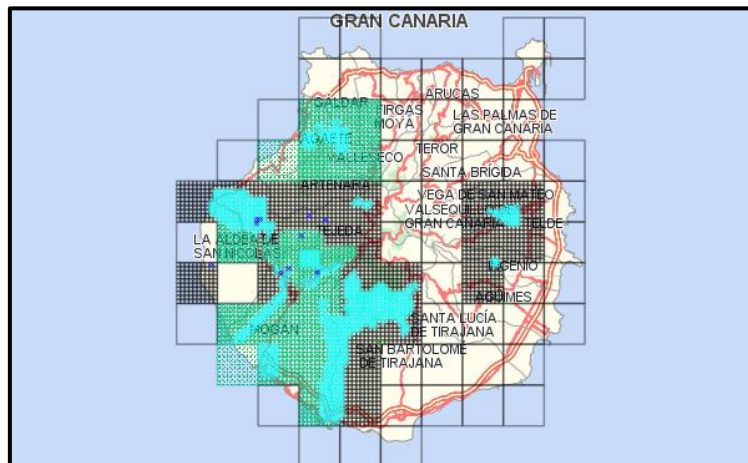


Figura 8: Mapa de presencia de *Allagopappus viscosissimus* por cuadrículas U.T.M. de 500 x 500 m.²

Fuente: Banco de Datos de Biodiversidad de Canarias (2020)

² Los mapas de presencia se elaboran y actualizan en el BDBC revisando las citas de la especie registradas en publicaciones científicas, libros, tesis doctorales, revistas especializadas y comunicaciones de personas expertas en la materia. Los colores de las cuadrículas hacen referencia a los niveles de precisión de las citas, siendo las azul oscuro las más precisas.

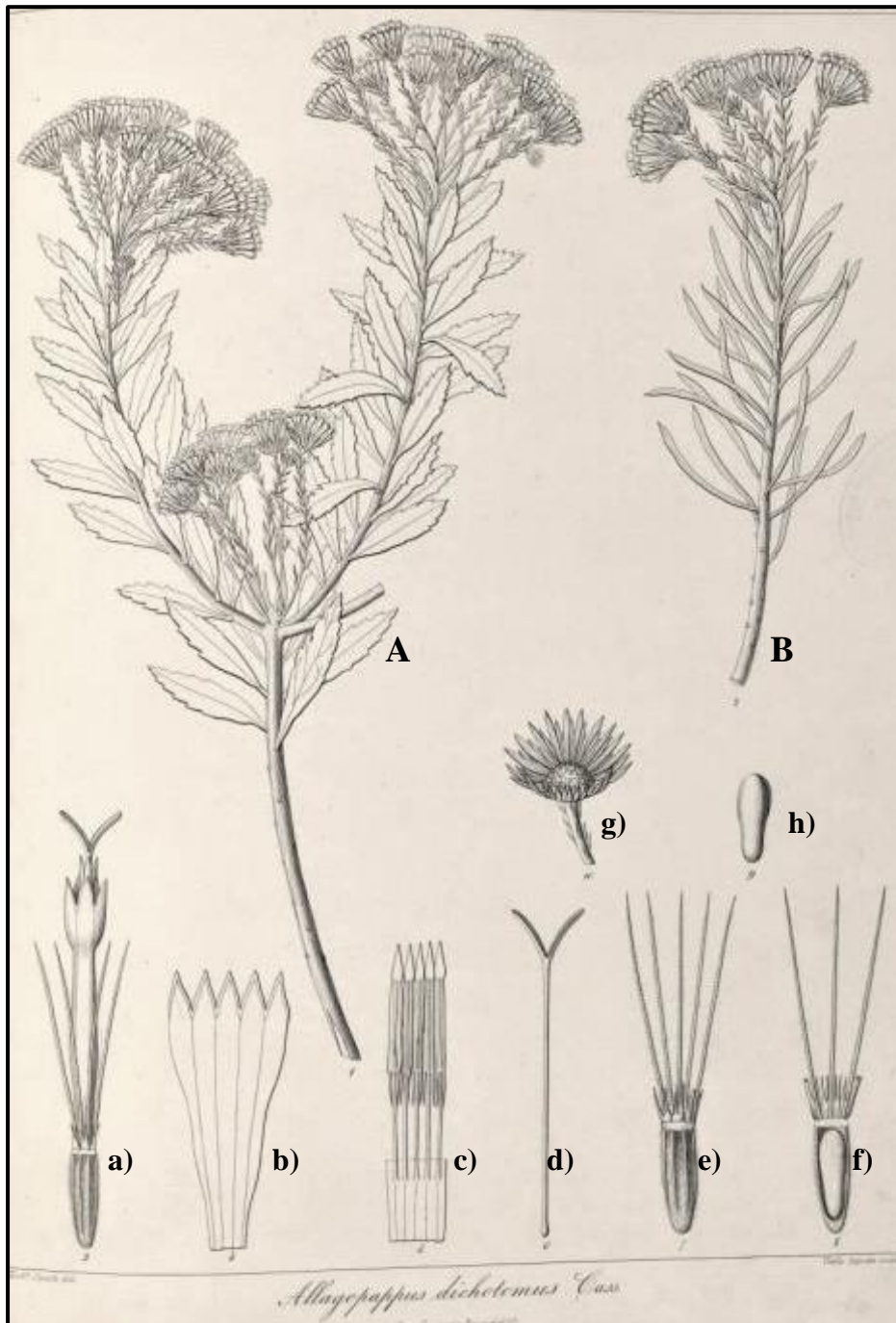


Figura 9: *Allagopappus dichotomus* Cass.³ Lámina antigua con dibujos a plumilla. A) *Allagopappus canariensis*. Ramo con inflorescencias primarias (en posición apical) y secundarias; B) *Allagopappus viscosissimus*. Ramo con inflorescencias primarias; a) Flósculos; b) Corola; c) Estambres; d) Pistilo y estigmas; e) Cipsela; f) Cipsela en sección con semilla en interior; g) Involucro; h) Semilla

³ La ilustración pertenece a la colección de láminas botánicas de *Histoire Naturelle des îles Canaries* (tomo 3, parte 2), publicada por P.B. Webb y S. Berthelot en 1836. Fuente: Biblioteca digital del Real Jardín Botánico de Madrid. En estas fechas, todavía no se habían descrito los dos géneros actuales y solo se contemplaba la existencia de formas particulares de la única especie reconocida: *Allagopappus dichotomus*. El material vegetal utilizado para realizar las ilustraciones refleja las particularidades de las plantas que actualmente crecen de forma natural en la isla de Gran Canaria (González-Arruti, J.M., com. pers., 20 de abril, 2020).

3.1.6. Cultivo y mantenimiento

‘Tanto *A. canariensis* como *A. viscosissimus* son especies muy rústicas, de hábitos rupícolas, que se adaptan bien a terrenos pedregosos, pobres en nutrientes o de escasa profundidad. Pueden crecer en suelos más profundos y fértiles siempre y cuando el drenaje esté asegurado.

Se conocen poblaciones naturales de *A. canariensis* próximas a la costa sobre sustratos con altos índices de salinidad, aunque no se adapta bien al efecto directo de la maresía. Su crecimiento es relativamente rápido, especialmente si se realizan riegos periódicos de apoyo. La calidad del agua de riego no parece tener consecuencias aparentes sobre su desarrollo. Acepta riegos de baja frecuencia que resultan innecesarios en la época de lluvias (normalmente entre invierno y primavera). Tolerancia todo tipo de exposiciones lumínicas, adaptando su fisonomía a la intensidad de la radiación solar recibida; a pleno sol el aspecto de este pequeño arbusto se hace más compacto y la floración se presenta con mayor densidad; en condiciones de sombra parcial las ramas sufren cierto ahilamiento y la floración tiene menos calidad.

La rusticidad de esta especie queda también manifiesta por la ausencia de ataques de plagas o enfermedades, exceptuando cierta sensibilidad a pudriciones de cuello o del sistema radicular por excesos de riego, falta de drenaje o presencia de materia orgánica en descomposición. Las tareas de mantenimiento se limitan a podas ligeras después de la floración (una o dos anuales) para eliminar las inflorescencias secas y favorecer el rebrote basal. De este modo se mejora el aspecto estético de la planta, se reequilibra su silueta y se compacta la estructura de sus ramas. Es una especie que tiende a lignificarse con los años debiendo sustituirse cada cierto tiempo los ejemplares más viejos por otros nuevos. No es necesaria la incorporación al suelo de fertilizantes químicos, siendo suficiente el aporte periódico de una ligera capa en superficie de material vegetal triturado’ (González-Arruti, J.M., com. pers., 25 de septiembre, 2019).

La especie *Allagopappus viscosissimus* tiene un periodo de floración corto, menor de 6 meses, entre marzo y julio. La fructificación tiene lugar entre mayo y agosto. Se desarrolla en suelos franco-arenosos con amplio rango de conductividad

eléctrica, llegando a tolerar cierta salinidad y pH básico. Crece en suelos con baja fertilidad (bajo contenido de materia orgánica, baja capacidad de intercambio catiónico, bajo contenido de fósforo y nitrógeno, relación C/N muy baja) y poca profundidad (Hernández, 2015).

3.2. Propagación vegetativa

Este sistema de propagación se basa en la utilización de hojas, tallos, raíces, etc. es decir partes vegetativas de la planta madre, a partir de las cuales se van a obtener nuevas plantas con las mismas características genéticas que la planta original.

Existen diversas técnicas que se citan a continuación de manera general: estaquillado, acodo, injertos, etc. Las estacas de tallo y los acodos serán capaces de formar raíces adventicias, las estacas de raíz emitirán un nuevo sistema de brotes, mientras que los esquejes de hojas podrán regenerar tanto raíces como también nuevos tallos. (Hartman *et al.*, 1990).

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

Según Vogts (1982) y Hartman *et al.* (1990), será necesaria la utilización de la propagación asexual en los siguientes casos:

- Para evitar períodos juveniles prolongados, de modo que las plantas florezcan mucho antes que cuando se desarrollan a partir de semilla.
- Por razones económicas debido a que la propagación por semilla de ciertas especies es difícil y poco remuneradora.
- Especies extrañas o especies en peligro de extinción, donde la fuente de obtención de la semilla pueda ser tan pequeña, que sea necesario utilizar otras técnicas de propagación.

- En todos los cultivares e híbridos, incluso si producen semillas viables, ya que pueden dar lugar a características no deseables si se reproducen por semillas.

Dentro de la familia de las compuestas, existen muchas especies que se reproducen vegetativamente en su hábitat natural. Scholz (2004) hace referencia a la facilidad de enraizamiento que presentan los tallos postrados sobre el terreno del endemismo majorero *Pulicaria burchardii*, por mencionar un ejemplo con proximidad geográfica y taxonómica con la especie de nuestro ensayo. Sin embargo, no hay constancia de que las especies de *Allagopappus* sean propensas a hacerlo.

En los viveros comerciales de planta ornamental se multiplican de forma habitual numerosas especies de asteráceas por métodos asexuales. Entre las especies comercializadas que se pueden reproducir vegetativamente, Martínez y Águila (1989) mencionan algunas bastante conocidas, pertenecientes a los géneros *Chrysanthemum*, *Achillea*, *Helianthus*, *Aster*, *Artemisa*, *Pyrethrum* y *Rudbeckia*.

En el ámbito de la jardinería mediterránea con plantas autóctonas, hay varias especies de compuestas que se reproducen tanto por semillas como por esquejes. Una de las más utilizadas, también en Canarias sin ser autóctona, es la estrella de mar (*Asteriscus maritimus*), perteneciente a un género de la misma tribu Inuleae que *Allagopappus*. El abrotano hembra (*Santolina chamaecyparissus*), es otro bello y aromático arbustillo de la familia de las compuestas, también nativo del área mediterránea, que puede reproducirse sexualmente o por estacas (Fernández-Rufete y Plana, 2007). La manzanilla bastarda (*Helichrysum stoechas*) es un ejemplo interesante de esta región que puede también analizarse (Martínez-Sánchez *et al.*, 2008).

El género *Allagopappus* no parece despertar por el momento interés comercial. Sin embargo, se pueden encontrar otros ejemplos de compuestas autóctonas canarias que ya se reproducen vegetativamente con fines ornamentales. Tal vez la más comercializada y estudiada sea la magarza (*Argyranthemum frutescens*) y sus múltiples variedades hortícolas con flores simples y dobles de diferentes colores (Erzsebet *et al.*, 2012).

3.2.1. Propagación por estacas

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

Este método tiene muchas ventajas ya que a partir de pocas plantas madre se pueden obtener una gran cantidad de plantas nuevas. Es un procedimiento rápido, sencillo y económico, consiguiendo una gran uniformidad en los planteles obtenidos. Además, se reproducen fielmente las características del material de partida, no existiendo cambios genéticos (Hartman *et al.*, 1990).

3.2.1.1. Tipos de estacas

Dependiendo de la parte de la planta de la que se obtienen las estacas estas pueden ser:

- De tallo
- De raíz
- De hoja
- De hoja y yema

3.2.1.1.1. Estacas de tallo

Las estacas de tallo están constituidas por una porción de tallo, que pueden estar provistas de hojas o no, pero todas poseen yemas, por lo que solo requieren la formación de raíces adventicias para convertirse en plantas vegetativas completas.

Las estacas de tallo son las de uso más generalizado. Dentro de la familia de las compuestas hay muchas especies comerciales que se multiplican habitualmente por este método, como ya se apuntó anteriormente en las generalidades sobre reproducción vegetativa.

Entre las compuestas de la flora autóctona canaria, las especies del género *Argyranthemum* muestran cierta facilidad para emitir raíces adventicias. Además de la magarza comercial, *A. frutescens*, cultivada en todos los continentes, hay constancia de que otro taxón del género endémico de La Palma, *A. adauctum* subsp. *palmensis*, tiene tendencia natural al enraizamiento de los tallos que están postrados sobre el terreno (Martín y Santos, 2004 citado por Bañares *et al.*, 2010). Por otra parte, muchas especies de magarzas canarias han sido multiplicadas vegetativamente utilizando esquejes de tallo: *A. winteri* (Scholz, 2004); *A. lidii* (González *et al.*, 2004 citado por Bañares *et al.*, 2010); *A. callichrysum* (Caja Insular de Ahorros de Gran Canaria, 1983); (Sventenius, 1960); *A. sundingii* (Martín y Santos, 2004 citado por Bañares *et al.*, 2010).

Mediante esquejes de tallo se puede hacer la multiplicación de otro pequeño arbusto mediterráneo también mencionado, *Asteriscus maritimus*, muy afín a la especie objeto de nuestro ensayo (Fernández-Rufete y Plana, 2007). El género *Asteriscus* tiene algunos representantes endémicos en las islas orientales con gran valor ornamental. En la guía para jardinería con plantas de Lanzarote elaborada por Carrasco *et al.* (2007), se apunta la posibilidad de reproducir por esquejes uno de ellos, la tojia blanca (*Asteriscus schultzei*).

Según Martínez y Águila (1989), Hartman *et al.* (1990), se pueden diferenciar cuatro tipos de estacas de acuerdo con las características del material vegetal utilizado:

➤ Estacas de madera dura de especies caducas

Las estacas se obtienen de las plantas madre cuando se encuentran en el periodo de reposo por lo que están desprovistas de hojas. Esto sucede a final de otoño o principio de primavera. En general, se utiliza la madera del año anterior. En ocasiones, y según la cantidad del material vegetal de partida, se puede utilizar material de más edad. Lo importante es que tengan un buen almacenamiento de reservas para cubrir las necesidades energéticas y materiales durante el enraizamiento. Además se debe de tener en cuenta no escoger ramas con entrenudos muy largos y que los fragmentos que se utilicen lleven como mínimo dos nudos. La zona más óptima para obtener la estaca es la parte media y basal de las ramas.

➤ Estacas de madera dura de especies perennes

Se emplean para multiplicar algunas especies como las coníferas. En este caso se utilizan estacas de menos de un año de edad porque está demostrado que tienen mayor facilidad para el enraizamiento, aunque en algunas ocasiones se recurra a material más viejo. Las estacas se recolectan a finales de otoño o invierno. En estos casos el lesionado puede dar buenos resultados.

➤ Estacas de madera semidura

Se obtienen de especies leñosas tanto perennes como caducas. Su recolección se efectúa a finales de verano a partir de ramas nuevas, después de que haya habido un periodo de crecimiento y la madera este parcialmente madura. Las estacas deben de medir entre 7 y 15 cm de longitud, conservando unas pocas hojas en la parte superior y eliminando las de la parte inferior.

En términos generales, Martínez y Águila (1989) señalan que la dificultad de enraizamiento aumenta conforme al grado de lignificación del material de partida.

Fascella *et al.* (2012) utilizó estacas semileñosas en sus estudios reproductivos con *Artemisia arborescens*.

➤ 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 y de otoño. La recolección se realiza a primera hora de la mañana y al igual que en las estacas de madera semidura se eliminan las hojas de la parte inferior dejando solo las de la parte superior. Las estacas enraízan con cierta facilidad y rapidez aunque requieren de muchos cuidados.

Van den Heede (1981) destaca la relación entre la edad del material vegetal utilizado y la aptitud para formar raíces. Para el caso de *Chrysanthemum*, las estaquillas hechas con brotes jóvenes y tiernos enraízan rápidamente mientras que si se cortan cuando ya están los tallos más endurecidos, apenas emiten unas pocas raíces.

Según Pérez-Parra *et al.* (1997) *Asteriscus maritimus* es una especie de fácil reproducción vegetativa a partir de esquejes apicales con 10-15 hojas.

En su guía de plantas para xerojardinería, Fernández-Rufete y Plana (2007) señalan la posibilidad de reproducir *Asteriscus maritimus* por enraizamiento de esquejes procedentes de tallos jóvenes, cortados tanto de tramos terminales como intermedios.

Hernández (2015), en su tesis doctoral, realizó ensayos para la reproducción vegetativa de varias especies autóctonas de Gran Canaria, entre ellas *Allagopappus viscosissimus*. Aunque utilizó también estacas subterminales en sus ensayos, solo consiguió el enraizamiento de esquejes terminales.

Las especies del género *Allagopappus* son de biotipo arbustivo, con ramas lignificadas en su parte inferior. Durante los dos períodos naturales de crecimiento, otoño y primavera, emiten nuevos tallos que son muy propicios para el corte de estacas tiernas. Las más recomendables son las obtenidas de la parte terminal de los nuevos brotes, con diámetros > 2,5 mm (González-Arruti, J.M., com. pers., 20 abril, 2020).

➤ Estacas de madera herbácea

Son estacas procedentes de plantas herbáceas y suculentas con una longitud entre 7 y 15 cm. Suelen ir provistas de hojas, aunque a veces se obtienen por troceado y defoliación de los tallos. Algunas podrán enraizar durante todo el año.

3.2.1.1.2. Estacas de raíz

Para obtener los mejores resultados se han de tomar secciones de raíz de plantas madres jóvenes a finales de invierno o principios de primavera, cuando las raíces están bien provistas de nutrientes almacenados, pero antes de que se inicie el nuevo crecimiento (Hartman y Kester, 1989).

3.2.1.1.3. Estacas de hoja

Se utilizará el limbo de la hoja o el peciolo para obtener nuevos ejemplares. 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 (MacMillan, 1990).

3.2.1.1.4. Estacas de hoja y yema

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 caular, y en la porción del tallo se producirán las raíces (MacMillan, 1990). Este tipo de estacas se debe utilizar solamente cuando el material vegetal disponible tenga yemas bien desarrolladas y hojas sanas en crecimiento activo. (Hartman y Kester, 1989).

3.2.2. El callo y su implicación en la formación de raíces adventicias

El callo es una estructura pluricelular que se desarrolla en las estacas de algunas especies vegetales a partir del cambium vascular. En las células aplanadas de este tejido meristemático se originan divisiones en diferentes planos, desarrollándose clúster de células que modifican su dirección y provocan un crecimiento celular subepidérmico. Este cambium vascular se localiza periféricamente a los elementos del xilema, pero también aparece entre las células del córtex parenquimático (Vera, 2016).

El primer signo de formación del callo es la inflamación del tejido y la generación de una placa o revestimiento que se forma en la zona del corte en el momento en que se presentan condiciones favorables de humedad, luz y temperatura (Hartmann y Kester, 1989). También el cambio en la coloración del tejido, aunque este puede variar según la especie pero en términos generales pasa de verde claro a blanco.

Hartman y Kester (1989) señalan que las raíces, con frecuencia, emergen a través del callo. Por tanto, la constitución de esta estructura parece esencial para el enraizamiento en algunas especies.

En otros casos, la formación de callos conlleva la emisión de raíces adventicias que surgen de tejido no radical, mientras que en otras especies, el exceso de callos puede inhibir el enraizamiento (Hartmann y Kester, 1989; Klopmeier *et al.*, 2003).

Según Ruano (2003), la rizogénesis depende del grado de lignificación de los tejidos en el material vegetal utilizado. Cuando son esquejes tiernos, los cambios celulares que preceden a la iniciación del primordio radicular se producen generalmente en ausencia de callo. Cuando los tejidos están más lignificados, la formación del callo en la zona de corte precede a la formación de raíces.

3.2.3. Condiciones que deben tener las plantas madre

Parte del éxito en el corte y enraizamiento de las estacas dependerá de las características que tengan las plantas madre. En términos generales, deberían cumplir las siguientes condiciones:

- Ejemplares genéticamente propicios
- Plantas en edad juvenil
- Estado de desarrollo homogéneo
- Buenas condiciones sanitarias
- Correcto estado nutricional
- Exposición lumínica adecuada
- Hidratación óptima

Las plantas madre deben de encontrarse sanas, libres de enfermedades y patógenos. Por este motivo, se deben establecer rigurosos programas de control que contemplen tratamientos periódicos contra plagas y enfermedades, junto con un adecuado calendario de podas (Rumbal, 1977).

Además, tienen que estar en unas condiciones nutricionales adecuadas, ya que esto condicionará tanto el porcentaje de enraizamiento como el desarrollo de raíces y la formación de nuevos brotes en las estacas (Blazich, 1988; citado por Henry *et al.*, 1992).

Un indicador sobre el estado nutricional de las plantas madre es la ratio carbohidratos / nitrógeno; 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, quebrándose 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, 1989). Boutherin y Bron (2005) destacan como valor a tener en cuenta la relación $\text{NO}_3 / \text{NH}_4$ en la nutrición de las plantas madre, el equilibrio en oligoelementos y el contenido en boro.

Siguiendo a Martínez y Águila (1989), los esquejes procedentes de plantas madre jóvenes enraízan mejor. Determinados especímenes, aparentemente iguales al resto, muestran una capacidad de enraizamiento mayor. Por otra parte, algunos autores obtienen mejores resultados en el enraizamiento de esquejes cuando las plantas madre han sido sometidas previamente a fotoperiodos adecuados y/o a tratamientos con auxinas.

Boutherin y Bron (2005) reconocen también la existencia de determinados individuos, sobre todo en especies leñosas, que presentan genéticamente una mayor capacidad para la rizogénesis. Dentro de un mismo clon pueden existir ejemplares con mayor o menor capacidad para el esqueje; suelen reconocerse porque retoñan fácilmente desde la base. Van den Heede (1981) justifica su origen en la aparición de mutaciones en las plantas reproducidas vegetativamente.

3.2.3.1. Selección y preparación de estacas

Los principales factores a tener en cuenta durante la recolección y preparación de las estacas para una buena propagación deben ser las siguientes:

3.2.3.1.1. Época y momento de corte

Es recomendable recoger las estacas por la mañana temprano, de modo que el material vegetal esté turgente y bien hidratado.

La época de recolección de las estacas también será importante si se quiere obtener buenos resultados de enraizamiento. Aunque en ciertas especies la recolección de las estacas puede llevarse a cabo en cualquier época del año, es probable que algunos periodos resulten más apropiados que otros según los casos (Hartmann y Kester, 1989).

Las distintas especies suelen presentar variaciones estacionales en su aptitud rizógena, en estrecha relación con el clima de la zona. Es conveniente realizar diferentes pruebas que determinen los periodos más idóneos (Martínez y Águila, 1989).

Para Bouterin y Bron (2005) la época del desqueje no tiene demasiada importancia cuando se trata de estacas herbáceas siempre que la planta madre disponga de buena vegetación. Para el enraizamiento de esquejes semileñosos recomiendan hacerlo desde el final del verano hasta principios de otoño.

Martínez y Águila (1989) recomiendan, en términos generales, estaquillar *Artemisia* y *Aster* en verano, *Pyrethrum roseum* en primavera y verano y, durante todo el año, *Chrysanthemum*.

Fernández-Rufete y Plana (2007) proponen el corte de esquejes de *Asteriscus maritimus* desde mediados de primavera (abril) hasta mediados del verano. García *et al.* (1998), consideran adecuado realizar el esquejado de esta especie en los meses de mayo y septiembre.

En ensayos de propagación de *Artemisia arborescens* realizados con la misma técnica durante los meses de febrero, abril y noviembre, Fascella (2012) obtuvo los mejores índices de enraizamiento para las estacas recolectadas en febrero, justo cuando se produjo la emisión de nuevos brotes en las plantas madre.

Sîrbu (2015), trabajando con diferentes especies del género *Santolina*, considera factible el corte y enraizado de esquejes en cualquier época del año.

En lo que respecta a las especies del género *Allagopappus*, Hernández (2015) efectuó la reproducción por estacas de *A. viscosissimus* a partir de material recolectado en el mes de marzo. Una buena época para reproducir vegetativamente *A. canariensis* es también el final del otoño, como lo pudo comprobar González-Arruti, J.M. (com. pers., 10 de octubre, 2018) en el ensayo iniciado a finales de 2017.

El corte y enraizamiento de esquejes de *Argyranthemum frutescens* puede realizarse a lo largo de todo el año, tal y como confirmó Voineac (2019) tras los ensayos realizados con esta especie, siempre que la temperatura ambiental se sitúe por encima de

los 15°C. Según el mismo autor, la única diferencia radicó en la mayor o menor duración del proceso de enraizado; en otoño y en pleno verano se necesitaron unos 10 o 15 días más que en los ensayos efectuados durante la primavera. Por otra parte, aunque la formación de raíces es algo más lento durante el otoño, el porcentaje de enraizamiento es mayor que en los ensayos realizados en primavera.

3.2.3.1.2. Zona de la rama a seleccionar

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. Según Martínez y Águila (1989), se obtienen con frecuencia mejores resultados en los ensayos con esquejes procedentes de ramas laterales.

Pérez-Parra *et al.* (1997) multiplicaron vegetativamente *Asteriscus maritimus* utilizando esquejes apicales. Además de este tipo de esquejes, Fernández-Rufete y Plana (2007) mencionan también la posibilidad de utilizar esquejes obtenidos a partir de tramos intermedios de las ramas.

En el estudio de Hassanein (2013) realizado con *Chrysanthemum morifolium*, se recogieron esquejes terminales e intermedios de tallos de plantas madre cultivadas en macetas.

Hernández (2015) realizó ensayos de estaquillado con *Allagopappus viscosissimus*, obteniendo altos porcentajes de enraizamiento (87,5%) a las 10 semanas utilizando esquejes tiernos procedentes de ramas terminales sin flores. Los esquejes semimaduros, cortados de rama inferiores más endurecidas, no llegaron a enraizar en dicho ensayo.

No se han encontrado trabajos publicados sobre la reproducción vegetativa de la especie objeto de nuestro estudio, *Allagopappus canariensis*. En los ensayos realizados por González-Arruti, J.M. (com. pers., 21 de octubre, 2018) con *A. canariensis*, se consiguió enraizar estacas tanto terminales como subterminales, aunque las primeras mostraron una mayor facilidad para emitir raíces.

Para el estudio de la reproducción asexual de *Argyranthemum frutescens* se recogieron esquejes de brotes vegetativos jóvenes, separados de la planta madre (Voineac, 2019).

3.2.3.1.3. Corte y tamaño de las estacas

Al efectuar la separación de las estacas de la planta madre debe hacerse con un corte limpio mediante una navaja u otro instrumento cortante. El corte basal debe localizarse justo por debajo de un nudo. Las estacas, por lo general, deben tener como mínimo dos nudos, excepto las estacas de hoja con yema. La longitud de las estacas es muy variable en relación con la de los entrenudos que la forman, oscilando entre 5 y 70 cm. Las estacas apicales se obtienen por pinzamientos o corte de los extremos de las ramas o tallos. Las estacas intercalares son fragmentos tomados de la parte media o basal de las ramas por troceado. En los intercalares, el corte superior debe realizarse por encima de un nudo (Martínez y Águila, 1989).

El corte debe ser perpendicular al tallo y se deben retirar las flores y botones florales que puedan tener los brotes (Bouterin y Bron, 2005).

En relación con el tamaño de las estacas, las especies que enraízan mejor sobre madera lignificada aumentan su capacidad de enraizamiento al emplear estacas largas, de 20 o 30 cm; por el contrario, las que enraízan más fácilmente sobre tallos jóvenes se ven favorecidas en el proceso cuando se utilizan esquejes cortos, entre 5 y 10 cm (Van den Heede, 1981).

Fernández-Rufete y Plana (2007), aconsejan coger esquejes de unos 9-12 cm de la especie *Asteriscus maritimus* y enterrarlos una tercera parte en el sustrato. Según Pérez-Parra *et al.* (1997), lo recomendable para reproducir vegetativamente esta especie es utilizar esquejes de 8 cm de longitud.

Algunos autores utilizaron estacas algo mayores, como Fascella *et al.* (2012), que ensayaron con material de unos 15 cm en los estudios realizados con *Artemisia arborescens*.

En *Argyranthemum frutescens* se pueden usar los nuevos brotes de primavera para la obtención de esquejes y la formación de nuevas plantas cortando estacas de una longitud de 10 cm (Erzsebet *et al.*, 2012). Voineac (2019), en el estudio realizado con esta misma especie, utilizó también esquejes entre 10-12 cm de longitud.

Trabajando con *Chrysanthemum*, Cuquel y Mimani (2015) utilizaron esquejes herbáceos de aproximadamente 5 cm de largo; todos se sometieron a estandarización, seleccionándose para el trabajo exclusivamente aquellos que pesaban 0,6 g. En el estudio que realizó Hassanein (2013) con *Chrysanthemum morifolium*, se recogieron esquejes de 10 cm de longitud.

Según Sîrbu (2015), para la reproducción asexual de la especie *Santolina chamaecyparissus* se prepararon esquejes de 5-7 cm de longitud a partir de plantas madre con 3 o 4 años de edad.

En las pruebas con la especie *Allagopappus viscosissimus* realizadas por Hernández (2015), se utilizaron esquejes terminales entre 9-13 cm de longitud y algo mayores, 12-16 cm, en el caso de los subterminales.

En los ensayos de estaquillado realizados por González-Arruti, J.M. (com. pers., 21 de octubre, 2018) con *Allagopappus canariensis*, se utilizaron esquejes entre 7-10 cm de longitud y 2-3 mm de diámetro en su parte basal.

3.2.3.1.4. Deshojado de la estaquilla

La presencia de hojas en los esquejes parece que también juega un papel importante, favoreciendo el desarrollo de las raíces. Las hojas producen un cofactor de enraizamiento que es responsable del aumento del enraizado en los esquejes (Hartman y Kester, 1989).

Habitualmente se deja un número determinado de hojas en la estaca, eliminando las de la parte inferior para facilitar su plantación. Se suele eliminar las hojas basales del esqueje para evitar que entren en contacto con el sustrato húmedo, e impedir así su pudrición. Para disminuir la transpiración y aumentar la densidad de plantación, pueden suprimirse hojas o recortarse parcialmente. Estas operaciones son adecuadas siempre y

cuando no se realicen en exceso, puesto que se limita la actividad fotosintética (Martínez y Águila, 1989).

Hernández (2015), en las pruebas realizadas con la especie *Allagopappus viscosissimus*, comprobó que las estacas se deshidrataban y morían con rapidez. Por ello, realizó una reducción importante de la superficie foliar para minimizar las pérdidas de agua, dejando solamente entre 3 y 5 hojas apicales en los esquejes terminales y un número menor en los semimaduros o subterminales. En algunos terminales pinzó incluso el brote apical.

En el estaquillado de *Allagopappus canariensis*, González-Arruti, J. M. (com. pers., 21 de octubre, 2018) llevó a cabo la eliminación de hojas en los $\frac{2}{3}$ inferiores de todas las estacas así como el pinzado apical de las estacas terminales.

En el estudio de reproducción vegetativa con *Argyranthemum frutescens*, Voineac (2019) consideró poco recomendable eliminar un número elevado de hojas de las estacas ya que esto conllevaría una disminución en la reserva de nutrientes necesarios para facilitar el posterior enraizamiento.

3.2.3.1.5. Lesionado

La técnica de producir heridas basales resulta de utilidad para el enraizamiento de estacas en ciertas especies, especialmente aquellas de madera más vieja. Después de practicar la herida se suele inducir la formación de callo y el desarrollo de raíces abundantes a lo largo de los márgenes de la lesión. Hay evidencia de que la zona tratada puede adsorber más agua del medio de propagación que en las estacas ilesas. Además, las lesiones otorgan a los tejidos de la base de la estaca la capacidad de absorber una cantidad mayor de los reguladores de crecimiento aplicados (Hartmann y Kester, 1989).

3.2.4. Factores ambientales que afectan al enraizamiento de las estacas

El éxito del enraizado va a depender de las condiciones del espacio físico en donde se lleve a cabo el ensayo. Es necesario realizar un control y seguimiento de

diferentes parámetros para que el ensayo no sea un completo fracaso. Es posible regular algunos de ellos, pero otros vendrán ya impuestos por el entorno.

Las condiciones ambientales que van a favorecer el enraizado son fundamentalmente los siguientes:

1. Elevada humedad relativa en la atmósfera y disponibilidad de agua en el sustrato.
2. Adecuada temperatura del sustrato y del aire.
3. Buena disponibilidad de aire en el sustrato.
4. Renovación del aire que permita un buen intercambio de gases.
5. Correcta iluminación.

3.2.4.1. Humedad relativa y disponibilidad de agua en el sustrato

Los esquejes de tallo no tienen raíces que les aseguren el suministro de agua que compense la pérdida de agua por la transpiración, por lo tanto, la humedad relativa del aire debe ser alta y la disponibilidad de agua en el sustrato la adecuada. De no ser así se produciría una rápida deshidratación de las estacas antes de la emisión de raíces. Esto tiene especial importancia en el enraizamiento de esquejes o estacas con hojas, sobre todo si son de consistencia herbácea o semileñosa.

Se recomienda regar periódicamente para mantener la humedad del sustrato y, en determinados casos, utilizar microaspersores o nebulizadores que mantengan un alto grado de humedad ambiental, aunque no de forma continua ya que podría ocasionar un enfriamiento del sustrato, riesgo de asfixia radicular, etc.

Según González-Arruti, J.M. (com. pers., 21 de octubre, 2018) en un ensayo de propagación vegetativa de *Allagopappus canariensis* se optó por aplicar un riego manual para mantener húmedo el sustrato que se combinó con la utilización de microaspersión (controlada con temporizador). En dicho ensayo observó que el riego por microaspersión, con alta frecuencia, provocó que el sustrato permaneciera

excesivamente mojado y favoreció la pudrición de las estacas. Por ello no recomienda su utilización.

Un factor que hay que tener en cuenta es la calidad del agua utilizada para el riego, al influir ésta en el enraizamiento. Se pueden utilizar aguas con alto contenido en calcio y magnesio, pero concentraciones elevadas de carbonatos, bicarbonatos, hidróxidos de sodio o potasio pueden ser perjudiciales, agravándose el problema cuando esto se asocia con contenidos bajos en calcio y cuando el medio de enraizamiento contiene turba u otro material de alta capacidad de intercambio catiónico. Es importante también que el agua utilizada esté libre de cualquier tipo de patógeno (Hartman *et al.*, 1990).

La cantidad de agua a aplicar depende además de otros factores como son: el genotipo de la planta, la humedad relativa del aire y la temperatura.

García *et al.* (1998), en su ensayo con *Asteriscus maritimus*, comprobaron que la humedad relativa del ambiente debe oscilar entre 55-75% para obtener unos óptimos resultados.

Fernández-Rufete y Plana (2007) observaron que en la propagación asexual, mediante esquejes, de *Asteriscus maritimus* y *Santolina chaemaecyparissus*, la humedad relativa se debía mantener alrededor de un 80% para obtener resultados satisfactorios.

En el ensayo realizado con *Allagopappus viscosissimus*, Hernández (2015) realizó un riego diario manual con difusores, reduciendo después la frecuencia a 3-4 riegos semanales según la climatología, manteniendo un grado de humedad adecuado en el sustrato sin provocar encharcamientos. La humedad ambiental se controlaba mediante la utilización de nebulizadores automatizados conectados a un sensor para que el valor no descendiera del 65%.

También Voineac (2019) en su ensayo realizado de propagación vegetativa de *Argyranthemum frutescens*, mediante estacas, comprobó que la humedad ambiental no debería ser superior del 85-90% ya que la excesiva humedad contribuye a la aparición de enfermedades fúngicas y por lo tanto puede provocar la muerte de las estacas.

3.2.4.2. Luz

La luz juega un papel importante en el enraizamiento de estacas ya que la mayor tasa de fotosíntesis aumenta el aporte de las sustancias orgánicas que se consumen para la formación y crecimiento de las raíces. Además la luz, suministrada en la cantidad suficiente y con buenas condiciones de humedad ambiental, activa la vegetación al favorecer la función clorofílica (Martínez y Águila, 1989).

La luz puede también sanear el medio ya que un ambiente húmedo y oscuro es ideal para el desarrollo de ciertas enfermedades criptogámicas, aunque si la insolación es excesiva puede causar quemaduras, desecación o destrucción demasiado rápida de las auxinas de la planta (Van den Heede, 1981).

Como se ha señalado anteriormente, para un buen enraizamiento es necesario mantener una temperatura baja del aire que rodea a las estacas, sobre todo en especies susceptibles al ennegrecimiento de las hojas por altas temperaturas, por este motivo se aconseja, sobre todo en los meses de verano o en zonas cálidas, la colocación de algún tipo de protección que proporcione un sombreado.

Para la propagación vegetativa, la iluminación artificial puede ser muy útil, sobre todo porque aplicada sobre las plantas madre puede adelantar la vegetación de éstas, haciendo posible la obtención de estacas sanas y vigorosas en una época adecuada y favoreciendo el posterior enraizado de las mismas (Van den Heede, 1981).

La aplicación de luz en un rango de irradiación óptima a las plantas madre puede favorecer el enraizamiento ya que esto supone un incremento en la concentración de auxinas endógenas en su base. Estas hormonas vegetales juegan un papel importante en la iniciación de raíces, ya que promueven la diferenciación celular (Bertram, 1992).

Voineac (2019) recomienda que, durante el período de enraizamiento de *Argyranthemum frutescens*, los esquejes no se sombreen constantemente, especialmente en otoño ya que, en condiciones de baja intensidad de luz y baja temperatura del aire, el ratio de fotosíntesis y de formación de nutrientes se reduce y el proceso de enraizamiento se ralentiza.

3.2.4.3. Temperatura

La temperatura es uno de los factores decisivos en la rapidez de formación de las raíces, ya que los procesos que rigen el nacimiento de éstas son sustancias químicas y se sabe que un aumento de la temperatura, implica un aumento en la velocidad de las reacciones químicas, y por lo tanto una mayor velocidad en la formación de las raíces. No obstante, si la totalidad del esqueje se mantiene a una temperatura elevada, el ápice vegetativo se desarrollará también, y los nutrientes no se utilizarán de manera prioritaria para la formación de las raíces, de modo que puede que las reservas lleguen a agotarse antes de que sea capaz de sobrevivir por sí mismo.

La estaca o estaquilla necesitará dos temperaturas para lograr un buen enraizamiento: una temperatura que mantenga el medio aéreo fresco, manteniendo así 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 (MacMillan, 1990).

La temperatura óptima varía con las características del tallo y con su tendencia a deshidratarse. La temperatura ambiente óptima para la mayor parte de los esquejes es de 18-20°C para la formación y crecimiento de las raíces. La temperatura del sustrato debe mantenerse entre los 20 y 23°C, ya que temperaturas superiores a 26°C, aunque en algunos casos favorecen el enraizamiento, no son aconsejables, puesto que estimulan el crecimiento de microorganismos que pueden provocar la podredumbre de las raíces (Martínez y Águila, 1989).

Para producir esta diferencia de temperatura entre la parte aérea y la parte basal del esqueje en las camas de propagación se suele colocar algún tipo de calor artificial. La temperatura del calor de fondo debe ser constante, y para regularse se coloca un termómetro en una de las bandejas, hasta el nivel de la base de las estacas. La temperatura debe ser observada con frecuencia, sobre todo al principio, ya que temperaturas muy altas de enraizamiento, aún por períodos cortos, puede ocasionar la muerte de la estaca.

García *et al.* (1998), en su informe técnico sobre la reproducción vegetativa de *Asteriscus maritimus*, recomienda un intervalo de temperaturas entre 15 y 27°C.

Fernández-Rufete y Plana (2007) propone para esta especie mantener una temperatura del sustrato de aproximadamente 23°C para obtener óptimos resultados y en *Santolina chaemaecyparissus* entre 22 y 25°C. Al igual Sîrbu (2015), trabajando con diferentes especies del género *Santolina*, considera que la temperatura óptima para el enraizamiento es de 20-22°C.

En el estudio realizado con *Allagopappus viscosissimus*, Hernández (2015) mantuvo unas condiciones de temperatura comprendidas entre 18 y 25°C en los túneles de enraizamiento. Utilizó un sistema automatizado de ventilación cenital en el invernadero combinado con un ‘fog system’ como medio de refrigeración.

Voineac (2019) efectuó diferentes ensayos de estaquillado con *Argyranthemum frutescens*, manteniendo siempre temperaturas ambientales por encima de 15°C para favorecer el enraizamiento de las estacas.

3.2.4.4. 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 necesaria una buena ventilación. El aire debe entrar y salir del invernadero sin formar corrientes de aire fuertes que puedan influir en la nebulización.

En el caso de tener instalados túneles de plástico cerrados de apertura manual, la ventilación se realizará preferentemente a primera hora de la mañana para eliminar la condensación acumulada durante la noche (Martínez y Águila, 1989).

Durante el ensayo de propagación vegetativa de *Allagopappus canariensis* realizado bajo cubierta de plástico dentro de un invernadero, se forzó la ventilación manual levantando lateralmente la lámina en los días más calurosos. Se redujo así la condensación de agua para evitar la pudrición de los esquejes (J.M. González-Arruti, com. pers. 21 de octubre, 2017).

En la propagación asexual mediante esquejes de *Argyranthemum frutescens* se constata que, en el proceso de enraizamiento se requiere una buena aireación y ello se

logra realizando plantaciones de los esquejes a una profundidad de 1-1,5 cm como máximo. En el caso de hacer la propagación en primavera y utilizar film plástico para cubrir los esquejes es obligatorio ventilar diariamente para prevenir la aparición de enfermedades fúngicas (Voineac, 2019).

3.2.5. Utilización de cubiertas de protección

La instalación de una cubierta de protección sobre las camas de estaquillado puede ser recomendable en determinados casos si lo que se busca es aumentar la humedad relativa y la temperatura del aire en la proximidad de las estacas, protegerlas de la acción del viento o filtrar la radiación lumínica incidente.

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

Martínez y Águila (1989) aconsejan utilizar láminas de plástico de 100 galgas de espesor en los túneles, capaces de evitar las pérdidas de agua permitiendo, al mismo tiempo, una relativa difusión de los gases, aunque su instalación exige una vigilancia permanente de las condiciones ambientales en su interior.

El plástico transparente u opaco forma una atmósfera confinada conservando altos porcentajes de humedad en el espacio más próximo a las estacas y no requiere mucho empleo de dinero (Jean-Pierre, 2005).

Hernández (2015) realizó su ensayo reproductivo con *Allagopappus viscosissimus* en mesas de cultivo cubiertas por túneles de plástico para mantener altas condiciones de humedad.

Las cubiertas impermeables de plástico transparente con ventilación mal gestionada provocan un aumento excesivo, tanto de las temperaturas diurnas como de la humedad relativa del aire, y un goteo por condensación cuando desciende bruscamente la temperatura. Estas condiciones, junto con un riego frecuente por microaspersión, resultaron poco favorables para el enraizamiento de estacas de *Allagopappus canariensis* al facilitar su pudrición (González-Arruti, J.M. com. pers. 21 de octubre, 2018).

Los materiales más utilizados para el sombreado son las mallas de plástico o plástico combinado con aluminio. El sombreado será totalmente necesario en el periodo estival, pudiendo retirarse durante el invierno o con el tiempo nublado (Martínez y Águila, 1989).

Voineac (2019) en la propagación por esquejes de *Argyranthemum frutescens* en primavera, cuando la temperatura del aire es significativamente más alta que en otoño e invierno, y para prevenir la pérdida de humedad, recomienda proteger las estacas, con un film plástico, de la luz directa en los 3-4 días después de la plantación. Dicha operación llevará obligatoriamente aparejada una ventilación diaria con el objetivo de prevenir enfermedades fúngicas.

3.2.6. Medio de enraizamiento

Las estacas deben colocarse en un medio de enraizamiento que satisfaga las siguientes condiciones:

- Servir de soporte mecánico a los propágulos.
- Mantener de forma óptima la humedad y la aireación.
- Asegurar unas condiciones de esterilidad en el tiempo.
- Facilitar un buen drenaje mediante una porosidad adecuada (Martínez y Águila, 1989).

Un buen sustrato debe permitir que, a tensiones muy bajas de agua y alta humedad del mismo, exista un elevado porcentaje de aire con fácil circulación. En muchas plantas la velocidad de formación de las raíces y la morfología de las mismas dependerá del tipo de sustrato utilizado.

En ciertas especies, los esquejes enraizados en arena gruesa producen raíces largas, quebradizas y poco ramificadas, mientras que utilizando una mezcla, de turba y arena o de perlita y turba, las raíces emitidas son ramificadas, flexibles y delgadas, es decir, de un tipo más adecuado para su extracción y trasplante a maceta. Estas

variaciones se deben a la mayor capacidad de retención de agua y aire de la turba frente a la arena, a igualdad de volúmenes (Martínez y Águila, 1989).

Un sustrato demasiado compacto, bien por la finura de su granulación o bien por excesiva saturación de agua, difícilmente deja penetrar el aire que necesitan los tejidos para realizar su actividad y provoca, con frecuencia, la asfixia de la base del esqueje, ya que el proceso de formación de raíces tiene un elevado requerimiento de oxígeno. Si es excesivamente poroso, deja circular fácilmente el aire, pero se deseca rápidamente (Van den Heede, 1981).

Existe un gran número de materiales que pueden ser utilizados, de forma individual o combinada, en la preparación de un medio de cultivo. No existe un sustrato ideal, por lo que el más idóneo dependerá en cada caso de muchos aspectos como son: especie, condiciones climáticas, sistema de riego, fertilización, aspectos económicos, etc.

A continuación se procederá a detallar las características más importantes de los sustratos frecuentemente utilizados como medio de enraizamiento.

3.2.6.1. Turba

Kurzmann y Penningsfeld (1983) la definen como la forma disgregada de la vegetación de un pantano, descompuesta de modo incompleto a causa del exceso de agua y la 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. Es decir, son materiales de origen vegetal, de propiedades físicas y químicas variables en función de su origen (Fernández *et al.*, 1998)

Según las condiciones ambientales y las especies existentes se forman diferentes tipos de turbas, lo que les confiere distintas características desde el punto de vista hortícola. Se diferencian los siguientes tipos:

- *Turbas rubias*: proceden de la parte superficial de la turbera y están poco descompuestas. Poseen excelentes propiedades físicas y químicas:

estructura mullida, porosidad total elevada, alta capacidad de retención de agua, elevado contenido en aire, baja densidad aparente, elevada capacidad de intercambio catiónico y baja salinidad.

- *Turbas negras*: ocupan la parte inferior de la turbera y están muy evolucionadas. Presentan poca uniformidad en sus propiedades físicas y químicas lo que desde el punto de vista hortícola les 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-químicas poco favorables para el crecimiento de las plantas en contenedor (baja capacidad de retención de agua, alta salinidad, alta densidad aparente, etc.). No obstante pueden ser utilizadas si sus propiedades desfavorables son mejoradas (Abad *et al.*, 1999). Estos tipos de turba son frecuentes en España, Francia e Italia.



Figura 10: Bolsa de turba con detalle del sustrato

La turba es el material más ampliamente utilizado como medio de cultivo de plantas debido a sus excelentes propiedades (figura 10), físico-químicas y biológicas.

Si no se elige el tipo de turba más adecuada, o si esta no es manejada correctamente durante el ciclo del cultivo, se pueden presentar algunos problemas particulares como degradación rápida, contracción severa, aireación reducida, rehúmedación dificultosa, fijación de Na^+ elevada, etc. (Abad *et al.*, 1999).

Según Kipp y Wever (2000) la turba absorbe mucha agua por naturaleza. Para asegurar un buen suministro de oxígeno y una distribución del agua adecuada es importante disponer de una turba con suficientes poros gruesos. La turba nunca debe dejarse secar, ya que humidificarla de nuevo es muy difícil.

3.2.6.2. Poliestireno

El poliestireno es un material sin olor, químicamente neutro, imputrescible y absolutamente compatible con todos los vegetales (Robledo y Martín, 1988). Se presenta en forma de copos elásticos de color blanco, esféricos y de tamaño comprendido entre 4-16 mm. Cada perla o copo está constituida por una multitud de pequeñas células cerradas llenas de aire con lo que, a pesar de poseer un 95 % de porosidad, no puede absorber agua, mejorando de esta manera la aireación del sustrato y reduciendo la cantidad de agua retenida (figura 11).



Figura 11: Bolsa de poliestireno con detalle del sustrato

Fernández *et al.* (1998) señalan además que su densidad es muy baja, inferior a 50kg/m^3 . Posee poca capacidad de retención de agua y una buena aireación. Su pH es ligeramente superior a 6. Suele utilizarse mezclado con otros sustratos como la turba.

3.2.6.3. Piroclastos (picón)

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

Se caracterizan por presentar, en algunas ocasiones, niveles elevados de potasio y sodio; el CIC puede alcanzar cifras de 30 meq /100 g, siendo ello es debido a la presencia de Zeolitas como minerales de alteración (Blesa y Luque, 1972).

Se distinguen dos tipos:

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

Los piroclastos de color claro son más conocidos como pumitas, 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 (Resh, 1982).

3.2.6.4. Tierra

Ruano (2003) hace una serie de recomendaciones para el estaquillado directo de especies forestales. Propone usar suelos de texturas arenosas o francas, con proporciones de limo y arcilla nunca por encima del 15 % por separado o del 30 % en conjunto y evitar elementos de granulometría gruesa con diámetros por encima de los 2 mm. La tierra de un suelo franco se caracteriza por tener una porosidad media del 55 % y una distribución compensada entre macroporos y microporos. Esto asegura una buena capacidad de retención de agua y a la vez facilita el drenaje.

Ruano (2003) también sugiere realizar un análisis químico del sustrato. Considera óptimo un contenido en materia orgánica entre 2,5 y 5 %, ya que superar estos valores podría conllevar ataques fúngicos de cuello en los esquejes y un crecimiento excesivo de la parte aérea una vez enraizados. Otro parámetro a tener en cuenta es el pH, siendo apropiados los suelos ligeramente ácidos ya que valores neutros o básicos, por encima de 7, pueden favorecer el 'damping off' y entorpecer la

micorrización. Además, en algunas especies suelen aparecer síntomas de clorosis férrica cuando el sustrato presenta altos valores de carbonato cálcico activo. Por otra parte, la riqueza en macronutrientes y microelementos debe ser lo más equilibrada posible.

En la propagación asexual de algunas especies de la familia Asteraceae se han utilizado distintos medios compuestos de materiales como turba, fibra de coco, arena, tierra, perlita, etc., solos o combinados en diferentes proporciones.

Álvarez-Cordero y McKell (1979) estudiaron la propagación por estacas de tallo de *Artemisia tridentata* para evaluar la influencia de las distintas concentraciones de AIB en la misma. En los tres ensayos realizados se usó turba como medio de enraizamiento.

García *et al.* (1998) realizaron un ensayo de propagación por estacas de *Asteriscus maritimus* utilizando un sustrato compuesto 30% fibra de coco y 70% turba rubia, obteniendo al final del mismo un 90% de enraizamiento.

En *Santolina chaemaecyparissus*, Fernández-Rufete y Plana (2007) recomiendan, para la propagación mediante estacas, la utilización de un sustrato compuesto por una mezcla de un 70% de turba rubia y 20% de turba negra de estructura fina, 5% de perlita y 5% de arena de sílice, sin embargo Sîrbu (2015), para la misma especie, recomienda la utilización de arena y perlita en iguales proporciones.

Erzsebet *et al.* (2012), en un ensayo de propagación por estacas de dos variedades de *Argyranthemum frutenscens*, obtuvieron los mejores porcentajes de enraizamiento (96%) en la variedad 'Cornsh Gold' utilizando turba como sustrato, mientras en la variedad 'Kudel Start' el mayor porcentaje (84%) se observó en la mezcla de turba y perlita (1:1). Sin embargo Voineac (2019), en la propagación de la misma especie (*Argyranthemum frutescens*), obtuvo buenos resultados al mezclar arena y perlita (1:1), arena y turba (1:0,5) o arena con perlita y turba (1:0,5:0,5). Además puntualizó que el medio para enraizar esquejes debe ser ligero, bien drenado y que no se compacte durante el riego.

Fascella *et al.* (2012) estudiaron la propagación de *Artemisia arborescens* mediante estacas de tallo bajo diferentes condiciones: distintas épocas, aplicación de

ANA y dos sustratos (turba y perlita) en dos proporciones (2:1) y (1:2). Los mejores resultados en cuanto al número de raíces y longitud de las mismas se obtuvieron utilizando el sustrato de turba y perlita (1:1) sin aplicación de ANA.

Trabajando con especies autóctonas del sur de Gran Canaria, entre ellas *Allagopappus viscosissimus*, Hernández (2015) utilizó como sustrato una mezcla de perlita y turba (2:1).

González-Arruti, J.M. (com. pers., 21 de octubre, 2018) realizó un ensayo de propagación vegetativa de *Allagopappus canariensis* en el que utilizó como medio de enraizamiento turba y poliestireno (1:1).

3.2.7. Reguladores de crecimiento

En la propagación vegetativa nos interesa lograr el mayor número de estacas enraizadas. Para ello se pueden aplicar distintas técnicas y entre ellas está la aplicación de tratamientos químicos. En la actualidad se sabe que la actividad fisiológica de las plantas se regula por una serie de sustancias de origen químico conocidas como hormonas. Julios von Sachs en la segunda mitad del siglo XIX sugirió por primera vez la presencia de hormonas reguladoras de crecimiento en las plantas, sustancias que debían ser responsables de la formación de órganos, y que debían ser producidas en las hojas y transportadas hacia abajo al resto de la planta.

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

Es importante distinguir entre hormonas vegetales y sustancias reguladoras de crecimiento:

- Hormonas vegetales: son compuestos orgánicos de origen natural que estimulan, inhiben o modifican procesos fisiológicos en las plantas (Hartman *et al.*, 1990).

- Sustancias reguladoras de crecimiento: son compuestos químicos sintéticos que modifican procesos fisiológicos en las plantas, influyendo en la síntesis, destrucción y translocación de las hormonas vegetales (Hartman *et al.*, 1990).

La aplicación de reguladores de crecimiento permite la estimulación de la iniciación de las raíces, incrementando el porcentaje de enraizamiento de esquejes/estacas. La aplicación de estos reguladores consigue aumentar en muchos casos el porcentaje de esquejes/estacas que forman raíces y acortar el tiempo de enraizamiento, pero no influye en el tamaño final ni en el vigor de las plantas tratadas (Hartmann y Kester, 1989). Cabe destacar, que existe un límite en la cantidad óptima de estas sustancias que, una vez superado, puede inhibir la formación de raíces y dañar a los esquejes.

Los cinco grupos principales de hormonas y reguladores de crecimiento son: las auxinas, citoquininas, giberelinas, ácidos abscísicos y etileno, siendo los dos primeros los más usados en la práctica de propagación por esquejes (Edwards, 1979).

3.2.7.1. Auxinas

Las auxinas son la clase de fitohormonas que están implicadas en muchos aspectos del crecimiento y desarrollo de las plantas (Davies, 1995).

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

Las auxinas están presentes en la planta en 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 diferentes 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 (AIA) es considerado la auxina de producción natural de mayor importancia encontrada en las plantas (Moore, 1979;

citado por Blazich, 1988). Por otra parte, se han encontrado sustancias conocidas como auxinas sintéticas entre las que se encuentran el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA), 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 AIA 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 AIB 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 ANA es también muy empleado aunque es algo más tóxico que el AIB 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 AIB que también promovía el enraizamiento, siendo ésta más efectiva que el AIA (Zimmerman y Wilcoxon, 1935). El AIB es ampliamente usado en el mundo para enraizar muchas especies de plantas. Desde su introducción hace más de 50 años, el AIB, 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 AIB (Ludwing-Müller, 2000).

Álvarez-Cordero y McKell (1979) estudiaron la influencia de diferentes dosis de auxinas y el estado de dormancia del material vegetal en el enraizamiento de las estacas de la especie *Artemisia tridentata*. Las estacas se sometieron a la aplicación de diferentes dosis de AIB (0, 0,1%, 0,3%, 0,8% y 2,0%). En los tres ensayos realizados observaron que las estacas exhiben una marcada estacionalidad en su capacidad de emitir raíces y así las estacas recolectadas en invierno, durante el estado de dormancia, mostraron una mayor capacidad de enraizamiento frente a las recolectadas en la etapa

de crecimiento activo. Sin embargo, recomienda el uso de AIB para incrementar el enraizamiento de las estacas en invierno e inicio de primavera, ya que el enraizamiento aumentó en función del aumento de concentración de AIB. El mayor nivel de AIB (2%) estimuló significativamente más el enraizamiento de las estacas en comparación con las no tratadas e incluso las tratadas con dosis menores.

Cuquel & Mimani (1994), realizaron un ensayo de enraizamiento de estacas de *Chrysanthemum* (Asteraceae) utilizando diferentes dosis de AIB (0, 500, 1000 y 2000 ppm) observándose los mejores resultados en aquellas estacas tratadas con 1000 ppm de AIB.

En la especie *Senecio greyi*, Hocking y Thomas (1980) realizaron un estudio para evaluar el efecto del AIB en combinación con fungicidas. En dicho ensayo se concluyó que la aplicación de 0,4% de AIB mejoró la formación de raíces en las estacas frente a las estacas no tratadas.

García *et al.* (1998) estudiaron la propagación mediante estacas de la especie *Asteriscus maritimus* sometidas al tratamiento con AIB al 0,4%. A las 5 semanas del inicio del ensayo ya observaron diferencias entre las estacas tratadas con AIB y las que no, ya que las primeras exhibieron un 90% de enraizamiento y las testigo 75%. Al final del ensayo (10 semanas del inicio del mismo) observaron que el mejor resultado lo exhibían las estacas tratadas con AIB.

Según Fernández-Rufete y Plana (2007), se pueden utilizar hormonas de enraizamiento para la reproducción de *Asteriscus maritimus*, como la auxina AIA (ácido 3-indol-acético), el AIB (ácido 3-indol-butírico) y el ANA (ácido 1-naftalen-acético), sin embargo en la propagación de la especie *Santolina chamaecyparissus* recomienda la utilización de AIB exclusivamente.

Fascella *et al.* (2012) estudiaron la influencia de diferentes épocas, sustratos y la aplicación de ANA (0,4%) en el enraizamiento de estacas de madera semidura de *Artemisia arborescens*. En dicho ensayo se concluye que el porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de las mismas no están afectados por la aplicación exógena de ANA.

Para la reproducción vegetativa de *Allagopappus viscosissimus*, Hernández (2015) aplicó preparados comerciales en polvo en la base de los esquejes (1-2 cm). Estos productos incorporaban un fungicida (CAPTAN) y reguladores del crecimiento (INABARPLANT II, AIB 0,2% + ANA 0,2% para esquejes herbáceos; INABARPLANT III, AIB 0,3% + ANA 0,2% para esquejes semileñosos). Las primeras estacas terminales enraizadas las obtuvo en la semana 8 (5%), obteniendo un 87,5 % de enraizamiento al finalizar el ensayo transcurridas 10 semanas desde el inicio terminales. Las subterminales no emitieron raíces a pesar de haberse aplicado el producto enraizante.

Romano *et al.*, (2018) estudiaron la influencia de la aplicación de AIB y de la época del año en el enraizamiento de estacas de *Chrysanthemum*. Las estacas fueron tratadas con diferentes niveles de AIB (0, 1000, 2000 y 3000 mg/l). De dicho estudio se concluyó que el tratamiento con AIB a una concentración de 3000 mg/l proporcionó el 90% de enraizamiento en invierno y el 100% en verano. También en el verano, la concentración de 2000 mg/l y en invierno, 2000 y 3000 mg/l proporcionaron una mejor calidad del sistema radicular. Las estacas tratadas con AIB diluidos en alcohol al 50% y secados al horno a 30°C mostraron mayor número, longitud y vigor de las raíces.

4. MATERIAL Y MÉTODOS



4.1. Generalidades

Los ensayos se realizaron en la época de otoño-invierno entre noviembre y febrero de los años 2018, 2019 y 2020, en las instalaciones de la Sección de Ingeniería Agraria de la Escuela Politécnica Superior de Ingeniería (EPSI), situada en el Término Municipal de San Cristóbal de La Laguna (figura 12).



Figura 12: Escuela Politécnica Superior de Ingeniería sección Agraria

El material vegetal utilizado para la obtención de estacas se recolectó de plantas madre ubicadas en los espacios ajardinados de la propia sección, concretamente en las jardineras de obra de 2,50 m x 0,30 m situadas a lo largo de un pasillo lateral al este del invernadero de ‘La Caja’, compartiendo el espacio con ejemplares de otras especies autóctonas (figura 13).

Las jardineras contaban con una instalación de riego por goteo para poder regar durante los meses secos. Esto posibilitaba la prolongación del periodo natural de floración y de crecimiento. No se realizaba aporte de fertilizantes químicos, tan solo compost y una cobertura en superficie de material vegetal picado como acolchado. Cada planta madre era en realidad un grupo múltiple de 2 o 3 ejemplares viverizados a partir de estacas y semillas recolectadas en el barranco de El Pozo (La Orotava). En el momento de la recolección del material vegetal para el primer ensayo las plantas tenían una edad estimada de 13 meses y un tamaño medio entre 35-40 cm de diámetro x 25 cm de altura. Se encontraban en crecimiento vegetativo, una vez terminado el periodo de

letargo estival ya que en otoño tiene lugar la emisión de nuevos brotes en el extremo de los tallos de primavera, movilizandoyemas por debajo de los capítulos florales secos. Estos tallos tiernos, junto con los tallos semimaduros emitidos en primavera, son los que se utilizaron para el ensayo.



Figura 13: Ubicación de las plantas madre

Una vez recolectado el material vegetal (figura 14), se procedió a cortar y seleccionar estacas de entre 6 y 10 centímetros de longitud (figura 15 y 16), eliminándose 1/3 de hojas de la zona inferior. Justo antes de ser plantadas se refrescó el corte, eliminando 1 mm de su extremo basal (figura 17).



Figura 14: Recogida del material vegetal



Figura 15: Medición de estaca



Figura 16: Corte de estaca subterminal



Figura 17: Grupo de estacas terminales preparados

Las estacas se plantaron en bandejas de cultivo de 57 x 39 x 8 cm con orificios para el drenaje practicados en la base (figura 18). Se desinfectaron previamente por inmersión durante una semana en una disolución de hipoclorito sódico al 10% (figura 19). Tras cuatro días de oreado se repartió en el fondo una capa de 2,5 cm de picón como drenaje (figura 20), material que fue previamente desinfectado utilizando el mismo sistema.



Figura 18: Bandeja de cultivo



Figura 19: Desinfección de bandejas de cultivo

Se emplearon dos tipos de sustrato para rellenar las bandejas:

- Una mezcla de picón basáltico, con diámetro de partícula comprendido entre 0,5 y 2,5 cm, y tierra vegetal arcillosa de la propia Sección procedente de las huertas de Tahonilla Baja, combinados ambos materiales en proporción 3:2 (figura 21). El picón utilizado se desinfectó de manera previa siguiendo las indicaciones señaladas anteriormente.

- Una mezcla de gránulos de poliestireno expandido y turba rubia, (ph 5,5 – 6,5) en relación 3:2 (figura 22). La turba se cribó antes de la preparación de la mezcla.



Figura 20: Bandeja de cultivo con capa de drenaje Figura 21: Bandeja con sustrato: picón y tierra (3:2)



Figura 22: Bandeja con sustrato: poliestireno y turba (3:2) Figura 23: Práctica del orificio de plantación



Figura 24: Plantación de estaca

Una vez plantadas se realiza un riego para humedecer ambas partes tanto la estaca como el sustrato (figura 23 y 24).

Las bandejas se colocaron en un umbráculo de 594 m² ubicado al norte del edificio principal de la Sección, por encima del invernadero de ‘La Caja’, a 28° 28′46″N, 16° 19′08″O y 549.93 m.s.n.m (figura 25).

El umbráculo (figura 26) estaba provisto de las infraestructuras necesarias para llevar a cabo el ensayo. La ventilación era pasiva, cenital- lateral, circulando el aire a través de una malla de sombreado que cubría parcialmente el techo y el frente norte de la instalación.



Figura 25: Ubicación del umbráculo. Fotografía aérea. Fuente: GRAFCAN



Figura 26: Vista del exterior del umbráculo, entrada principal

Las bandejas se situaron en una cama caliente (figura 27), que proporcionaba un calor de fondo mediante un circuito cerrado de agua caliente regulado por un termostato y una sonda, manteniendo la temperatura del sustrato entre $22\pm 2^{\circ}\text{C}$. Dicha cama caliente no llegaba a mojarse con la lluvia pues la cubierta del umbráculo en esta zona era impermeable, al estar construida con planchas translúcidas de poliéster ondulado. La zona donde se encontraban las camas estaba protegida de la insolación por una malla de sombreo con un 60% de reducción. Se colocó un termómetro a la altura de las bandejas para el registro diario de temperaturas máximas y mínimas (figura 28).



Figura 27: Cama caliente



Figura 28: Termómetro de máximas y mínimas

Las labores de mantenimiento durante el proceso fueron el riego manual, que se realizaba cada dos o tres días dependiendo de las necesidades, el pinzado de brotes florales para evitar un gasto de nutrientes en su desarrollo y la eliminación de las estacas muertas durante los conteos. En ningún momento se aplicaron tratamientos fitosanitarios. No hubo incidencia de plagas ni aparición de hierbas adventicias.

Se llevó a cabo un diseño en bloques al azar para los dos ensayos, con 20 estacas por unidad experimental y 3 repeticiones por cada tratamiento. Cada bandeja de cultivo se dividió en dos unidades experimentales. La duración de los ensayos fue de 12

semanas, realizándose 5 conteos en cada uno. El primer conteo se realizó a las 4 semanas y los cuatro siguientes cada dos semanas. Para realizar la recopilación de datos se levantaba cuidadosamente cada una de las estacas, replantándolas en el mismo lugar al terminar y aplicando un riego una vez finalizado el proceso.

En cada conteo se procedió a registrar el número de estacas muertas, sin callo, con callo, enraizadas pero no trasplantables y trasplantables, considerando como trasplantables aquellas estacas con un cepellón de volumen notable en el que se pudiera incluir una esfera imaginaria con un radio $R \leq 3$ cm. En éstas estacas se midió la longitud de las tres raíces más largas ($L \geq 3$ cm). Las estacas muertas y las trasplantables fueron retiradas del ensayo en cada recuento, una vez contabilizadas. Las estacas consideradas trasplantables, se plantaron en macetas de polietileno de color negro de 12 cm de diámetro utilizando un sustrato compuesto por una mezcla de turba y picón en la proporción de 1:3 (v/v).

Se recogió también información sobre la formación y localización de los callos y la zona de aparición de las raíces. Los datos obtenidos se organizaron y procesaron en varias hojas de cálculo con el programa Microsoft Office Excel 2010. Se eligieron para el estudio una serie de variables porcentuales, con valores calculados por unidad experimental:

- Estacas muertas (% valores acumulativos)
- Estacas sin callo (% valores no acumulativos)
- Estacas con callo (% valores no acumulativos)
- Estacas enraizadas no trasplantables (% valores no acumulativos)
- Estacas enraizadas trasplantables (% valores acumulativos)
- Estacas enraizadas (sumatorio de estacas no trasplantables y trasplantables % con valores acumulativos solo para las trasplantables)

Con los datos registrados se calculó el índice de enraizamiento (IE) en cada unidad experimental y para cada conteo. Dicho índice refleja la calidad del sistema radicular. La valoración de cada estaca se realizó conforme a la escala que se muestra a continuación (Criley y Parvin, 1979).

0 = Estaca muerta

1 = Sin callo

2 = Con callo

3 = Enraizada no trasplantable

4 = Enraizada trasplantable

Para el cálculo de este índice en cada unidad experimental, se efectuó la media de las valoraciones correspondientes a las 20 estacas.

A continuación se realizó el análisis estadístico, utilizando el software SPSS en su versión 26.0 para Windows 10. Se estudió, para cada ensayo, la influencia de los tratamientos sobre determinadas variables:

- % de estacas muertas
- % de estacas enraizadas trasplantables
- % de estacas enraizadas
- Índice de enraizamiento

Para este fin se llevaron a cabo los correspondientes análisis de varianza univariante de una vía (el tratamiento) con los datos registrados en cada uno de los conteos. Antes de cada análisis se ejecutó la prueba previa de Shapiro-Wilk para comprobar la normalidad en la distribución de las medias y la de Levene, para la homogeneidad de las varianzas (Sokal y Rohlf, 1984). Para la mayor parte de las variables se produjeron incumplimientos de estos principios, procediéndose a realizar la transformación angular de los datos (arcoseno de la raíz cuadrada sobre el valor proporcional) para intentar solventar el problema en este tipo de valores porcentuales (Pérez-Pelea, 2018). Al no ajustarse tampoco los datos corregidos a estas premisas, se decidió aplicar, en estos casos, la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis para el análisis de varianza y comparación por pares (Núñez-Colín, 2018).

Los análisis realizados para el índice de enraizamiento no presentaron graves problemas a este respecto, siendo factible la ejecución de un análisis ANOVA

paramétrico y un test de rangos múltiples de Duncan para diferenciar los grupos homogéneos.

En el ensayo I se analizó además el efecto, sobre las variables ya mencionadas, de cada uno de los dos factores a estudio (el tipo de sustrato y el tipo de estaca) así como de su interacción. Con este objeto, se efectuaron diferentes análisis de varianza univariante de dos vías (los dos factores) para determinadas fases del estudio, sin que surgieran dificultades de tipo estadístico para su aplicación.

Finalmente, se realizó un análisis comparativo del tratamiento turba+poliestireno / estaca terminal en ambos ensayos (T3 / ensayo I y T1 / ensayo II) con el fin de valorar la existencia o no de diferencias significativas entre los valores de las variables a estudio. Los incumplimientos de normalidad y homocedasticidad aconsejaron aplicar también en este caso pruebas no paramétricas de comparación (U de Mann-Whitney), excepto para el índice de enraizamiento, en donde se interpretaron los resultados de la prueba T de Student para dos muestras independientes (Pérez-Pelea, 2018).

Para la exposición de los resultados se confeccionaron diferentes gráficas con el programa Microsoft Office Excel 2010. Se acompañaron de tablas con la información más relevante de los análisis estadísticos realizados.

4.2. Ensayo I: Propagación vegetativa de utilizando dos tipos de sustratos (tierra- picón y turba-poliestireno) y dos tipos de estaca (terminal y subterminal)

El ensayo se inició el día 28 de noviembre de 2018 y finalizó el 21 de febrero de 2019.

Se llevó a cabo un diseño en bloques al azar con 12 unidades experimentales, estableciéndose 3 repeticiones por cada uno de los cuatro tratamientos (tipo de sustrato x tipo de estaca). Se prepararon un total de 240 estacas (60 por cada tratamiento), 120 terminales y 120 subterminales.

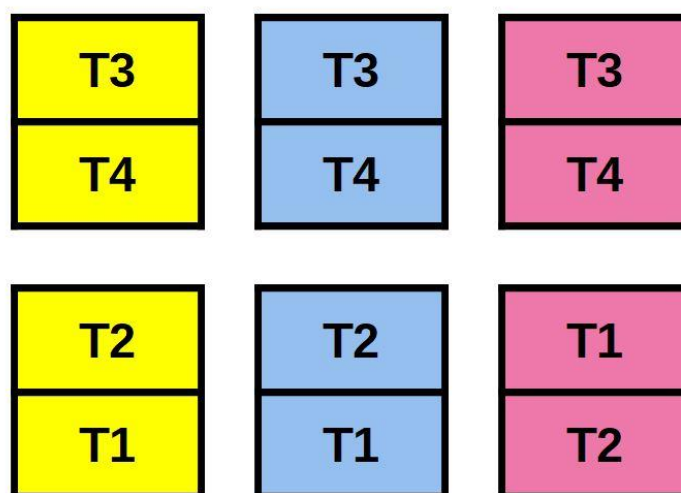


Figura 29: Diseño estadístico de bloques al azar (ensayo I) Tratamiento 1 (T_1): Tierra con picón con estaca terminal, Tratamiento 2 (T_2): Tierra con picón con estaca subterminal, Tratamiento 3 (T_3): Poliestireno con turba con estaca terminal, Tratamiento 4 (T_4): Poliestireno con turba con estaca subterminal. Bloque 1 en amarillo, Bloque 2 en azul y Bloque 3 en rosa



Figura 30: Bandejas de cultivo en la cama caliente plantadas y etiquetadas (ensayo I)

Se colocó un plástico de 400 galgas para mantener una humedad relativa elevada en el área de enraizamiento y evitar la deshidratación de las estacas. Dado que se alcanzaron durante el ensayo altas temperaturas, superiores a 30°C, se decidió retirar.

4.3. Ensayo II: Propagación vegetativa con reguladores de crecimiento

El ensayo se inició el 22 de octubre 2019 y finalizó el día 16 de enero de 2020.

Se llevó a cabo un diseño en bloques al azar con 15 unidades experimentales utilizando el mismo sustrato, una mezcla de turba y poliestireno (2:3). Se establecieron 3 repeticiones por cada uno de los cinco tratamientos. Se prepararon un total de 300 estacas terminales (60 por cada tratamiento).

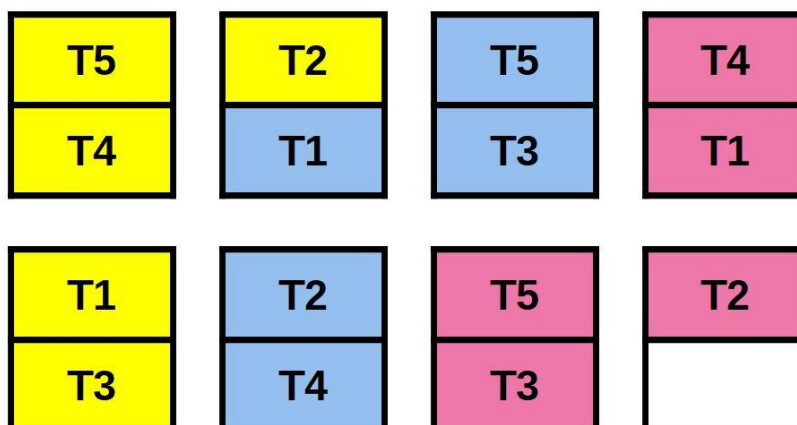


Figura 31: Diseño estadístico de bloques al azar (ensayo II) Tratamiento 1 (T₁): Testigo, Tratamiento 2 (T₂): AIB 1000 ppm, Tratamiento 3 (T₃): AIB 2000 ppm, Tratamiento 4 (T₄): Hormon L, Tratamiento 5 (T₅): Hormogreen SL-2. Bloque 1 en amarillo, bloque 2 en azul y bloque 3 en rosa

El 10 de octubre de 2019 se prepararon en laboratorio las dos disoluciones hidroalcohólicas de AIB a utilizar en el ensayo (1000 y 2000 ppm), utilizando un regulador de crecimiento comercial para su preparación.

Para los otros dos tratamientos se emplearon preparados enraizantes del mercado; Hormon L, producto en formato líquido que tiene en su composición 4000 ppm de AIB, etanol y alcohol isopropílico (figura 32); HormoGreen SL-2, producto en polvo, recomendado para el enraizamiento de esquejes semileñosos, conteniendo 2000 ppm de AIB, 2000 ppm de ANA y 0,5 % de CAPTAN (fungicida).

Los diferentes productos se aplicaron justo antes de la plantación, introduciendo la base de la estaca durante unos 3 o 4 segundos.



Figura 32: Aplicación de regulador de crecimiento en la base de la estaca

En el tratamiento 5, dado que la presentación del producto era en polvo, se aplicó agua destilada para humedecer la estaca previamente a la introducción en el mismo, favoreciendo de esta manera su adherencia (figura 33).



Figura 33: Aplicación de regulador de crecimiento en polvo en la base de la estaca

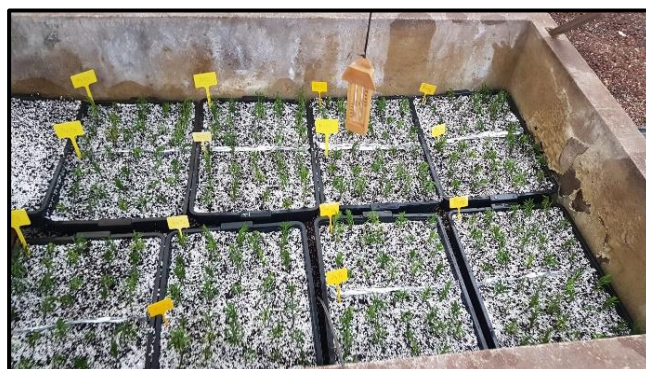


Figura 34: Bandejas de cultivo en la cama caliente plantadas y etiquetadas (ensayo II)

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN



5.1. Ensayo I

5.1.1. Evolución de los tratamientos

5.1.1.1. Tratamiento 1: Tierra más picón y estaca terminal

Como muestra la figura 35, se observa una gran mortalidad desde el comienzo del ensayo. En la semana 4 se alcanza un 55% de estacas muertas, aumentando de forma progresiva hasta llegar al 75% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

Se contabiliza un 5% de estacas sin callo, a las 4 semanas, pero dicho porcentaje va disminuyendo hasta llegar en el último conteo al 0%.

En las primeras semanas se registra un máximo del 5% de estacas con callo, formado en la base de la estaca; Dicho porcentaje disminuye de forma gradual hasta alcanzar un 0% en la 10 semana. No aparecen estacas con callo en el recuento final.

Con respecto a las estacas con raíces no trasplantables, el porcentaje máximo se alcanza en la semana 4 (35%,) pero este no se mantiene y va disminuyendo según pasan las semanas hasta alcanzar un 16,67% al final del ensayo. Las raíces se forman en la base de la estacas, a partir del callo en algunas de ellas.

En la semana 10, es cuando se observan las primeras estacas con raíces trasplantables en un 1,67%. Dicho porcentaje aumenta hasta alcanzar en la semana 12 el 8,33%.

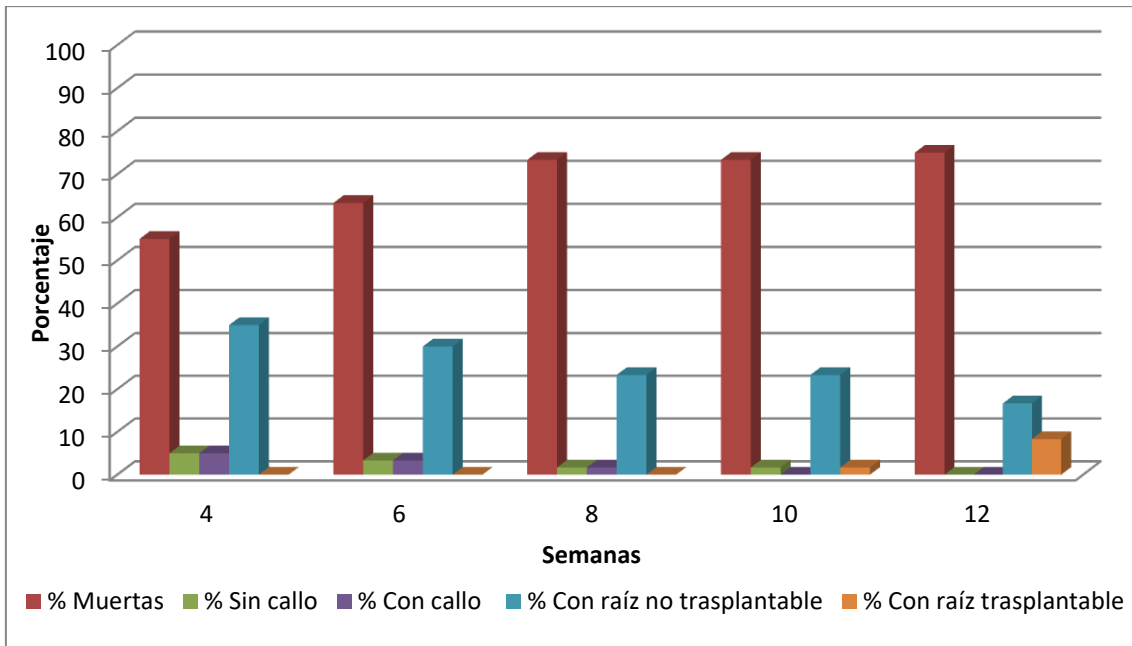


Figura 35: Evolución del tratamiento 1 durante el ensayo I

5.1.1.2. Tratamiento 2: Tierra más picón y estaca subterminal

Como muestra la figura 36, se observa una alta mortalidad desde el comienzo del ensayo. En la semana 4 se alcanza un 81,67 % de estacas muertas, aumentando el porcentaje de forma progresiva hasta alcanzar un máximo del 91,67% en la semana 8 desde el inicio del ensayo.

Se contabiliza un 5% de estacas sin callo a las 4 semanas, pero dicho porcentaje va disminuyendo hasta un 1,67% en la semana 8 y 10, llegando en el último conteo al 0%.

Solo se observaron estacas con callo durante el primer recuento (1,67%), apareciendo este siempre en posición basal.

Con respecto a las estacas con raíces no trasplantables, el porcentaje máximo se alcanza en la semana 4 (11,67%) pero este no se mantiene, disminuyendo hasta alcanzar un 6,67% a las 8 semanas desde el inicio, valor que se repetirá en los dos últimos conteos. Las raíces se formaron en los laterales de las estacas y en la base.

En la semana 12, la última del estudio, es cuando se observan las primeras estacas con raíces trasplantables en un porcentaje del 1,67% de las estacas.

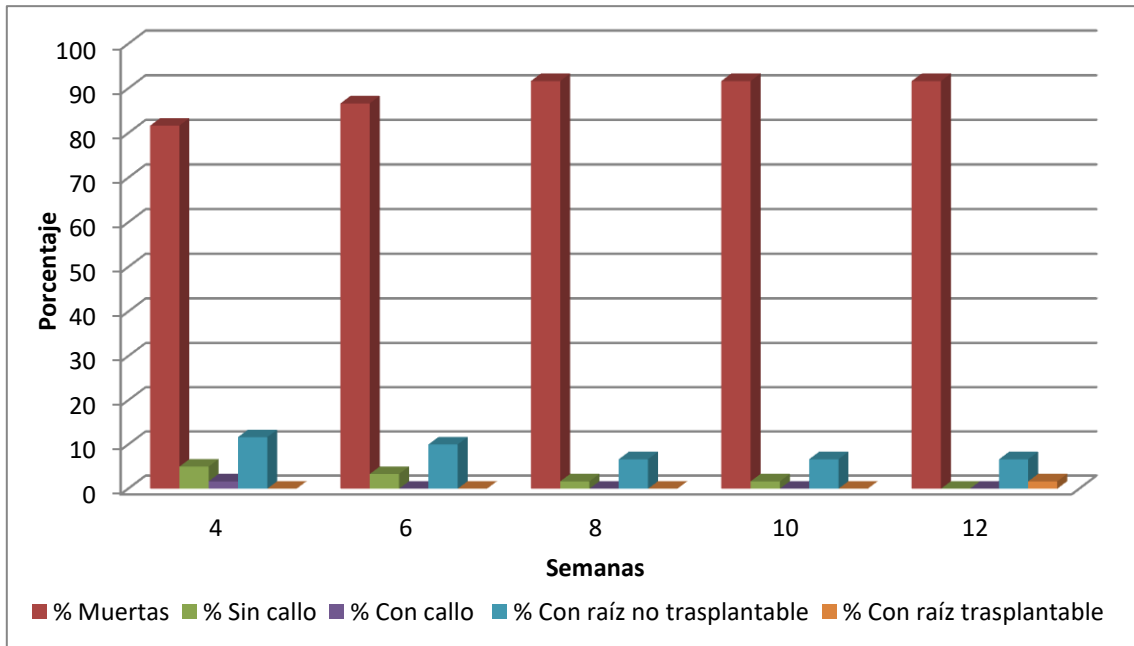


Figura 36: Evolución del tratamiento 2 durante el ensayo I

5.1.1.3. Tratamiento 3: Turba más poliestireno y estaca terminal

En la figura 37 se observa la baja mortalidad que caracteriza a este tratamiento desde el comienzo del ensayo. En la semana 4 se alcanza un 13,33% de estacas muertas, aumentando ligeramente hasta llegar al 16,66% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

Se contabiliza un 20% de estacas sin callo en el primer conteo, pero dicho porcentaje se reduce hasta el 1,67% a las 8 semanas del inicio, manteniéndose este valor en los recuentos restantes.

En las primeras semanas se obtiene un máximo del 6,66% de estacas con callo formándose este en la base de la estaca. Dicho porcentaje disminuye hasta alcanzar un 0% en la semana 8 desde el inicio del ensayo, no registrándose ninguna más en los conteos restantes.

Con respecto a las estacas con raíces no trasplantables, el porcentaje máximo se alcanza en la semana 6 (60%), pero este no se mantiene y va disminuyendo progresivamente hasta alcanzar un 30% al final del ensayo. En algunos casos se formaron raíces laterales además de en la base.

En la semana 4, se observan las primeras estacas con raíces trasplantables en un 5%. Dicho porcentaje aumenta notablemente de forma gradual hasta alcanzar un 51,67% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

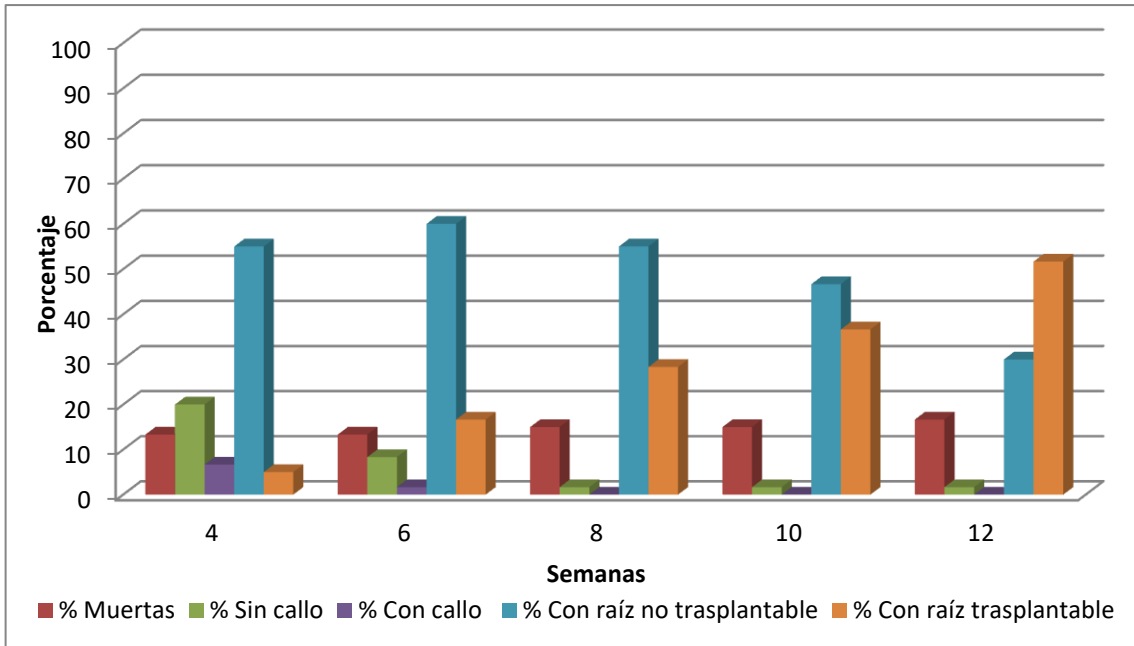


Figura 37: Evolución del tratamiento 3 durante el ensayo I

5.1.1.4. Tratamiento 4: Turba más poliestireno y estaca subterminal

Analizando la figura 38, se puede apreciar una gran mortalidad de estacas desde el comienzo del ensayo. En la semana 4 se alcanza un 71,66 % de estacas muertas, aumentando el valor de forma progresiva hasta llegar a un 83,33% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

Se contabiliza un 15% de estacas sin callo en el primer conteo, pero este porcentaje se reduce a menos de la mitad en el siguiente recuento (6,67%), no volviéndose a observar ninguna estaca sin callo para este tratamiento.

No se detectó formación de callo en ninguna estaca para este tratamiento.

En las primeras semanas se contabiliza un máximo del 18,33% de estacas con raíces no trasplantables. Este porcentaje se incrementa durante el segundo y tercer recuento pero no se mantiene y va disminuyendo según pasan las semanas hasta alcanzar un 8,33% al final del ensayo. Algunas estacas muestran raíces laterales además de basales.

Hasta la semana 10, no se observan estacas con raíces trasplantables (5%). Su porcentaje aumenta hasta alcanzar un discreto 8,33% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

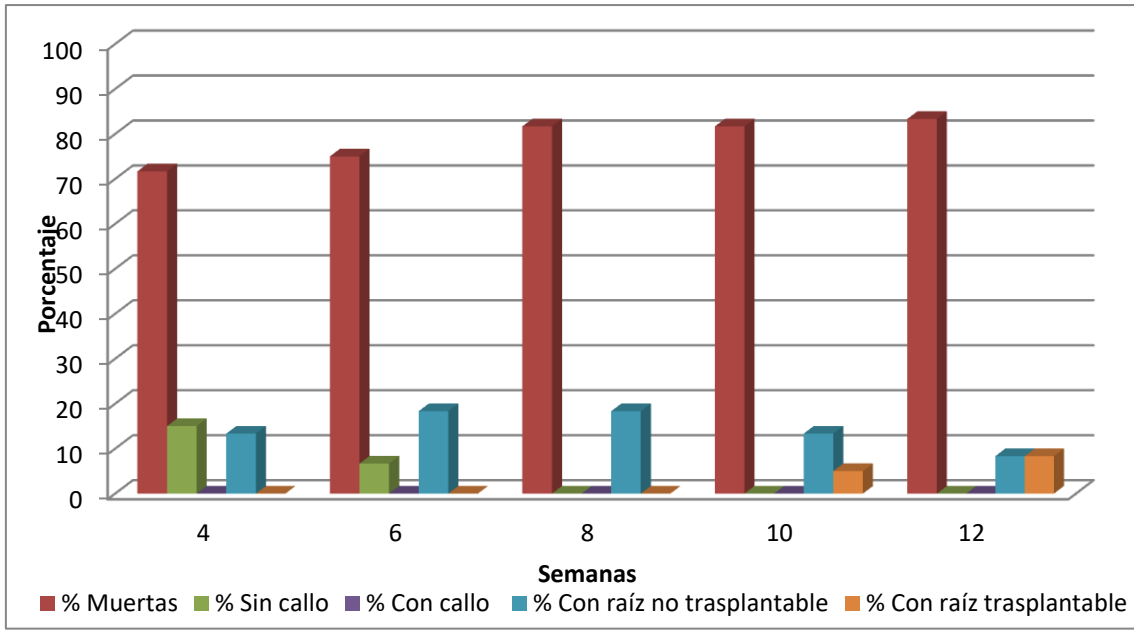


Figura 38: Evolución del tratamiento 4 durante el ensayo I

5.1.2. Comparación de los tratamientos durante el ensayo I

5.1.2.1. Estacas muertas

Como se puede observar en la figura 39, el tratamiento 3 (turba-poliestireno/ estaca terminal) es el que presenta los valores más bajos de estacas muertas (16,67%), existiendo una gran diferencia con respecto a los otros tratamientos caracterizados por su elevada tasa de mortalidad desde el primer recuento. Así el tratamiento 2 exhibió un 91.67% de estacas muertas durante el ensayo, seguido del tratamiento 4 (83,33%) ambos con estacas subterminales.

Los tratamientos 1, 3 y 4 siguen el mismo comportamiento incrementando sus porcentajes hasta llegar a un pico, en la semana 8 del inicio del ensayo, observándose a partir de ahí un crecimiento progresivo, pero lento, hasta alcanzar a una estabilización.

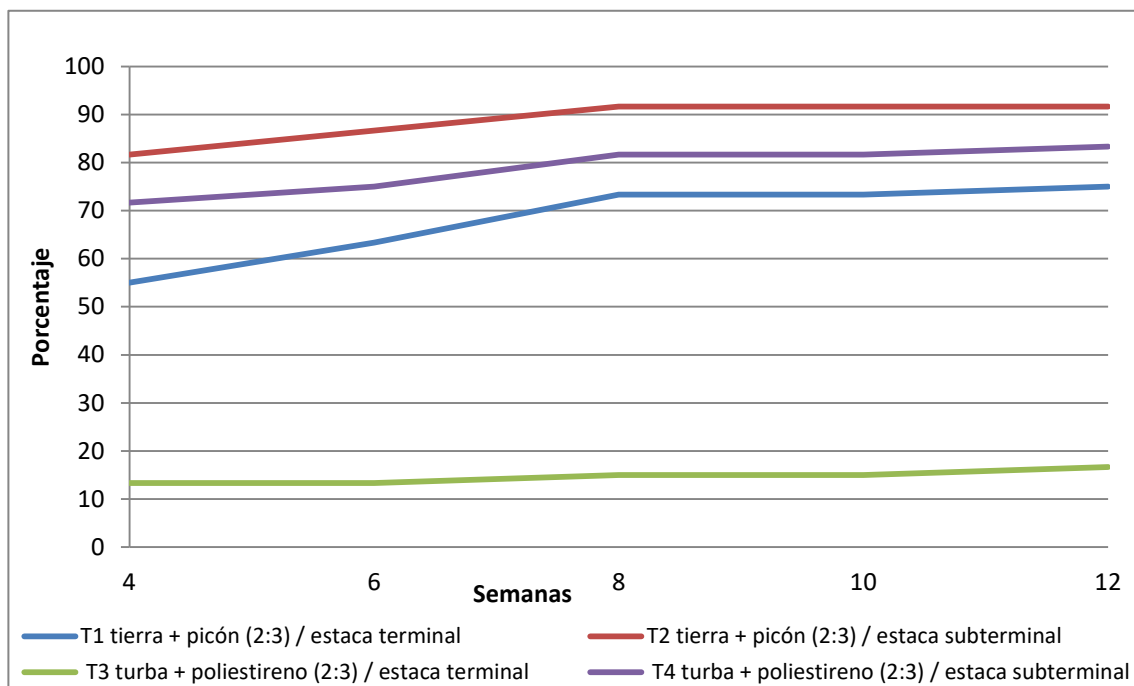


Figura 39: Porcentaje de estacas muertas por tratamiento a lo largo del ensayo I

El análisis estadístico de los datos para la comparación de los tratamientos se realizó aplicando la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis reveló la existencia de diferencias en la distribución de medias para todos los recuentos. En la tabla 1 de comparación por pares pueden verse los niveles de significación del estadístico de prueba, apuntando diferencias significativas entre los porcentajes de estacas muertas de los tratamientos 2 y 3 durante todo el ensayo. Estas diferencias también se manifiestan entre los tratamientos 3 y 4 para las semanas 4 y 12.

Tabla 1: Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas muertas I. Significaciones asintóticas para cada recuento. Las diferencias de medias son significativas para $p < 0,05$ (valores en rojo)

SEMANAS	COMPARACIÓN TRATAMIENTOS					
	T1-T2	T1-T3	T1-T4	T2-T4	T2-T3	T4-T3
4	0,088	0,232	0,393	0,393	0,004	0,040
6	0,088	0,211	0,495	0,306	0,003	0,053
8	0,111	0,191	0,531	0,333	0,004	0,053
10	0,111	0,191	0,531	0,333	0,004	0,053
12	0,122	0,187	0,492	0,390	0,004	0,045

Los análisis ANOVA univariante de doble vía realizados para el primer y el último recuento mostraron significación para la influencia del tipo de sustrato, del tipo de estaca y de su interacción sobre el porcentaje de estacas muertas. En la tabla 2 de comparación por pares se especifica el efecto de esta interacción. Tanto en la semana 4 como en la 12 queda manifiesto el efecto del sustrato cuando la estaca es terminal, pero no cuando es subterminal. En la semana 4, el efecto del tipo de estaca se detecta utilizando ambos sustratos pero, al finalizar el estudio, el tipo de estaca elegida no refleja ningún efecto cuando el sustrato es tierra-picón.

Tabla 2: ANOVA univariante de dos factores (sustrato y estaca) para el porcentaje de estacas muertas I en la semana 4. Efecto de la interacción. Interacciones significativas para $p < 0,05$ (valores en rojo)

TIPO DE ESTACA	Tipo de sustrato		Sig. Semana 4	Sig. Semana 12
	Terminal	Tierra + picón	Turba + poliestireno	0,000
Subterminal	Tierra + picón	Turba + poliestireno	0,211	0,290
TIPO DE SUSTRATO	Tipo de estaca			
Tierra + picón	Terminal	Subterminal	0,007	0,053
Turba + poliestireno	Terminal	Subterminal	0,000	0,000

La gran mortandad observada en los tratamientos 2 y 4, revela una menor capacidad de supervivencia de las estacas subterminales. El tratamiento 1, a pesar de tener estaca terminal, presenta también una tasa de mortalidad desde el inicio muy superior a la del tratamiento más favorable, el tratamiento 3. Queda patente que el sustrato de tierra y picón tampoco ayuda a la supervivencia de las estacas terminales.

El análisis estadístico de la variable para la última semana nos muestra que el tratamiento 3, con estacas terminales, presenta diferencias significativas con el tratamiento 2 y 4, ambos con estacas subterminales (tabla 1), confirmando la interpretación de la gráfica de medias (figura 39). La valoración de estos resultados coincide con la realizada por otros muchos autores como Pérez-Parra *et al.* (1997) y

Martínez-Sánchez *et al.* (2008) para la multiplicación vegetativa de la especie *Asteriscus maritimus*, recomendando la utilización de estacas terminales por ser las más propicias para el enraizamiento.

El tratamiento 3 no muestra en el análisis estadístico ninguna diferencia significativa con el tratamiento 1, aun teniendo diferentes sustratos. Gráficamente sí se observa un mayor porcentaje de estacas muertas, aunque con valores menores que los correspondientes a los tratamientos 2 y 4. El efecto favorable de la estaca terminal compensa en cierta manera el más desfavorable del sustrato con tierra y picón. Los resultados obtenidos en el ANOVA de dos factores corroboran la importancia tanto de la estaca como del sustrato elegido sobre la tasa de mortandad desde el primer recuento.

El alto número de estacas muertas con los tratamientos 1 y 2 puede deberse a que la tierra de textura arcillosa en combinación con el picón no facilite un buen drenaje y aireación, al ser un sustrato menos poroso y más denso que la combinación ligera y frecuentemente utilizada de turba con poliestireno (Abad *et al.*, 1999; Fernández *et al.*, 1998). Esta circunstancia pudo provocar la pudrición de las estacas en esta especie, por otra parte bastante sensible al encharcamiento (González-Arruti, J.M., com. pers., 21 de octubre, 2018).

5.1.2.2. Estacas sin callo

Como muestra la figura 40, en el primer recuento se contabilizan los valores más altos de estacas sin callo, disminuyendo de forma progresiva hasta estabilizarse a partir de la semana 8 del inicio o hasta no contabilizarse ninguna estaca sin callo en tres de los cuatro tratamientos al finalizar el ensayo. Los tratamientos con turba y poliestireno son los que muestran los valores más altos en la semana 4 (20% en el tratamiento 3 y 15% en el tratamiento 4). En cambio, los tratamientos con el sustrato de tierra y picón (tratamiento 1 y 2) presentan porcentajes bajos en los dos primeros recuentos (5%), llegando hasta llegar al 0% en la semana 12.

Cabe destacar que los tratamientos con el mismo sustrato presentaron un comportamiento muy similar. La disminución progresiva de los porcentajes para esta variable a lo largo del ensayo se justifica claramente al pasar las estacas a ser computadas con el tiempo en las otras categorías establecidas (muertas, con callo, con raíz trasplantable y no trasplantable). Los máximos en la semana 4 para los tratamientos 3 y 4, con turba y poliestireno, son consecuencia de la menor mortalidad de estacas para estos tratamientos.

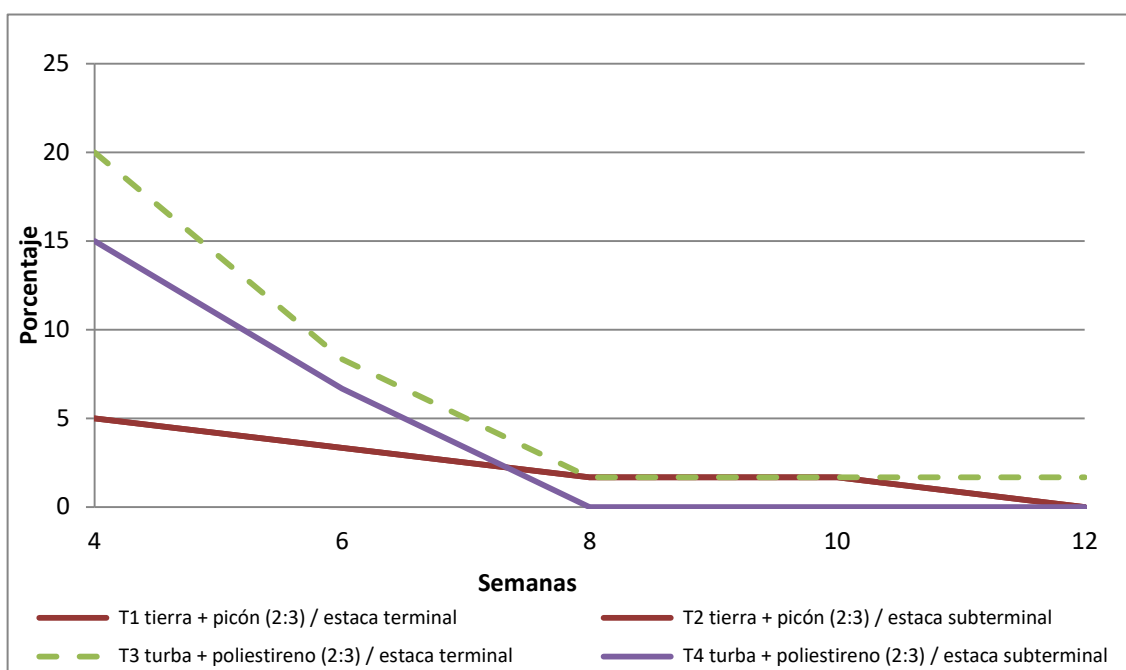


Figura 40: Porcentaje de estacas sin callo por tratamiento a lo largo del ensayo I

5.1.2.3. Estacas con callo

En la figura 41 se puede observar que, en las primeras semanas, se obtienen los máximos porcentajes de estacas con callo, correspondiendo el mayor valor obtenido al tratamiento 3 (6,67%) seguido muy de cerca por el tratamiento 1 que presentó callo en un 5% de las estacas. En el tratamiento 2 el porcentaje de callos fue de 1.67% a las 4 semanas del inicio, sin embargo, en el tratamiento 4 no se observó la formación de callo a lo largo del ensayo. El porcentaje de estacas con callo decrece paulatinamente en todos los tratamientos dado que en la mayor parte de los casos dan lugar a la formación de raíces.

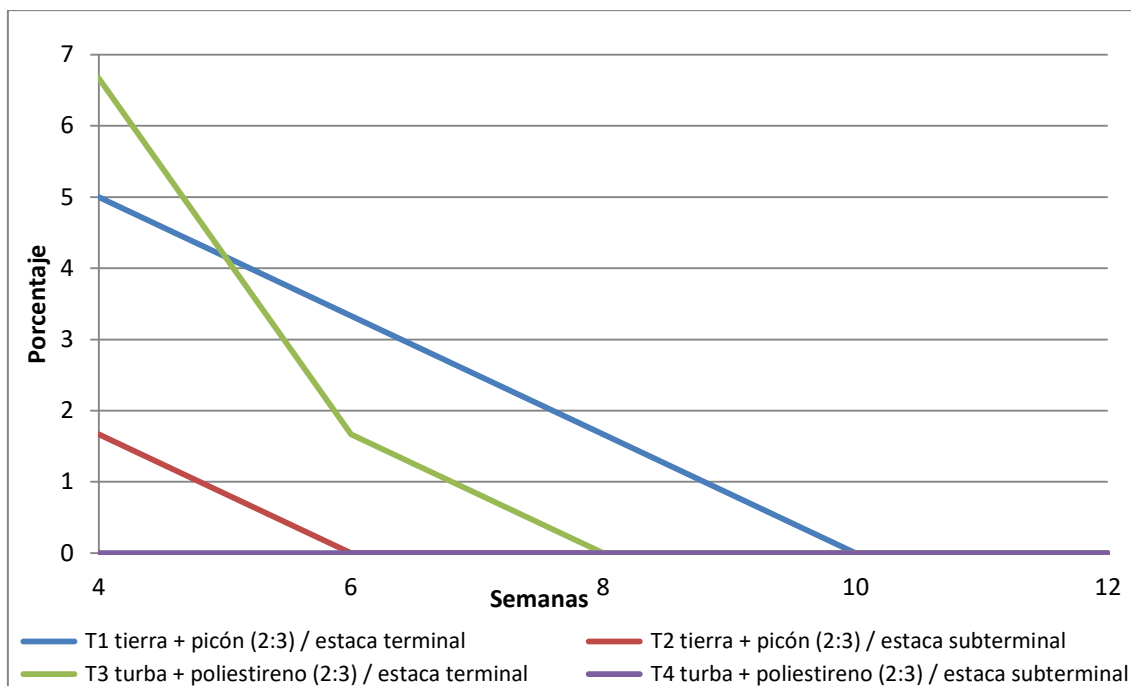


Figura 41: Porcentajes de estacas con callo por tratamiento a lo largo del ensayo I

La formación de callo en ocasiones está relacionada con la emergencia de raíz pero a veces se trata de procesos independientes. Hartman y Kester (1989) señalan que las raíces, con frecuencia, emergen a través del callo. Por tanto, la constitución de esta estructura parece esencial para el enraizamiento en algunos casos. En este ensayo, para los tratamientos 1 y 2, ambos con estaca terminal, parece que la formación de callo tiene cierta relevancia en la primera parte del ensayo; sin embargo, la formación de callo sobre estacas subterminales (tratamientos 2 y 4) solo tiene lugar en el tratamiento 2 durante las 4 primeras semanas y de forma testimonial (1,67%).

El material vegetal utilizado podría tener diferentes grados de lignificación y según Ruano (2003), la rizogénesis depende precisamente de ese condicionante. Cuando son esquejes tiernos, los cambios celulares que preceden a la iniciación del primordio radicular se producen generalmente en ausencia de callo. Cuando los tejidos están más lignificados, la formación del callo en la zona de corte precede a la formación de raíces. En el caso que nos ocupa los dos tratamientos con estacas terminales, con menor grado de lignificación, presentaron un mayor porcentaje de callos.

5.1.2.4. Estacas enraizadas no trasplantables

A las 4 semanas del inicio del ensayo las estacas pertenecientes a los 4 tratamientos mostraron raíces (figura 42). El mayor porcentaje de las mismas lo exhibió el tratamiento 3 (55%), seguido del tratamiento 1 con un valor de 35%.

A partir del primer recuento se observa un ligero aumento del número de estacas con raíz en los tratamientos 3 y 4 (semana 6) alcanzando el mayor porcentaje (60% y 18,33% respectivamente), pero en los otros dos tratamientos el porcentaje disminuye.

En términos generales, es normal que el número de estacas con raíz decrezca ya que posiblemente pasen a contabilizarse en el siguiente conteo como de raíz trasplantable, o incluso otras puedan morir, aunque algunas veces esto no tiene lugar. No obstante, en el último recuento aparece todavía un número considerable de estacas con raíz no trasplantable en los cuatro tratamientos, siendo el tratamiento 3 el que presenta el índice más alto (30%) seguido del tratamiento 1 (16,67%). Este hecho podría justificar la prolongación del ensayo al menos dos semanas más para optimizar los resultados finales de estacas trasplantables.

La gráfica representada en la figura 42 muestra similitud de comportamientos en los tratamientos que tienen el mismo tipo de sustrato a pesar de la diferencia de porcentajes entre unos y otros. Así, en los tratamientos 3 y 4, con turba y poliestireno, los porcentajes de estacas con raíz, aumentan hasta la semana 6 para posteriormente descender lentamente, mientras que en los tratamientos 1 y 2 van decreciendo desde el comienzo hasta llegar a la semana 8, donde luego continúan de forma casi lineal. El sustrato de turba y poliestireno parece favorecer la inducción radicular especialmente durante las seis primeras semanas. Como apunta Van den Heede (1981), el proceso de formación de raíces demanda presencia de oxígeno en el sustrato y disponibilidad de agua sin saturación, condiciones que cumple perfectamente la combinación de turba y poliestireno utilizada.

Los tratamientos con estaca subterminal son los que muestran los valores más bajos: el tratamiento 2, con un máximo del 11,67%, y el tratamiento 4, con un máximo de 18,33%. Se confirma, por lo tanto, la mayor facilidad para el enraizamiento de las

estacas terminales, en línea con los ensayos realizados por otros autores con diferentes compuestas arbustivas ornamentales, como Van den Heede (1981) con *Chrysantemum*.

Los resultados obtenidos para el tratamiento 1 son algo mejores que los del 2 y 4, tal y como ocurrió al interpretar los datos referentes a la tasa de mortalidad. Se produce nuevamente una especie de efecto compensatorio entre los dos factores a estudio, estaca y sustrato, al presentar la opción más favorable para el tipo de estaca (terminal) y la desfavorable con respecto al sustrato utilizado (tierra-picón).

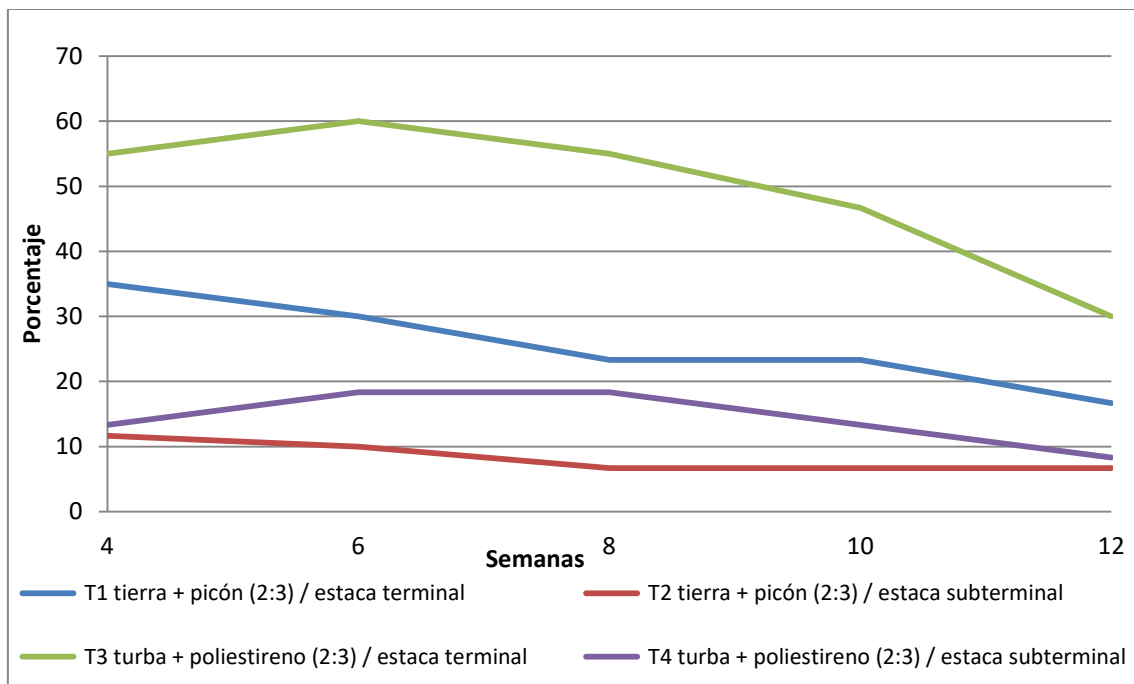


Figura 42: Porcentaje de estacas con raíces no trasplantables por tratamiento a lo largo del ensayo I

5.1.2.5. Estacas enraizadas trasplantables

Como se puede apreciar en la figura 43, el tratamiento 3 (turba + poliestireno / estaca terminal) es el más favorable, mostrando un incremento progresivo en el número de estacas trasplantables desde el inicio, llegando a un 51,67% al finalizar el ensayo. En cambio, en los demás tratamientos no se registran estacas trasplantables hasta la semana 8 del inicio, con un ligero aumento en las semanas siguientes, pero aun así el porcentaje en todos ellos fue inferior al 10%.

El comportamiento de los tratamientos 1, 2 y 4 fue bastante similar a lo largo del ensayo y por el contrario, en el tratamiento 3 el aumento de estacas con raíz trasplantable fue progresivo a lo largo de todo el ensayo. Dado la tendencia ascendente sería previsible que si el ensayo hubiese tenido una mayor duración el porcentaje de estacas con raíz trasplantable habría sido mayor al obtenido.

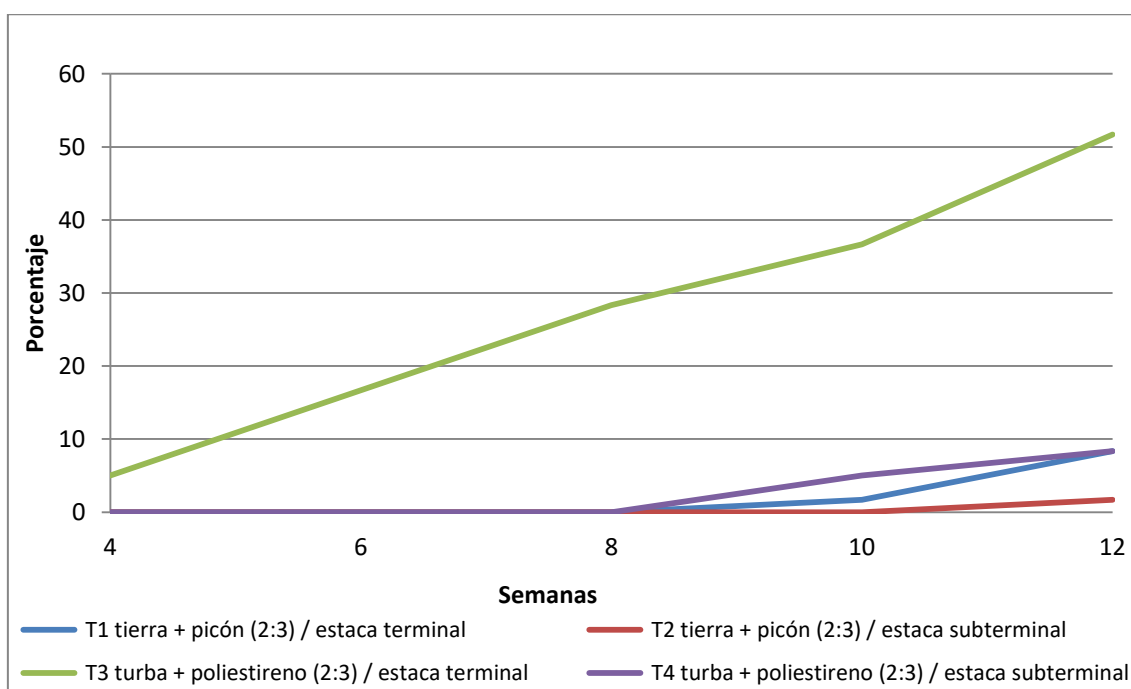


Figura 43: Porcentaje de estacas con raíces trasplantables por tratamiento a lo largo del ensayo I

El análisis estadístico de los datos para la comparación de los tratamientos se realizó aplicando la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis reveló la existencia de diferencias en la distribución de medias para todos los recuentos excepto en la semana 4. En la tabla 3 de comparación por pares pueden verse los niveles de significación del estadístico de prueba, apuntando diferencias significativas entre los porcentajes de estacas trasplantables de los tratamientos 2 y 3 entre las semanas 6 y 12, mientras para la pareja de tratamientos 1 y 3 solo entre la sexta y la décima. Estas diferencias también se manifiestan entre los tratamientos 3 y 4 para el segundo y tercer recuento.

Tabla 3: Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas enraizadas trasplantables I. Significaciones asintóticas para cada recuento. Las diferencias de medias son significativas para $p < 0,05$ (valores en rojo)

SEMANAS	COMPARACIÓN TRATAMIENTOS					
	T1-T2	T1-T3	T1-T4	T2-T4	T2-T3	T4-T3
6	1,000	0,007	1,000	1,000	0,007	0,007
8	1,000	0,007	1,000	1,000	0,007	0,007
10	0,627	0,025	0,505	0,249	0,006	0,115
12	0,274	0,095	0,908	0,327	0,006	0,074

Los análisis ANOVA univariante de doble vía realizados para el último recuento mostraron significación para la influencia del tipo de sustrato, del tipo de estaca y de su interacción sobre el porcentaje de estacas enraizadas trasplantables. En la tabla 4 de comparación por pares se especifica el efecto de la interacción. En la semana 12 queda manifiesto el efecto del sustrato cuando la estaca es terminal, pero no cuando es subterminal. El efecto del tipo de estaca solo se detecta con sustrato turba más poliestireno.

Tabla 4: ANOVA univariante de dos factores (sustrato y estaca) para el porcentaje de estacas enraizadas trasplantables I en la semana 12. Efecto de la interacción. Interacciones significativas para $p < 0,05$ (valores en rojo)

TIPO DE ESTACA	Tipo de sustrato		Sig. Semana 12
Terminal	Tierra + picón	Turba + poliestireno	0,000
Subterminal	Tierra + picón	Turba + poliestireno	0,155
TIPO DE SUSTRATO	Tipo de estaca		
Tierra + picón	Terminal	Subterminal	0,155
Turba + poliestireno	Terminal	Subterminal	0,000

El tipo de sustrato empleado influye de una manera definitiva en la obtención de un alto porcentaje de enraizamiento. Las estacas, tanto terminales como subterminales, se deshidratan con mucha facilidad y es por lo que el sustrato ideal es aquel que posea una buena capacidad de retención de agua. La turba tiene esta característica, siendo pues el sustrato más recomendado. La combinación con poliestireno asegura además una buena aireación y drenaje, minimizando los problemas que podría ocasionar un exceso de riego (Fernández *et al.*, 1998). La perlita suele ser otro material usado con frecuencia en las mezclas con turba, combinando los materiales en diferentes proporciones. Erzsebet *et al.* (2012) enraizaron estacas de *Argyranthemum frutescens* 'Kudel Start' empleando turba y perlita (1:1) como sustrato, obteniendo un 84% de estacas enraizadas, por encima del 51,67 % obtenido en nuestro ensayo.

El tipo de estaca elegida también es importante para la obtención de buenos resultados. La estaca terminal parece la más propicia para conseguir un buen sistema radicular en los tres meses que duró el estudio. Ciertamente, si el sustrato no es el adecuado poco importa el tipo de estaca elegida, tal y como queda expuesto en la tabla de resultados del análisis estadístico de interacción (ver tabla 5). El efecto de un buen sustrato en combinación con una estaca adecuada queda manifiesto desde el inicio del ensayo (figura 43), propiciando la aparición de estacas trasplantables desde el primer recuento y asociado, lógicamente, a una menor tasa de mortandad y a un mayor porcentaje de estacas con desarrollo de callo. El porcentaje de enraizamiento obtenido por Hernández (2015) con estacas terminales de *Allagopappus viscosissimus* en perlita con turba (2:1) fue del 87,5%, un 25% superior al obtenido en el presente estudio. Hay que tener en cuenta que utilizó reguladores de crecimiento y fungicidas, manteniendo además las condiciones ambientales controladas. Sin embargo, no logró enraizar estacas subterminales, frente al 8,33% conseguido en este trabajo en los tratamientos 1 y 4. El calor de fondo proporcionado a las bandejas favoreció probablemente el proceso de enraizamiento, supliendo en parte el efecto de los tratamientos químicos aplicados.

Ensayando con *Chrysanthemum morifolium*, Hassanein (2013) también obtuvo el mejor porcentaje de enraizamiento con esquejes terminales al igual que otros muchos autores como Fernández-Rufete y Plana (2007) para *Asteriscus maritimus* o González-Arruti, J.M. (com. pers., 21 de octubre, 2018) con la especie del presente trabajo.

Los resultados obtenidos podrían haber sido mejores optimizando el riego y regulando la temperatura ambiental; las estacas sufrieron estrés hídrico en algunas jornadas con temperaturas por encima de los 30°C (ver Anexo I temperaturas) durante las dos primeras semanas y con picos en la semana 11, cuando lo recomendable para la mayoría de las especies consultadas es no superar valores de 26-27 °C (Martínez y Águila, 1989; García *et. al.*, 2007; Fernández-Rufete y Plana, 2007).

La época elegida para el ensayo debe ser también tenida en cuenta para lograr buenos porcentajes de enraizamiento. Algunos de los autores consultados materializaron sus ensayos en primavera como Hernández (2015) con *Allagopappus viscosissimus*, Erzsebet *et al.* (2012) y Voineac (2019) con *Argyranthemum frutescens*, obteniendo también buenos resultados.

5.1.2.6. Estacas enraizadas (raíces no trasplantables + trasplantables)

El cómputo del total de estacas que lograron formar raíces presenta cierto interés al representar un indicador del verdadero potencial de la especie para enraizar.

Como se puede apreciar en la figura 44, el tratamiento 3 (turba + poliestireno / estaca terminal) es con gran diferencia el más favorable, mostrando un incremento progresivo en el número de estacas enraizadas desde el inicio, llegando a un 81,67% al finalizar el ensayo. El tratamiento 4, con el mismo sustrato pero estaca diferente, presenta valores más discretos, pero muestra una pauta de crecimiento similar pasando de un 13,33% al inicio hasta un 18,33% en la semana 6, manteniendo valores similares hasta el final. Los tratamientos 1 y 2, con sustrato de tierra y picón, se comportan así mismo de modo similar, con valores descendentes en la primera parte del ensayo y una estabilización después. El tratamiento 1 al inicio del ensayo aporta un 35% de estacas enraizadas, descendiendo el porcentaje hasta llegar a un 25% al final del ensayo. El tratamiento 2 es el más desfavorable, comienza a penas con un 11,67 % de estacas enraizadas para terminar con un 8,33%.

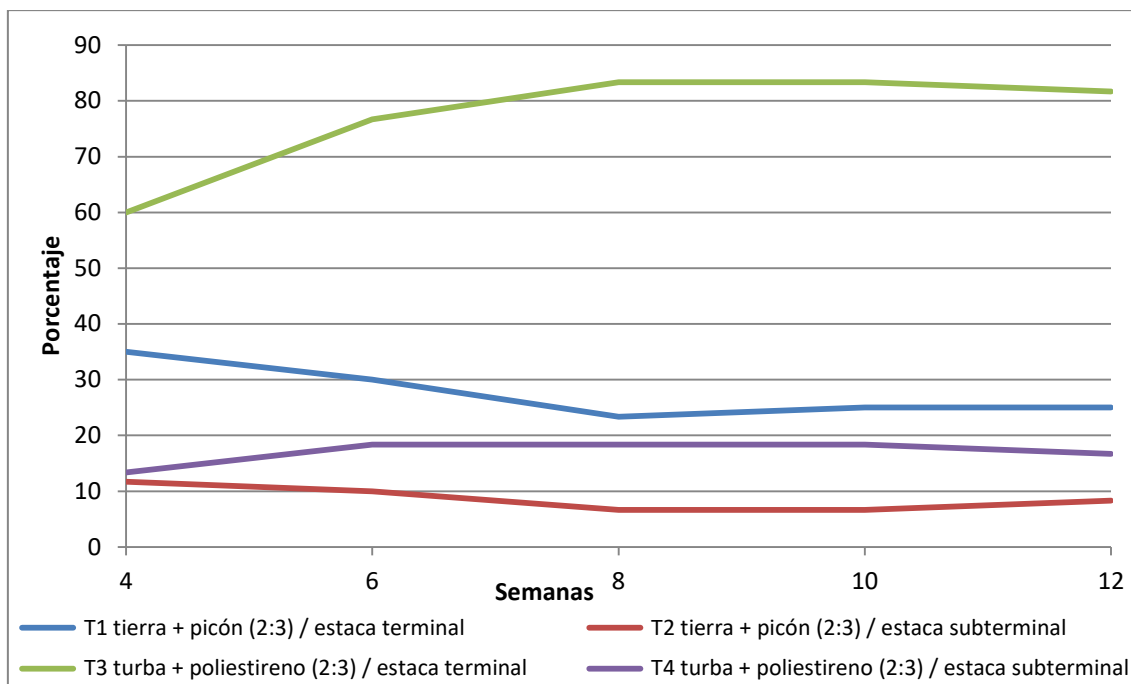


Figura 44: Porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento a lo largo del ensayo I

El análisis estadístico de los datos para la comparación de los tratamientos se realizó aplicando la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis reveló la existencia de diferencias en la distribución de medias para todos los recuentos. En la tabla 5 de comparación por pares pueden verse los niveles de significación del estadístico de prueba, apuntando diferencias significativas entre los porcentajes de estacas enraizadas de los tratamientos 2 y 3 durante todo el ensayo. Estas diferencias también se manifiestan entre los tratamientos 3 y 4 para la semana 4, 6 y 12. Entre el tratamiento 1 y 2 para la semana 6 únicamente.

Tabla 5: Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas enraizadas I. Significaciones asintóticas para cada recuento. Las diferencias de medias son significativas para $p < 0,05$ (valores en rojo)

TRATAMIENTOS	SEMANAS				
	4	6	8	10	12
T1 - T2	0,099	0,045	0,110	0,088	0,122
T1 - T3	0,306	0,277	0,154	0,191	0,188
T1 - T4	0,156	0,360	0,776	0,608	0,492
T2 - T3	0,008	0,002	0,003	0,003	0,004
T2 - T4	0,820	0,277	0,190	0,232	0,391
T3 - T4	0,015	0,045	0,087	0,069	0,045

Los análisis ANOVA univariante de doble vía realizados para el último recuento mostraron significación para la influencia del tipo de sustrato, del tipo de estaca y de su interacción sobre el porcentaje de estacas enraizadas. En la tabla 6 de comparación por pares se especifica el efecto de la interacción. En la semana 12 queda manifiesto el efecto del sustrato cuando la estaca es terminal, pero no cuando es subterminal. El efecto del tipo de estaca se detecta utilizando ambos sustratos.

Tabla 6: ANOVA univariante de dos factores (sustrato y estaca) para el porcentaje de estacas enraizadas I en la semana 12. Efecto de la interacción. Interacciones significativas para $p < 0,05$ (valores en rojo)

TIPO DE ESTACA	Tipo de sustrato		Sig. Semana 12
Terminal	Tierra + picón	Turba + poliestireno	0,000
Subterminal	Tierra + picón	Turba + poliestireno	0,272
TIPO DE SUSTRATO	Tipo de estaca		
Tierra + picón	Terminal	Subterminal	0,046
Turba + poliestireno	Terminal	Subterminal	0,000

La gráfica de la figura 44 y el análisis estadístico realizado dejan patente la mejor aptitud del tratamiento 3, con estacas terminales sobre sustrato de turba y poliestireno, para inducir la formación de raíces. La semana 8 marca el punto de inflexión en las curvas de evolución de todos los tratamientos, señalando el momento en el que se obtiene, en términos generales, el máximo de estacas enraizadas. De ahí en adelante solo se producirá un mayor desarrollo del sistema radicular. La disminución de los porcentajes de estacas enraizadas en los tratamientos con tierra y picón (1 y 3) durante la primera mitad del ensayo lleva parejo un incremento de la mortalidad (ver figura 39), una consecuencia de la poca idoneidad del sustrato. Es notable, sin embargo, la mayor facilidad para emitir raíces que tienen las estacas terminales desde las primeras semanas, a pesar de estar plantadas en el sustrato más desfavorable (tratamiento 1). Este hecho queda reflejado perfectamente en la comparación por pares de la semana 12 (tabla 6) y en la semana 6 de la prueba de Kruskal-Wallis (tabla 6).

5.1.2.7. Índice de enraizamiento ensayo I

Las medias de los resultados obtenidos para este parámetro en los cuatro tratamientos se sometieron a un análisis de varianza univariante ($\alpha = 0.05$), resultando que había significación entre los valores para todos los conteos. Se procedió después a aplicar a estos mismos datos el test de rangos múltiples de Duncan para separar los grupos de medias homogéneas (tabla 7).

El tratamiento 3 (turba-poliestireno / estaca terminal) muestra índices de enraizamiento significativamente superiores al de los otros tres, desde el recuento de la semana 4 hasta el final del ensayo. La prueba de Duncan también refleja diferencias significativas entre las medias de los tratamientos 1 y 2, ambos con sustrato de tierra y picón, pero con estacas de diferente tipo, aunque esto no puede confirmarse en el último recuento. En cambio, al comparar los valores del índice para los tratamientos 2 y 4, los dos con estacas subterminales, las diferencias no son significativas en ninguno de los conteos.

Resulta evidente el mayor efecto del tipo de estaca elegido respecto al tipo de sustrato sobre el índice de enraizamiento. El efecto compensatorio de los factores a estudio, el tipo de sustrato y el tipo de estaca, cuando solo uno de ellos es favorable y el

otro no, parece confirmarse al analizar los índices de enraizamiento en los tratamientos 1 y 4; la ausencia de significación en las diferencias de sus medias se produce ya desde la semana 6.

Tabla 7: Índice de enraizamiento I. Medias obtenidas para cada tratamiento y su significación tras aplicar el test de rangos múltiples de Duncan (las medias seguidas de la misma letra no presentan diferencias significativas entre sí; $\alpha = 0,05$)

TRATAMIENTO		SEMANAS				
		4	6	8	10	12
T1	Tierra + picón / Estaca terminal	1,20b	1,00b	0,75b	0,78b	0,83b
T2	Tierra + picón / Estaca subterminal	0,43c	0,33c	0,22c	0,22c	0,27b
T3	Turba + poliestireno / Estaca terminal	2,18 a	2,58a	2,80a	2,88a	2,98a
T4	Turba + poliestireno / Estaca subterminal	0,55c	0,62bc	0,55bc	0,60bc	0,58b

Los análisis ANOVA univariante de doble vía realizados para el último recuento mostraron significación para la influencia del tipo de sustrato, del tipo de estaca y de su interacción sobre el porcentaje de estacas enraizadas. En la tabla 8 de comparación por pares se especifica el efecto de la interacción. En la semana 12 queda manifiesto el efecto del sustrato cuando la estaca es terminal, pero no cuando es subterminal. El efecto del tipo de estaca se detecta utilizando ambos sustratos.

Tabla 8: ANOVA univariante de dos factores (sustrato y estaca) para el índice de enraizamiento I en la semana 12. Efecto de la interacción. Interacciones significativas para $p < 0,05$ (valores en rojo)

TIPO DE ESTACA	Tipo de sustrato		Sig. Semana 12
Terminal	Tierra + picón	Turba + poliestireno	0,000
Subterminal	Tierra + picón	Turba + poliestireno	0,155
TIPO DE SUSTRATO	Tipo de estaca		
Tierra + picón	Terminal	Subterminal	0,044
Turba + poliestireno	Terminal	Subterminal	0,000

El índice de enraizamiento nos indica qué tratamiento obtiene una mayor calidad de enraizamiento. El tratamiento que presenta mejor respuesta es el tratamiento 3, coincidiendo con el que tiene el mayor porcentaje de raíces trasplantables, lo cual nos indica que es el mejor del ensayo.

Haciendo hincapié en la semana 12, el tratamiento 3 presenta diferencias significativas con los demás tratamientos, pero estos, sin embargo, no presentan diferencias significativas entre sí.

El sustrato influye de manera decisiva cuando la estaca es terminal, obteniendo las diferencias entre las medias un valor significativo. En cambio, con la subterminal no se obtiene esta significación. Por otro lado, ambos tipos de sustratos se ven influidos por el tipo de estaca terminal y subterminal obteniendo las diferencias de porcentaje resultados significativos.

5.2. Ensayo II

5.2.1. Evolución de los tratamientos

5.2.1.1. Tratamiento 1: Testigo

Como muestra la figura 45, se observa cierta mortalidad desde el comienzo del ensayo. En la semana 4 se alcanza un 20% de estacas muertas, aumentando de forma progresiva hasta alcanzar un 58,3% en la semana 12.

Se contabiliza un 40% de estacas sin callo a las 4 semanas, pero dicho porcentaje va disminuyendo hasta llegar en el último conteo al 11,67%.

El porcentaje de estacas con callo (1,67%) es muy discreto y se mantiene constante desde el primer hasta el cuarto recuento. El callo se forma en la base de las estacas. A lo largo del proceso a las 12 semanas ya no se detectan estacas con callo.

Con respecto a las estacas con raíces no trasplantables, el porcentaje máximo se alcanza en la semana 4 (38,33%), pero este no se mantiene y va disminuyendo hasta alcanzar un 15% al final del ensayo. Muchas de ellas pasan a ser estacas con raíces trasplantables. Se forman raíces a partir del callo en la mayor parte de las estacas, apareciendo algunas en posición lateral.

En la semana 6, en el segundo conteo del estudio, es cuando se observan las primeras estacas con raíces trasplantables 3,33% aumentando su número de forma progresiva hasta alcanzar un 15% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

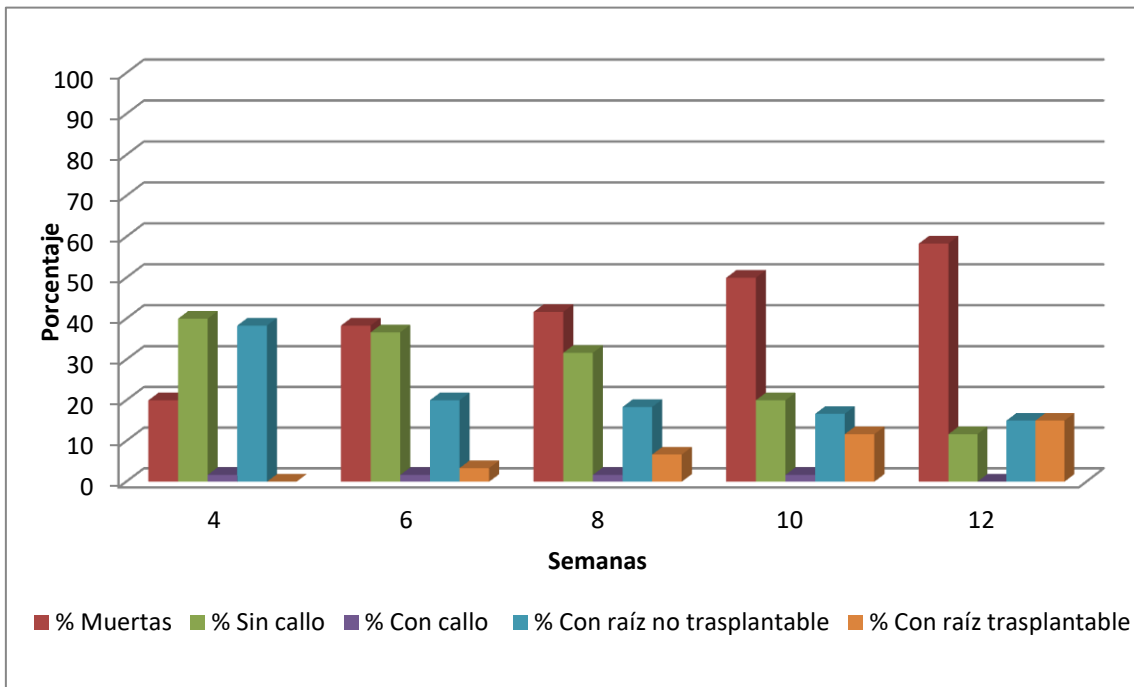


Figura 45: Evolución del tratamiento 1 durante el ensayo II

5.2.1.2. Tratamiento 2: 1000 ppm AIB

Analizando la figura 46 se observa una baja mortalidad desde el comienzo del ensayo. En la semana 4 se alcanza un 1,67% de estacas muertas, aumentando el número de forma progresiva hasta alcanzar un 11,66% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

Se contabiliza un 16,66% de estacas sin callo a las 4 semanas, con un 16,66% pero dicho porcentaje va disminuyendo hasta llegar en el último conteo al 6,67%.

En la semana 10 se registra un máximo del 1,66% de estacas con callo en la base de la estaca; Dicho porcentaje disminuye de forma gradual hasta alcanzar un 0% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

Con respecto a las estacas con raíces no trasplantables, el porcentaje máximo se alcanza en la semana 4 (56,67%), pero este no se mantiene y va disminuyendo con el tiempo hasta alcanzar un 16,67% al final del ensayo.

En la semana 4 es cuando se observan las primeras estacas con raíces trasplantables en un porcentaje del 25%, aumentando este valor de forma progresiva hasta alcanzar un 65% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

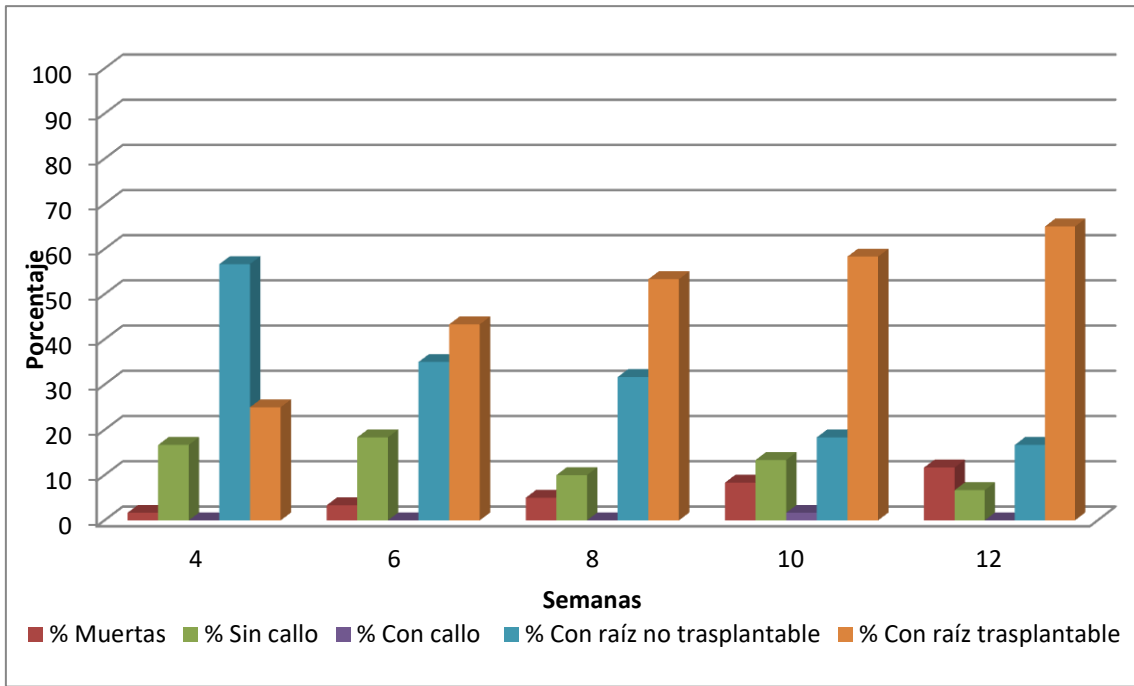


Figura 46: Evolución del tratamiento 2 durante el ensayo II

5.2.1.3. Tratamiento 3: 2000 ppm AIB

Como muestra la figura 47, se observa una baja mortalidad desde el comienzo del ensayo. En la semana 4 se alcanza un 13,33% de estacas muertas, aumentando de forma progresiva este porcentaje hasta alcanzar un 25% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

Se determina un 13,33% de estacas sin callo en el primer conteo, pero dicho porcentaje va disminuyendo hasta llegar en el último recuento al 3,33%.

Solo aparecen estacas con callo de forma testimonial (1,67%) en el recuento realizado a las 6 semanas desde el inicio del ensayo.

Con respecto a las estacas con raíces no trasplantables, el porcentaje máximo se alcanza en la semana 4 con un 51,67%, pero este valor no se mantiene y va disminuyendo hasta alcanzar un 10% al final del ensayo. Las raíces se forman en la base de la estaca aunque en algunas de ellas se llegan a formar raíces laterales.

En la semana 4 es cuando se observan las primeras estacas con raíces trasplantables en un 21,67% del total, aumentando de forma progresiva hasta alcanzar un máximo del 61,67% en la semana 10 desde el inicio del ensayo.

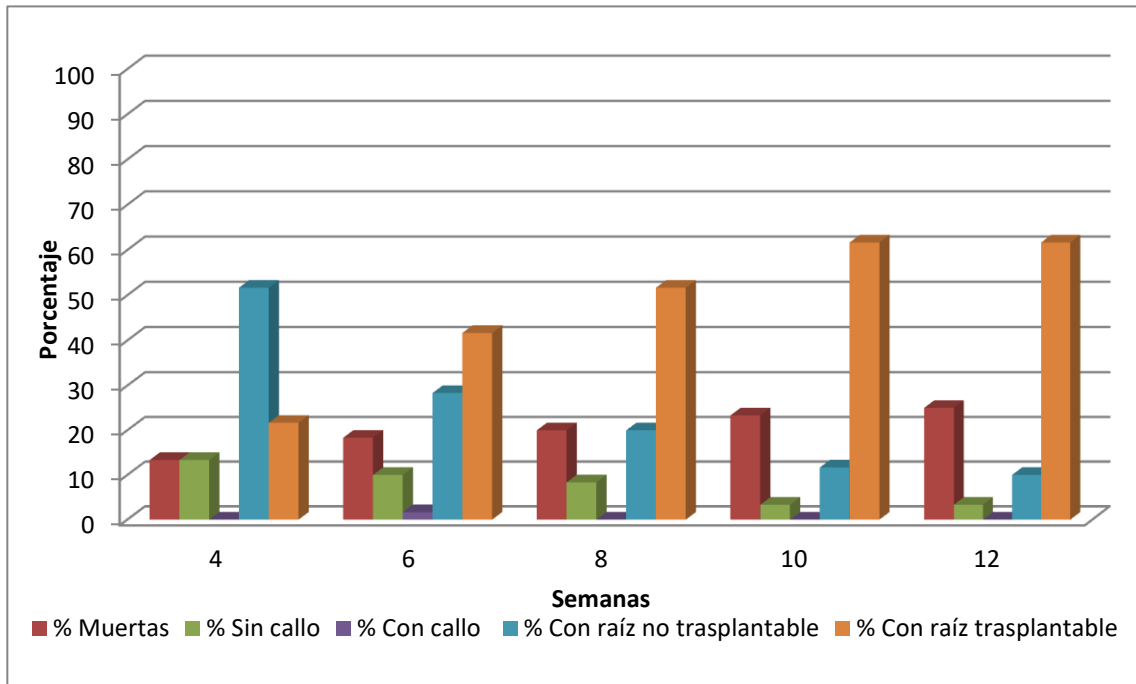


Figura 47: Evolución del tratamiento 3 durante el ensayo II

5.2.1.4. Tratamiento 4: Hormon L

Como se aprecia en la figura 48, se produce una alta mortalidad de estacas desde el comienzo del ensayo. En la semana 4 se alcanza un 31,67% de estacas muertas, aumentando de forma progresiva hasta llegar al 38,33% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

Se contabiliza un 3,33% de estacas sin callo a las 4 semanas, pero dicho porcentaje va disminuyendo hasta llegar en el último conteo al 1,67%.

No se recuentan estacas con callo para este tratamiento en todo el ensayo.

En cuanto a las estacas con raíces no trasplantables, el porcentaje máximo (21,66%) se alcanza en la semana 4, pero este va disminuyendo según pasan las semanas hasta un 3,33% al final del ensayo.

En el primer conteo es cuando se observan las primeras estacas con raíces trasplantables (43,33%), aumentando de forma progresiva hasta alcanzar un 56,67% en la semana 10 desde el inicio del ensayo, manteniendo este valor hasta el final del estudio.

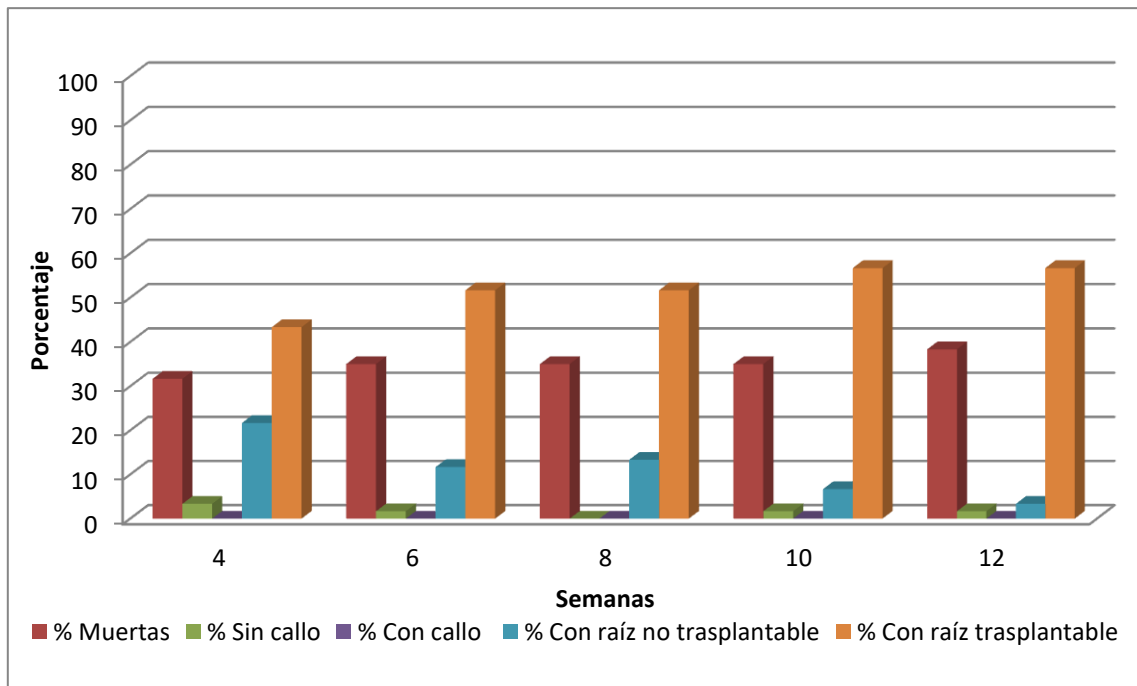


Figura 48: Evolución del tratamiento 4 durante el ensayo II

5.2.1.5. Tratamiento 5: Hormogreen SL-2

Se observa una alta mortalidad desde el comienzo del ensayo, como se muestra en la figura 49. En la semana 4 se alcanza un 33% de estacas muertas, aumentando el porcentaje de forma progresiva hasta llegar a un 63,33% en la semana 12 desde el inicio del ensayo.

Se contabiliza un 20% de estacas sin callo a las 4 semanas, pero dicho porcentaje va disminuyendo hasta llegar en el último conteo al 1,67%.

En la semana 8 se registra un máximo de un 3,33% de estacas con callo, desarrollado en la base de la estaca. Sin embargo, en los dos últimos conteos no se aprecia la existencia de callo en ninguna estaca sin enraizar.

En referencia a las estacas con raíces no trasplantables, el porcentaje más alto se alcanza en la semana 4 (35%) pero este valor va disminuyendo según pasan las semanas reduciéndose a un 5% al final del ensayo. Se llegaron a formar raíces laterales en algunas estacas que presentaban pudrición de la base.

En la semana 4, durante el primer recuento, es cuando se observan las primeras estacas con raíces trasplantables en un 11,67%, aumentando de forma progresiva hasta alcanzar un 30% en la semana 10 desde el inicio del ensayo, valor que se mantendrá constante hasta el final del estudio.

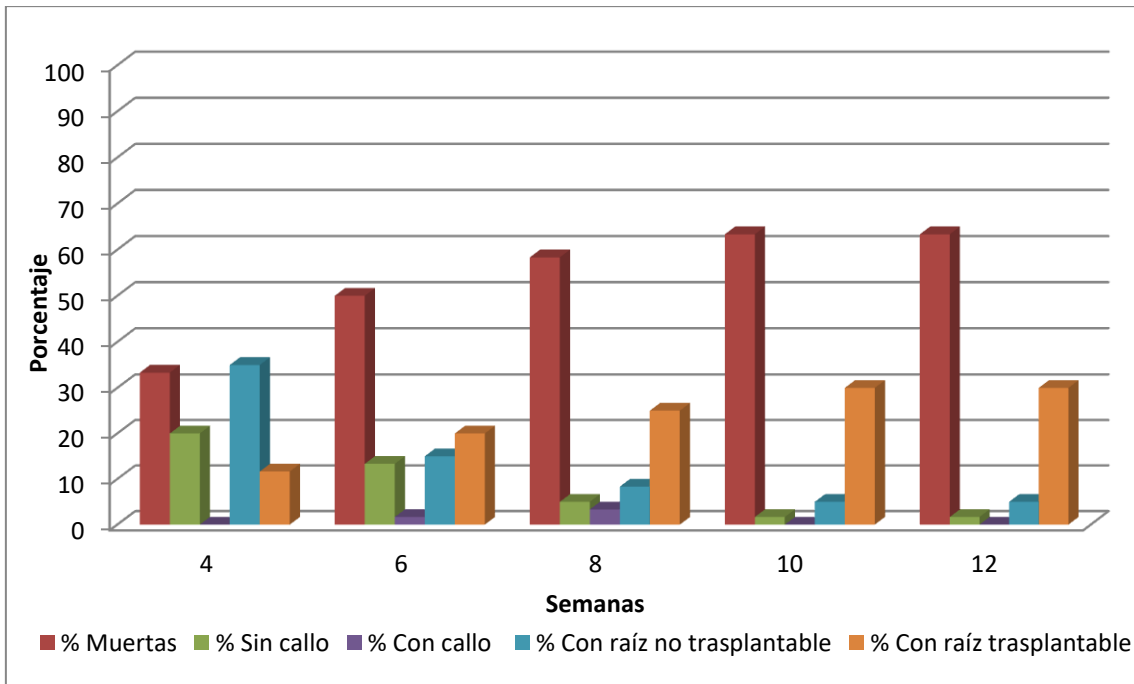


Figura 49: Evolución del tratamiento 5 durante el ensayo II

5.2.2. Comparación de los tratamientos

5.2.2.1. Estacas muertas

Como se puede observar en la figura 50, el tratamiento 5, con un 63,33% en el último conteo, es el que mayor mortalidad presenta durante el ensayo, seguido del tratamiento 1, con un 58,33% al finalizar el estudio. El tratamiento 4 muestra muy poca variación desde el comienzo del ensayo pasando de un 31,66% inicial hasta el 38,33% al finalizar el ensayo. Los tratamientos preparados en laboratorio (1000 y 2000 ppm AIB) son los que tienen las tasas de mortalidad más bajas de todo el estudio, destacando el tratamiento 2, con un valor inferior al 12% en el recuento de la última semana.

El comportamiento de los tratamientos se ajusta a patrones similares en los tratamientos 1 y 5 por una parte y en el 2, 3 y 4 por otra. El tratamiento 5 y el testigo presentan un incremento más acentuado, desde el inicio, en el número de estacas muertas respecto a los otros tres. El tratamiento 5, producto en polvo con ANA, AIB y fungicida, es el que presenta mayor mortandad en todas las fases del ensayo, mostrando incluso peores resultados que el testigo.

En cambio, los tratamientos 2, 3 y 4 (con AIB) tienen una tasa de mortalidad inferior al 40%. El tratamiento 2, con la menor concentración del regulador AIB (1000 ppm) es el que ofrece las cifras más bajas de estacas muertas en todo el ensayo. El tratamiento 4, con un producto comercial de 4000 ppm de AIB en una formulación más compleja con coadyuvantes, y estimulantes del enraizamiento, presenta peores resultados que el formulado simple del tratamiento 2, con un porcentaje de estacas muertas en el primer conteo superior al del tratamiento testigo T1.

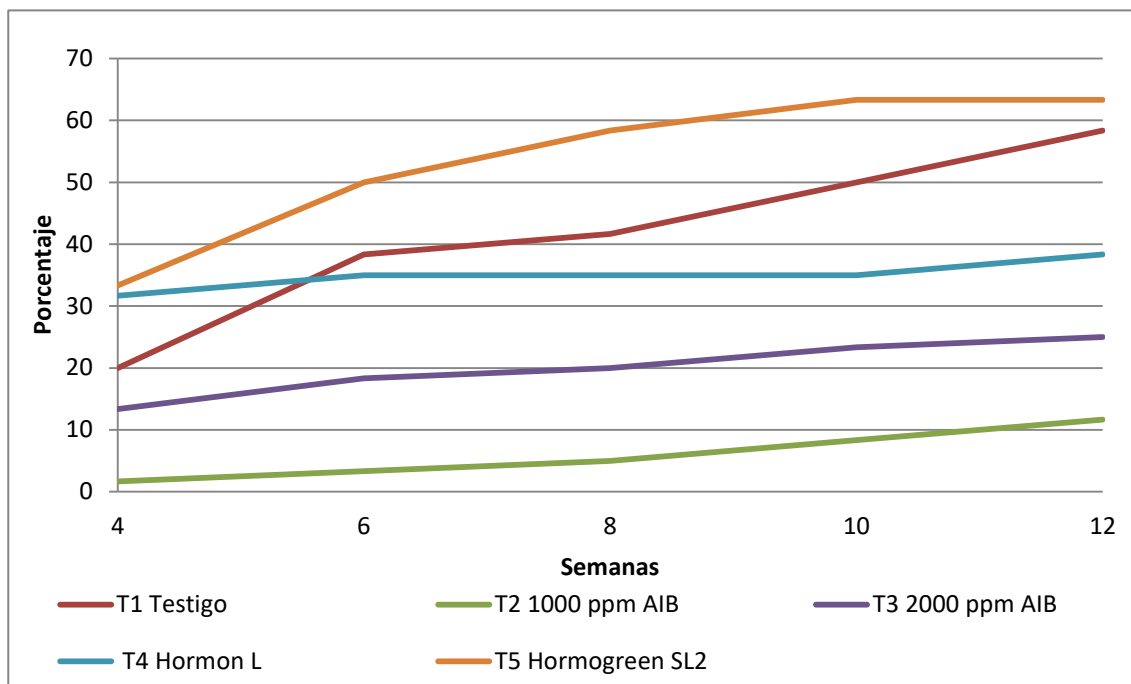


Figura 50: Porcentaje de estacas muertas por tratamiento a lo largo del ensayo II

El análisis estadístico de los datos para la comparación de los tratamientos se realizó aplicando la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis reveló la existencia de diferencias en la distribución de medias para todos los recuentos. En la tabla 9 de comparación por pares pueden verse los niveles de significación del estadístico de prueba, apuntando diferencias significativas entre los porcentajes de estacas muertas de los tratamientos 2 y 5 durante todo el ensayo, mientras que para los tratamientos 1 y 2 hay diferencias significativas exceptuando la semana 4. Estas diferencias también se manifiestan entre los tratamientos 2 y 4 para la semana 4, 6 y 8, así como entre los tratamientos 5 y 3 a partir de la semana 8 hasta la 12.

Tabla 9: Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas muertas II. Significaciones asintóticas para cada recuento. Las diferencias de medias son significativas para $p < 0,05$ (valores en rojo)

SEM.	COMPARACIÓN TRATAMIENTOS									
	T1-T2	T1-T3	T1-T4	T1-T5	T2-T4	T2-T3	T4-T3	T5-T4	T5-T2	T5-T3
4	0,066	0,435	0,335	0,614	0,005	0,291	0,081	0,646	0,019	0,199
6	0,025	0,264	0,926	0,641	0,020	0,264	0,226	0,709	0,007	0,113
8	0,019	0,155	0,714	0,492	0,049	0,359	0,292	0,292	0,002	0,035
10	0,017	0,109	0,410	0,492	0,120	0,437	0,437	0,131	0,002	0,022
12	0,009	0,067	0,234	0,714	0,156	0,437	0,522	0,120	0,003	0,028

En determinados casos, la utilización de dosis crecientes y elevadas de AIB incrementa los porcentajes de enraizamiento evitando así la muerte de la estaca; Álvarez-Cordero y McKell (1979) así lo constataron en sus ensayos con *Artemisia tridentata*; la mejor respuesta la obtuvieron con concentraciones de AIB del 2,0% (20000 ppm). Por el contrario, Cuquel & Mimani (1994) aplicaron dosis crecientes menos elevadas de AIB trabajando con *Chrysanthemum* y los mejores resultados los obtuvieron con una concentración de 1000 ppm, un valor intermedio de entre todos con los que ensayaron. *Allagopappus canariensis* parece comportarse de forma parecida a esta especie en términos de respuesta al AIB como inductor del enraizamiento y el descenso de la tasa de mortandad. Este hecho queda confirmado con el estadístico del análisis que señala significación para las medias del tratamiento con esa concentración (el número 2) respecto, al menos, el tratamiento testigo, el 4 y el 5 en diferentes momentos del ensayo. Es de remarcar la peor respuesta de los tratamientos comerciales en cuanto a mortalidad de estacas. El tratamiento 4, con 4000 ppm de AIB, y el 5 (2000 ppm AIB, 2000 ppm ANA y CAPTAN) provocan en el primer recuento una mortandad incluso mayor que la del testigo. En el primer caso, la mayor concentración de AIB pudiera ser la responsable, aunque el análisis estadístico solo muestra significación respecto a los porcentajes del tratamiento 2; en el segundo, la toxicidad demostrada del ANA en ciertas especies podría justificar los resultados tan

desfavorables obtenidos (Martínez y Águila, 1989). No obstante, Hernández (2015) obtuvo buenos resultados en el estaquillado de *Allagopappus viscosissimus* utilizando un producto similar que contenía 0,2 % de ANA. Sería necesario revisar el estado de este producto presentado en polvo y su método de aplicación para confirmar su actividad.

5.2.2.2. Estacas sin callo

Como muestra la figura 51, en las primeras semanas se contabilizan los valores más altos de estacas sin callo disminuyendo progresivamente. El tratamiento 1 presenta una gran diferencia con los demás tratamientos, siendo esta más notoria en el primer recuento con un 40%, mientras que el siguiente valor más alto corresponde al tratamiento 5 con un 20%. En cambio, el tratamiento 4 presenta los porcentajes más bajos a lo largo de todo el ensayo, teniendo como máximo valor un 3,33%. El tratamiento 1, el testigo, sigue manteniendo el mayor porcentaje de estacas sin callo al final del estudio ya que los tratamientos con reguladores de crecimiento inducen en mayor o menor medida la formación de raíces, con la excepción del tratamiento 5, en el que los valores bajos para esta variable se deben más a su elevada tasa de mortandad que a su baja capacidad para inducir la formación de raíces (ver figuras 50 y 55).

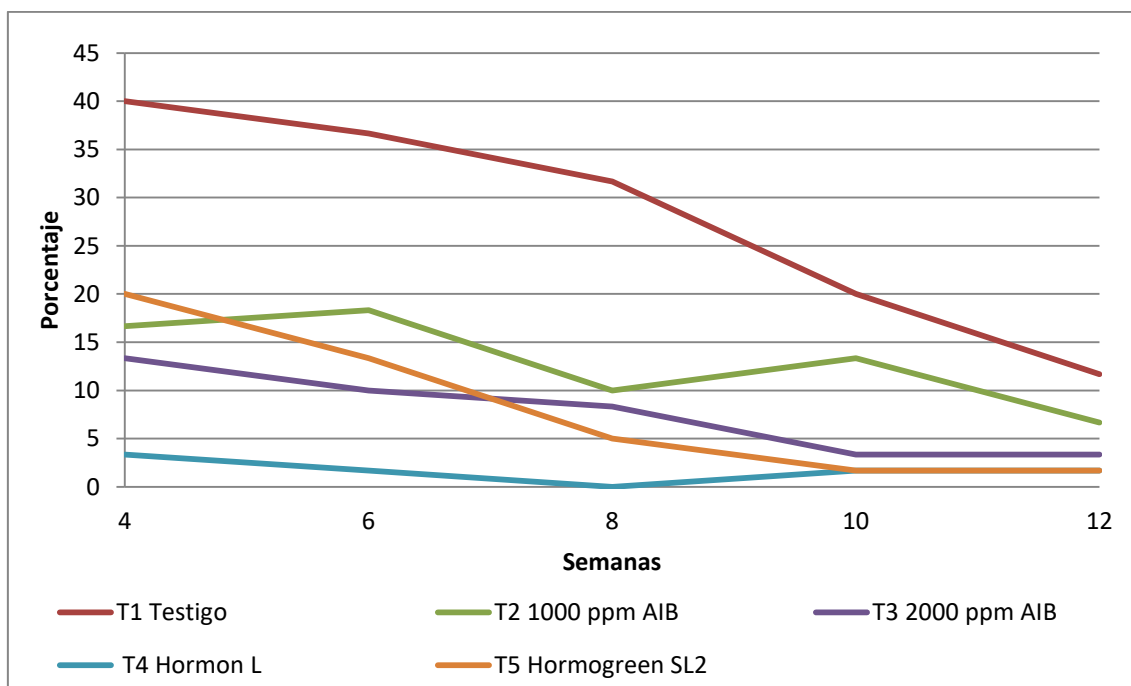


Figura 51: Porcentaje de estacas sin callo por tratamiento a lo largo del ensayo II

5.2.2.3. Estacas con callo

Como muestra la figura 52, se observa un bajo porcentaje de estacas con callo en todos los tratamientos. En el tratamiento 4 no se recuenta ninguna estaca con callo durante los conteos. El tratamiento 1 registra un valor constante hasta la semana 10 desde el inicio del ensayo, llegando a 0% en la semana 12. El tratamiento 5 es el que muestra el máximo porcentaje (3,33%) obtenido en la semana 8. En los tratamientos 2 y 3 aparece un pequeño porcentaje de estacas con callo (1,67%,) tan solo en alguno de los recuentos. No se aprecia formación de callo en ninguna estaca al final del ensayo.

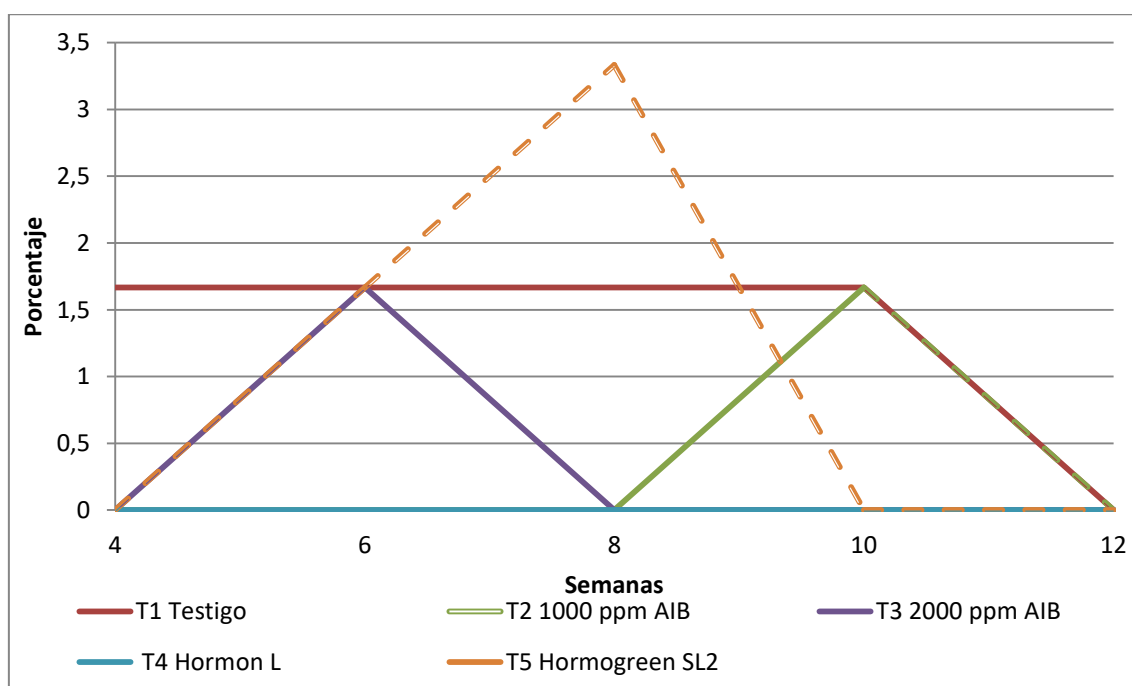


Figura 52: Porcentaje de estacas con callo por tratamiento a lo largo del ensayo II

La formación de callo como proceso precursor de la aparición de raíces adventicias no parece tener mucha trascendencia en esta especie a la vista de los bajos porcentajes obtenidos con todos los tratamientos. La aplicación de reguladores de crecimiento tampoco ejerce un efecto destacado; los porcentajes de estacas con callo registradas no son muy diferentes a los obtenidos con el tratamiento testigo. Como ya apunta Ruano (2003), cuando el material vegetal utilizado no está lignificado la emisión de raíces adventicias suele producirse directamente sin formación previa de callo. No obstante, es un hecho que el mayor valor se consigue en el tratamiento 5, con ANA y AIB en su

formulado. Por el contrario, los tratamientos solo con AIB no muestran formación de callo más que en uno de los recuentos.

5.2.2.4. Estacas enraizadas no trasplantables

Como muestra la figura 53, los máximos porcentajes se logran en el primer conteo, descendiendo de forma progresiva hasta alcanzar valores menores del 16,67% en la última semana del ensayo. El mejor resultado se obtiene con el tratamiento 2, que alcanza un máximo de 56,67% de estacas con raíces no trasplantables, seguido del tratamiento 3 con un 51,67%. Los índices más bajos corresponden al tratamiento 4 al obtenerse solo un 21,67%. El tratamiento 1 muestra un porcentaje medio al comienzo del ensayo; este valor disminuye en el siguiente recuento, estableciéndose un pequeño descenso en la segunda mitad del estudio.

Salvo el testigo, los restantes tratamientos se ajustan a 2 tipos de patrones: mientras que los tratamientos 3 y 5 experimentan una disminución constante, el 3 y el 4 rompen la tendencia entre el segundo y el tercer conteo.

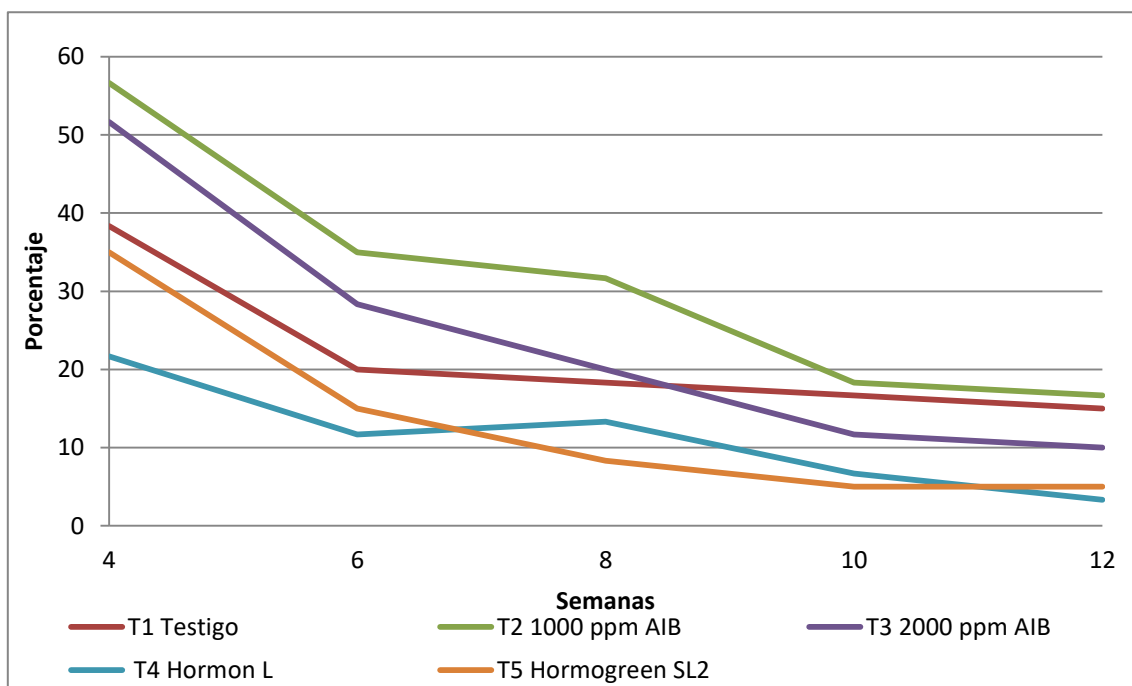


Figura 53: Porcentaje de estacas enraizadas no trasplantables por tratamiento a lo largo del ensayo II

Queda patente el efecto del AIB sobre la aparición de raíces adventicias en las estacas desde la cuarta semana, al menos en los tratamientos 2 y 3 de 1000 y 2000 ppm con porcentajes para esta variable superiores a los del testigo. Aunque los valores para los tratamientos comerciales 4 y 5 se sitúan por debajo del tratamiento sin regulador, debe ser interpretados en términos relativos ya que estos productos inducen, en la semana 4, la aparición de una mayor número de estacas trasplantables que en el testigo (ver figura 55), pero muestran, sin duda, una eficiencia menor que los tratamientos de AIB preparados en laboratorio.

5.2.2.6. Estacas enraizadas trasplantables

Como se observa en la figura 54, los tratamientos con reguladores de crecimiento presenta mayores porcentajes que el tratamiento 1 (testigo). Los mejores resultados finales se alcanzan con los tratamientos 2 y 3 (tratamientos AIB 1000 ppm y 2000 ppm preparados en laboratorio), mostrando poca diferencia entre sí (65% el 2 y 61,67% el 1) al final del ensayo. El peor de los tratamientos, sin contar con el testigo, es el número 5, mostrando en la semana 12 tan solo un 30% de estacas con raíces trasplantables. En cambio, al inicio del ensayo es el tratamiento 4 el que alcanza el valor más alto con un 43,33%.

Existe similitud en la evolución de los tratamientos con reguladores para esta variable; todos experimentan un crecimiento mayor del porcentaje hasta la sexta semana del ensayo. A partir de aquí el incremento de la variable se reduce.

El tratamiento 2 (AIB 1000 ppm) y 3 (AIB 2000 ppm) ofrecen resultados bastantes similares a lo largo de todo el ensayo.

De todos los tratamientos con reguladores de crecimiento se observa que, mientras que los otros tres tratamientos tienden a estabilizar los porcentajes, el tratamiento 2 incrementa el número de estacas trasplantables en las dos últimas semanas, algo que también se aprecia en el testigo.

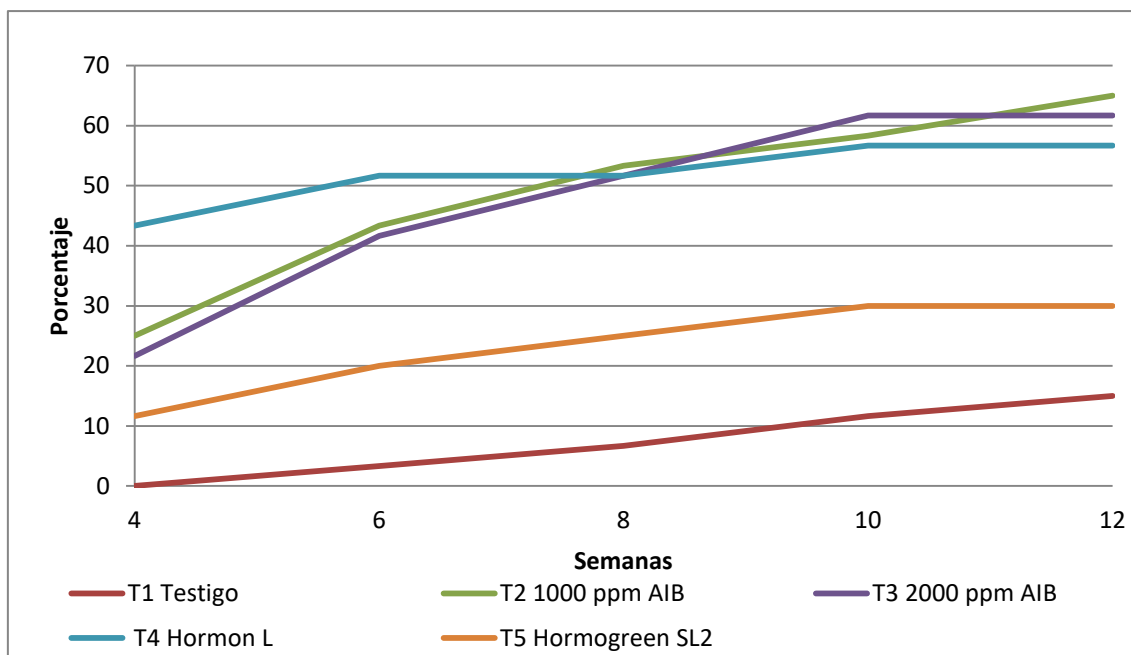


Figura 54: Porcentaje de estacas enraizadas trasplantables por tratamiento a lo largo del ensayo II

El análisis estadístico de los datos para la comparación de los tratamientos se realizó aplicando la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis, mostrando diferencias en la distribución de medias para el recuento en las semanas 10 y 12. En la tabla 10 de comparación por pares pueden verse los niveles de significación del estadístico de prueba, apuntando diferencias significativas entre los porcentajes de estacas enraizadas trasplantables de los tratamientos 1 y 2, 1 y 3, 1 y 4 para las semanas 10 y 12.

Tabla 10: Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas enraizadas trasplantables II. Significaciones asintóticas para cada recuento. Las diferencias de medias son significativas para $p < 0,05$ (valores en rojo)

SEM.	COMPARACIÓN TRATAMIENTOS									
	T1-T2	T1-T3	T1-T4	T1-T5	T2-T4	T2-T3	T4-T3	T5-T4	T5-T2	T5-T3
10	0,017	0,010	0,027	0,269	0,854	0,854	0,712	0,269	0,197	0,140
12	0,009	0,015	0,030	0,407	0,645	0,584	0,782	0,181	0,072	0,107

El tratamiento 2 (AIB 1000 ppm) parece ser el más efectivo en cuanto a resultados finales de estacas trasplantables (superior al 60%) sin presentar en principio diferencias marcadas con el tratamiento 3, con el doble de concentración del regulador.

Las concentraciones más adecuadas de AIB parecen depender de la especie estudiada; García *et al.*, (1998) obtuvieron, por ejemplo, un 90% de enraizamiento en la quinta semana reproduciendo estacas de *Asteriscus maritimus* tras aplicar AIB al 0,4% (4000 ppm), aunque el testigo dio también una buena respuesta (75%); Álvarez-Cordero y McKell (1979) obtuvieron, en cambio, con el arbusto *Artemisia tridentata*, el mejor porcentaje de enraizamiento aplicando 2000 ppm de AIB y Romano *et al.* (2018) lograron un 90% de enraizamiento tras aplicar 3000 ppm del mismo regulador en su estudio con *Chrysanthemum*.

El tratamiento 5 (Hormogreen SL2 / 2000 ppm AIB + 2000 ppm ANA + 0,5% CAPTAN) presentó un porcentaje bajo de enraizamiento final (30%) a pesar de tener la misma concentración de AIB que el tratamiento 3. Como se adelantaba en la discusión sobre el porcentaje de estacas muertas, es probable que la presencia de ácido naftalenacético en el producto provoque cierta toxicidad sobre las estacas tiernas de *Allagopappus canariensis* aumentando la mortandad desde el principio (ver figura 49). Fascella *et al.*, (2012) ensayaron el efecto enraizante del ácido naftalenacético (4000 ppm) sobre estacas de madera semidura de *Artemisia arborescens*, sin encontrar diferencias significativas con el tratamiento testigo, obteniendo solo un 47,8% de estacas enraizadas lo que sugiere que, para algunas especies, no resulta, al menos, efectivo.

En cuanto al tratamiento 4 (Hormon L / 4000 ppm AIB) presenta una respuesta más favorable, comparable al de los preparados 1000 y 2000 ppm de AIB del tratamiento 2 y 3. Con este producto se obtuvo un mayor porcentaje de raíces trasplantables en el primer recuento, 43,33%, frente al 25% del tratamiento 2 y el 21,67 % del tratamiento 3. Es probable que la mayor concentración de AIB y el efecto del resto de componentes del formulado hayan adelantado el proceso de formación de raíces. Sin embargo, el análisis estadístico no reflejó significación con respecto a los resultados obtenidos en los tratamientos 2 y 3. El resultado final, en términos de

enraizamiento viverístico, fue algo inferior (56,67% frente al 65% del tratamiento 2, con 1000 ppm de AIB, y el 61,67% del tratamiento 3, con 2000 ppm de AIB).

5.2.2.7. Estacas enraizadas (raíces no trasplantables + trasplantables)

Se consideró de interés estudiar esta variable, el porcentaje total de estacas enraizadas, como medio para valorar, en términos globales, el proceso de estimulación y desarrollo de raíces en las estacas.

Como se refleja en la figura 55, los tratamientos con reguladores de crecimiento presenta mayores porcentajes de enraizamiento que el tratamiento 1 (testigo). Los mejores resultados finales se alcanzan con los tratamientos 2 y 3 (tratamientos AIB 1000 ppm y 2000 ppm preparados en laboratorio), mostrando poca diferencia entre sí (81,67% el tratamiento 2 y 71,67% el tratamiento 1) al final del ensayo. El tratamiento 3 y 4 demuestran comportamientos similares en términos de evolución temporal del proceso. Se observa que el tratamiento 2 alcanza un pico de estacas enraizadas en la semana 8 al igual que incrementa el número de estacas trasplantables en las dos últimas semanas, mientras que los otros tres tratamientos con reguladores de crecimiento tienden a estabilizar los porcentajes finales.

El tratamiento más desfavorable, sin contar con el testigo, es el número 5, con un comportamiento similar a este último, mostrando en la semana 12 tan solo un 35% de estacas enraizadas. Tanto el tratamiento 5 como el testigo experimentan un descenso en el porcentaje de estacas enraizadas desde el inicio del ensayo hasta la semana 6 para luego incrementar sus valores, estabilizándose a partir de la semana 10.

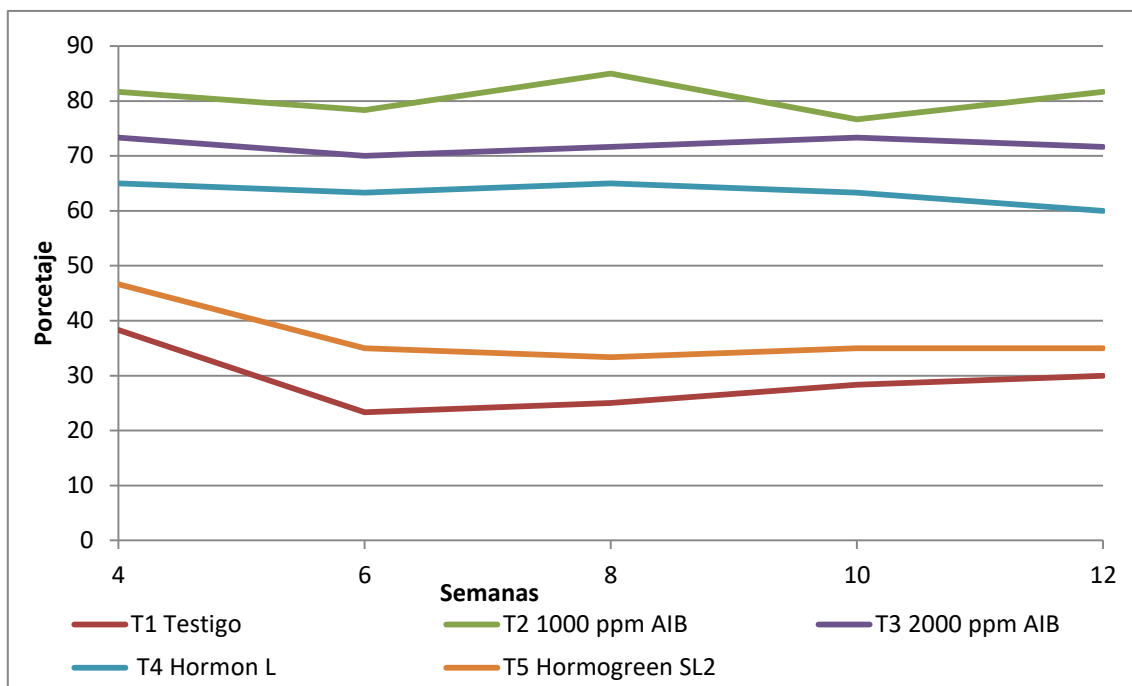


Figura 55: Porcentaje total de estacas enraizadas (trasplantables + no trasplantables) por tratamiento a lo largo del ensayo II

El análisis estadístico de los datos para la comparación de los tratamientos se realizó aplicando la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis y reveló la existencia de diferencias en la distribución de medias para todos los recuentos. En la tabla 11 de comparación por pares pueden verse los niveles de significación del estadístico de prueba, apuntando diferencias significativas entre los porcentajes de estacas enraizadas de los tratamientos 1 y 2, 1 y 3, 2 y 5, durante todo el ensayo. Estas diferencias también se manifiestan entre los tratamientos 3 y 5 para la semana 10 y 12.

Los mejores resultados obtenidos con los tratamientos 2, 3 y 4 quedan claramente reflejados en la gráfica comparativa. Los indicadores de la prueba estadística lo confirman solo en parte; aparece una significación en la diferencia de medias entre los tratamientos 2 y 3 respecto del testigo y del 5, los más desfavorables, pero no queda confirmado estadísticamente el efecto del tratamiento 4.

El tratamiento 5 no mejora demasiado los resultados obtenidos con el testigo y ambos experimentan pérdida de estacas enraizadas desde la semana 4 a la 6.

Tabla 11: Prueba de comparación por pares de Kruskal-Wallis para el porcentaje de estacas enraizadas II. Significaciones asintóticas para cada recuento. Las diferencias de medias son significativas para $p < 0,05$ (valores en rojo)

SEM.	COMPARACIÓN TRATAMIENTOS									
	T1-T2	T1-T3	T1-T4	T1-T5	T2-T4	T2-T3	T4-T3	T5-T4	T5-T2	T5-T3
4	0,010	0,038	0,166	0,854	0,230	0,612	0,489	0,230	0,016	0,059
6	0,007	0,022	0,061	0,647	0,410	0,681	0,681	0,156	0,025	0,067
8	0,005	0,025	0,075	0,647	0,293	0,552	0,647	0,185	0,017	0,075
10	0,015	0,025	0,099	0,927	0,436	0,855	0,552	0,119	0,019	0,031
12	0,008	0,035	0,119	0,927	0,271	0,582	0,582	0,142	0,010	0,043

5.2.2.8. Índice de enraizamiento ensayo II

Las medias de los resultados obtenidos para este parámetro en los cinco tratamientos se sometieron a un análisis de varianza univariante ($\alpha = 0,05$), dando diferencias significativas para todos los conteos. Se procedió después a aplicar a estos mismos datos el test de rangos múltiples de Duncan para separar los grupos de medias homogéneas (tabla 12).

El tratamiento 2 (AIB 1000 ppm) muestra índices de enraizamiento superiores al de los otros tratamientos, indicando una mayor calidad en el desarrollo radicular de las estacas tratadas con esta dosis.

Las diferencias significativas entre las medias de los tratamientos 2 y 4 solo aparecen en la última semana. Todos los tratamientos excepto el 5 (Hormogreen SL2) presentan significación entre medias con respecto al testigo, señalando la baja eficacia de este producto con AIB + ANA para conseguir resultados óptimos con la especie del ensayo.

En cambio, al comparar los valores del índice para los tratamientos 3 y 4 las diferencias no son significativas en ninguno de los conteos, a pesar de tener el segundo una concentración doble de AIB que el primero.

Resulta evidente que los tratamientos solo con AIB obtuvieron los mejores resultados respecto al índice de enraizamiento.

Tabla 12: Índice de enraizamiento II. Medias obtenidas para cada tratamiento y su significación tras aplicar el test de rangos múltiples de Duncan (las medias seguidas de la misma letra no presentan diferencias significativas entre sí; $\alpha = 0,05$)

TRATAMIENTO		SEMANA				
		4	6	8	10	12
T1	Testigo	1,58c	1,13b	1,17b	1,20b	1,17c
T2	AIB 1000 ppm	2,87a	2,97a	3,18a	3,05a	3,17a
T3	AIB 2000 ppm	2,55a	2,65a	2,75a	2,85a	2,80ab
T4	Hormon L	2,42ab	2,43a	2,47a	2,48a	2,38b
T5	Hormongreen SL 2	1,72bc	1,42b	1,37b	1,37b	1,37c

5.3. Comparación del tratamiento turba-poliestireno y estaca terminal en el ensayo I y II

Se procedió a la comparación del tratamiento 3 del primer ensayo con el tratamiento 1 del segundo, debido a que fue un tratamiento común a los dos, utilizándose en el segundo como testigo. De este modo fue posible valorar la influencia de otro tipo de condicionantes como el régimen de temperaturas, la época en que se realizaron los estudios o el mantenimiento de los ensayos.

5.3.1. Estacas muertas

Como se puede observar en la figura 56, en la comparativa entre los dos ensayos para el tratamiento turba-poliestireno / estaca terminal es el ensayo I el que presenta los valores más bajos de estacas muertas (16,67%), existiendo una gran diferencia con respecto al segundo ensayo (58,33%). En el ensayo I se mantiene lineal el porcentaje de mortalidad; en cambio, para el ensayo II va incrementando su valor.

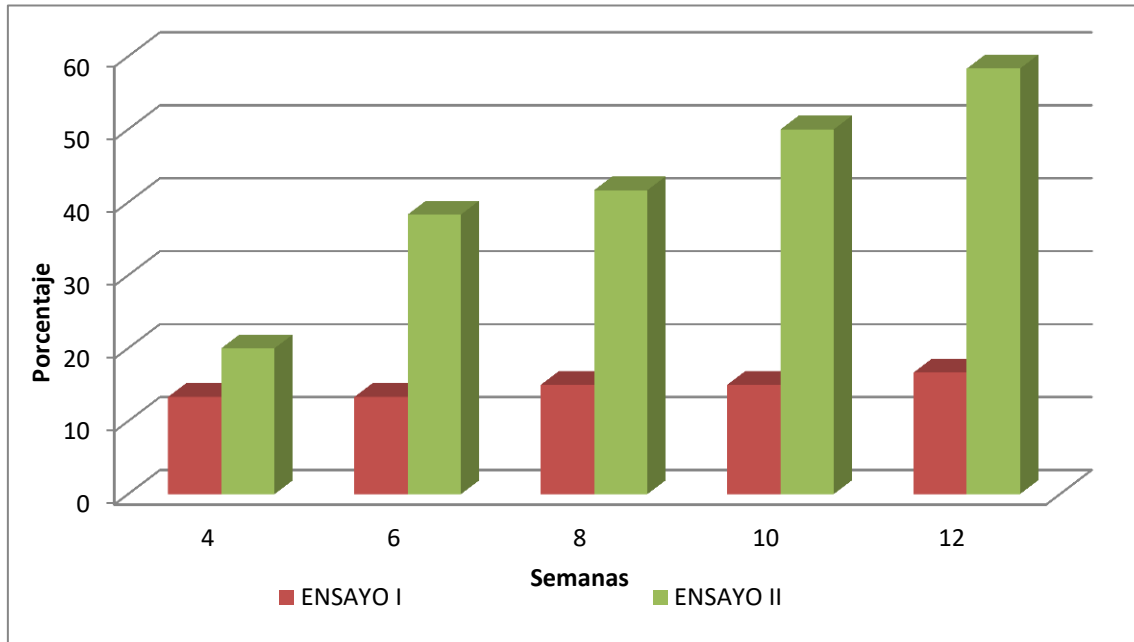


Figura 56: Porcentaje de estacas muertas por tratamiento en cada ensayo

5.3.2. Estacas enraizadas no trasplantables

Como se puede apreciar en la figura 57, el tratamiento efectuado durante el ensayo I es el más favorable, mostrando un incremento del porcentaje durante las primeras semanas, llegando a un máximo de 60% en la semana 6, decreciendo después hasta el 30% del final. En cambio, en el tratamiento del ensayo II el porcentaje de estacas no trasplantables es menor desde el principio (38,33%), decreciendo notablemente el valor hasta el 20% de la sexta semana y el 15% al finalizar.

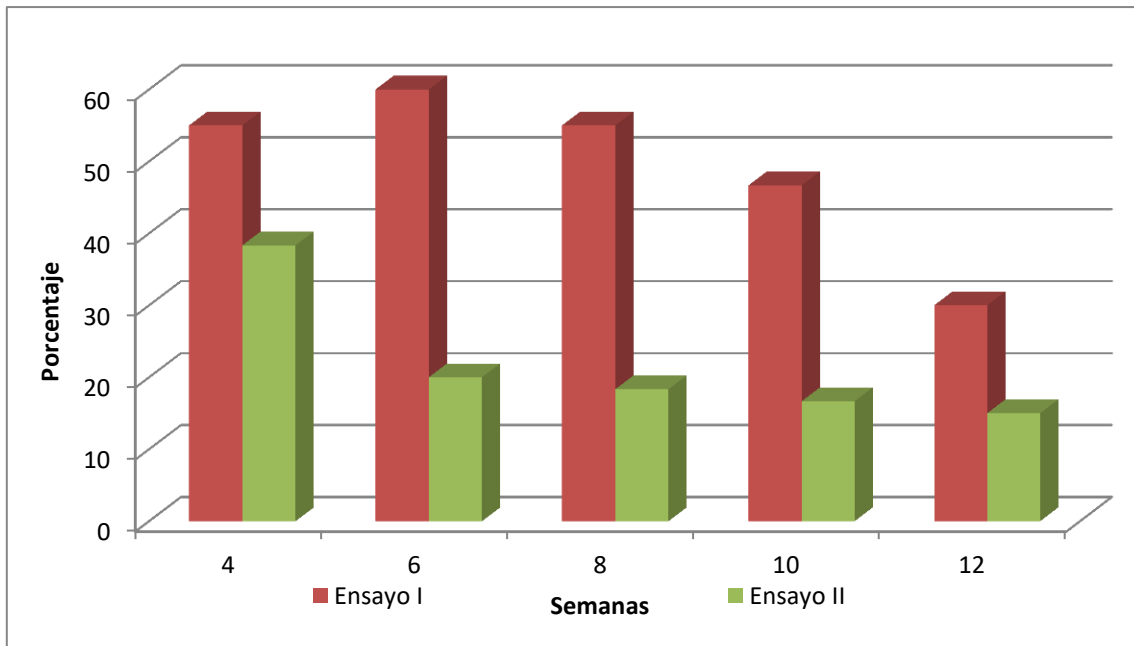


Figura 57: Porcentaje de estacas enraizadas no trasplantables por tratamiento en cada ensayo

5.3.3. Estacas enraizadas trasplantables

Como se puede apreciar en la figura 58, el tratamiento correspondiente al ensayo I es también el más favorable para este parámetro, mostrando un incremento progresivo en el número de estacas trasplantables desde el inicio, llegando a un 51,67% al finalizar el ensayo. En cambio, en el tratamiento del ensayo II, aunque experimenta un incremento progresivo, este es mucho menor, alcanzando únicamente un 15%. En el ensayo I se obtuvo un resultado 3 veces superior al conseguido durante el segundo ensayo.

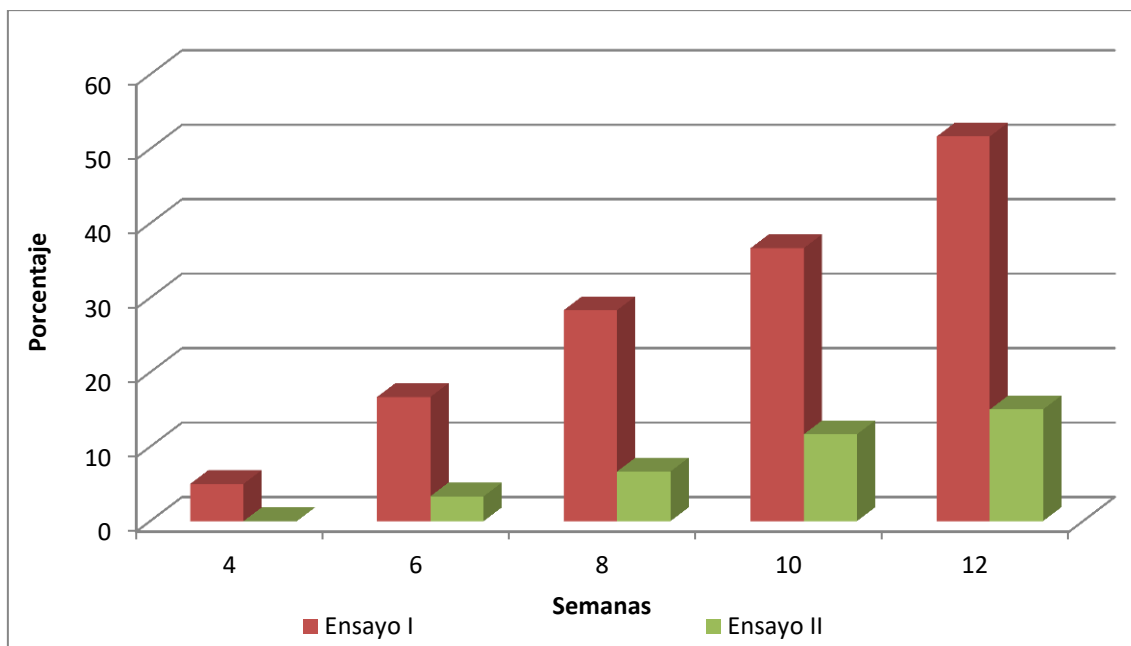


Figura 58: Porcentaje de estacas enraizadas trasplantables por tratamiento en cada ensayo

5.3.4. Estacas enraizadas (raíces no trasplantables + trasplantables)

Como se puede apreciar en la figura 59, en el ensayo I los resultados fueron más favorables, mostrando un incremento progresivo en el número de estacas trasplantables desde el inicio, llegando a un 81,67% al finalizar. En cambio, en el tratamiento realizado durante el ensayo II se registra un menor número de estacas enraizadas mostrando un mayor porcentaje en la primera semana, pero este va decreciendo llegando al final con un 30%.

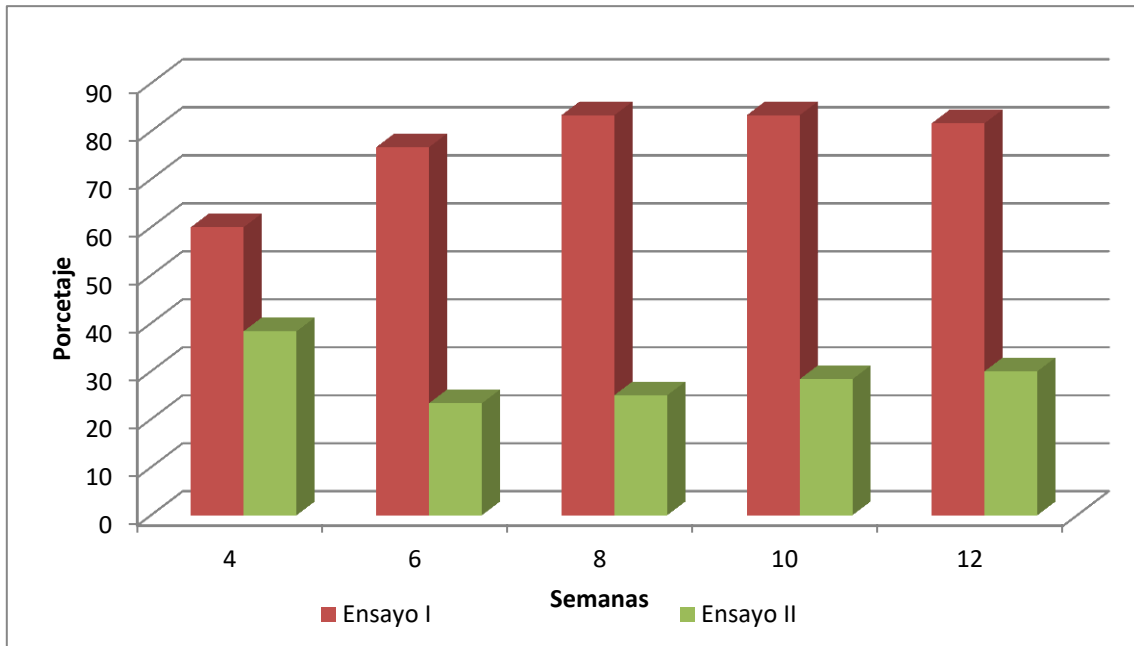


Figura 59: Porcentaje de estacas enraizadas (trasplantables + no trasplantables) por tratamiento en cada ensayo

5.3.5. Índice de enraizamiento

En la figura 60, se observa que el tratamiento del ensayo I presenta un mayor índice de enraizamiento a lo largo de todo el estudio, llegando a duplicar sus valores con respecto a los obtenidos con el tratamiento del ensayo II, a partir de la sexta semana. Los valores de este índice se incrementan con el paso del tiempo para el primer tratamiento mientras que, en el segundo, el índice disminuye, obteniendo valores más bajos al final que en el primer recuento de la semana 4.

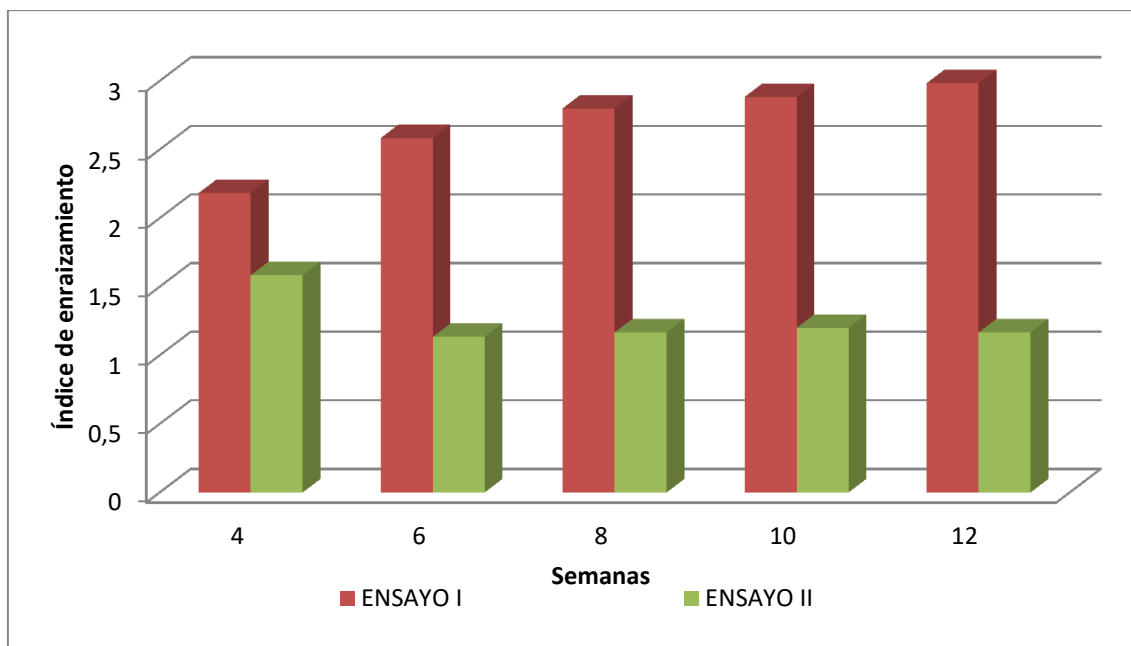


Figura 60: Índice de enraizamiento por tratamiento en cada ensayo

5.3.6. Análisis estadístico

El análisis estadístico para la comparación de medias se realizó aplicando la prueba no paramétrica U de Mann-Whitney, excepto para el índice de enraizamiento; al ajustarse las medias a la normalidad se aplicó, en este caso, la T de Student (tabla 13).

Tabla 13: Comparación tratamiento común ensayo I y II. Prueba U de Mann-Whitney (% estacas muertas, % enraizadas trasplantables y % enraizadas totales). Prueba T de Student (índice de enraizamiento). Diferencias de medias significativas si $p < 0,05$ (valores en rojo)

VARIABLE	SEMANAS				
	4	6	8	10	12
%Estacas muertas	0,507	0,072	0,072	0,046	0,043
%Estacas enraizadas trasplantables	0,317	0,046	0,050	0,043	0,046
%Estacas enraizadas	0,127	0,050	0,046	0,046	0,046
Índice de enraizamiento	0,136	0,004	0,002	0,001	0,001

Los resultados del análisis estadístico reflejan significación para las diferencias entre las medias de todas las variables estudiadas, al menos a partir de la semana 10.

5.3.7. Discusión

El análisis estadístico para las variables contrastadas confirma los resultados visualizados en las gráficas. Los resultados obtenidos en ambos tratamientos, a pesar de ser idénticos en su diseño experimental, presentan notables diferencias. Entre las posibles causas se podrían contemplar las siguientes:

La temperatura es posiblemente uno de los factores que más pudo afectar a la tasa de mortandad. En el ensayo II se registraron valores superiores a los del ensayo I llegando a alcanzar picos máximos de 40°C durante las dos primeras semanas, periodo crítico en el que muchas estacas no han formado todavía raíces. Entre la semana 4 y 6 el régimen de temperaturas fue también diferente, con balance de temperaturas medias, máximas y mínimas más elevado durante el segundo ensayo. Es justamente a partir de este recuento cuando las diferencias de medias para las distintas variables comienzan a mostrar significación (tabla 13). Las temperaturas sobrepasaron a las recomendadas por Martínez y Águila (1989), que aconsejan una temperatura ambiente de 18-20°C para la formación y crecimiento de las raíces, o por Hernández (2015), que igualmente recomienda una temperatura ambiente entre 18-25°C. Por el contrario, durante las dos últimas semanas ocurrió a la inversa, el tratamiento del ensayo II sufrió temperaturas más bajas que las registradas durante el primero, con medias casi siempre por debajo de los 20 °C y mínimas más pronunciadas. Este hecho probablemente, no favoreció el desarrollo radicular de las estacas al final del ensayo II, disminuyendo incluso el valor del índice de enraizamiento (figura 60).

El riego es otro de los factores fundamentales a la hora de evitar la muerte de la estaca, proporcionando la humedad necesaria para que esta enraíce satisfactoriamente. Durante el primer ensayo el riego no estuvo tan controlado llegando la planta en ocasiones a presentar estrés hídrico; sin embargo, en el ensayo II se intentó controlar mejor este factor proporcionando más riegos. Debido a ello se provocó algún que otro encharcamiento. Hernández (2015) aconseja evitarlo en el enraizamiento de estacas de

Allagopappus viscosissimus, mientras que González-Arruti, J.M. (com. pers., 21 de octubre, 2018) observó que el exceso de humedad combinado con altas temperaturas durante el día y bajas por la noche favorecía la pudrición de los tallos de *Allagopappus canariensis* probablemente por enfermedad fúngica. Es posible que el exceso de humedad en el sustrato durante las etapas más calurosas del segundo ensayo (desde el inicio del ensayo hasta la sexta semana) contribuyera a aumentar la tasa de mortalidad de las estacas (figura 56) y a la obtención de un menor porcentaje de estacas enraizadas en el segundo recuento (figura 57, 58 y 59).

Otro factor a tener en cuenta es la edad de la planta madre; en el ensayo I la planta madre era un año más joven que la utilizada para el ensayo II. Se ha comprobado que las estacas procedentes de plantas madre más jóvenes enraízan mejor (Martínez y Águila, 1989). Además, el estado nutricional de estas plantas también sería más favorable cuando se recogió el material vegetal para el primer ensayo puesto que el sustrato de las jardineras en donde crecen había sido renovado justo antes de su plantación y no se realizaba aporte posterior de fertilizantes (Blazich, 1988; citado por Henry *et al.*, 1992)

La época en la que se realizaron los ensayos pudo ser uno de los factores que también influyera en la diferencia de los resultados obtenidos, ya que estos comenzaron en meses diferentes: el ensayo I a finales de noviembre, mientras que el ensayo II se adelantó a finales de octubre al estar ya el material vegetal en su punto óptimo. Este hecho propició ciertas diferencias en las condiciones ambientales al principio y al final de los ensayos, como se ha mencionado anteriormente.

La diferente posición de las bandejas en la cama caliente pudo también tener su efecto, puesto que en el ensayo I estaban colocadas en el extremo norte de la cama y quedaban más protegidas por la propia pared de esta, proporcionando un sombreado adicional en las horas centrales del día. En cambio, en el ensayo II las bandejas correspondientes al tratamiento comparado se colocaron en el centro de la cama conforme al sorteo, quedando algo más expuestas a la radiación solar.

6. CONCLUSIONES



De los resultados de este estudio se han obtenido las siguientes conclusiones:

1. Para la reproducción vegetativa de esta especie resultó más favorable la utilización de estacas terminales, ya que mostraron una mejor respuesta al enraizamiento y menor tasa de mortalidad que las estacas subterminales.
2. El sustrato turba con poliestireno (2:3) mostró una alta capacidad para facilitar el enraizamiento de las estacas terminales.
3. El sustrato con tierra y picón no resultó muy adecuado, al tratarse de un material más denso, con baja porosidad, no esterilizado y con menor capacidad de retención de agua.
4. El tratamiento que combinaba estacas terminales con sustrato de turba y poliestireno (2:3) fue el más favorable durante el primer ensayo, registrándose estacas enraizadas trasplantables desde la semana cuatro y una menor tasa de mortalidad inicial. Con los demás tratamientos se obtuvieron menos de un 10% de estacas trasplantables al finalizar el estudio.
5. La utilización del regulador de crecimiento AIB (ácido indol - butírico) incrementó el porcentaje de enraizamiento en la reproducción vegetativa de *Allagopappus canariensis* en el segundo ensayo.
6. No existieron diferencias significativas entre los porcentajes de enraizamiento obtenidos al utilizar concentraciones de AIB de 1000 ppm o 2000 ppm, obteniendo con ambos tratamientos unos óptimos resultados.

7. El tratamiento con el producto comercial líquido Hormon L (AIB 4000 ppm) resultó menos favorable que el tratamiento 2 (AIB 1000 ppm), registrando tasas de mortalidad significativamente superiores en la primera parte del ensayo y un menor índice de calidad radicular al finalizar el estudio.
8. La aplicación del producto comercial en polvo Hormogreen SL2 provocó, respecto a los tratamientos dos y tres, un incremento significativo en la mortalidad de las estacas desde la octava semana, obteniendo los índices de enraizamiento más bajos de todos los tratamientos con regulador.
9. La presencia de un considerable porcentaje de estacas enraizadas no trasplantables en algunos tratamientos al finalizar los ensayos podría permitir incrementar los porcentajes de enraizamiento finales si se prolongara el tiempo del estudio.
10. Las condiciones ambientales y la época elegida para el estaquillado parecen tener influencia sobre los diferentes resultados obtenidos con el mismo tratamiento en ambos ensayos.

CONCLUSIONS

The following conclusions have been obtained from the results of this study:

1. For the vegetative reproduction of this species, the use of terminal cuttings was more favourable, since they showed a better response to rooting and a lower mortality rate than the sub-terminal cuttings.
2. The peat substrate with polystyrene (2:3) showed a high capacity to facilitate rooting of the terminal cuttings.
3. The substrate with earth and stone was not very suitable, since it was a denser material, with low porosity, not sterilized and with a lower water retention capacity.
4. The treatment combining terminal cuttings with peat and polystyrene substrate (2:3) was the most favourable during the first trial, with transplantable rooted cuttings being recorded from four week and a lower initial mortality rate. With the other treatments, less than 10% of transplantable cuttings were obtained at the end of the study.
5. The use of the growth regulator IBA (indole-butyric acid) increased the rooting percentage in the vegetative reproduction of *Allagopappus canariensis* in the second trial.
6. There were no significant differences between the rooting percentages obtained when using IBA concentrations of 1000 ppm or 2000 ppm, obtaining optimum results with both treatments.
7. The treatment with the liquid commercial product Hormon L (IBA 4000 ppm) was less favourable than treatment two (IBA 1000 ppm); it reported a mortality percentage significantly higher throughout the first part of the trial and a lower root quality rate at the end of the study.

8. The application of commercial powder product Hormogreen SL 2 caused, since week eight, a significant increase in the mortality of the cuttings in regard to the treatments two (1000 ppm) and three (2000 ppm), obtaining the lowest rooting index values of all the rooting regulation treatments.

9. The presence of a considerable percentage of non-transplantable rooted cuttings in some treatments at the end of the trials could allow increasing the final rooting percentages if the study time was prolonged.

10. The environmental conditions and the time chosen for the staking appear to influence the different results obtained with the same treatment in both tests.

7. BIBLIOGRAFÍA



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

ÁLVAREZ-CORDERO, E., Y MCKELL, C. M. 1979. Stem cutting propagation of big sagebrush (*Artemisia tridentata* Nutt.). Rangeland Ecology & Management/Journal of Range Management Archives, vol. 32, nº2, p. 141-143.

ANDERBERG, A. A. 1989. Filogenia y reclasificación de la tribu Inuleae (Asteraceae). Revista Canadiense de Botánica, vol. 67, nº8, p. 2277-2296.

ANDERBERG, A. A. 1991b. Taxonomía y filogenia de la tribu Inuleae (Asteraceae) Planta. Syst. Evol., nº176, p. 145-177

ANDERBERG, A. A. 1991c. Taxonomía y filogenia de la tribu Gnaphalieae (Asteraceae) Opera Bot, nº104, p. 1-195

ANDERBERG, A. A., ELDENÄS, P., BAYER, R. J. Y ENGLUND, M. 2007. Tribu Inuleae Cass. Las familias y géneros de plantas con flores, nº8, p. 374-391.

BANCO DE DATOS DE BIODIVERSIDAD DE CANARIAS. [En línea]. Gobierno de Canarias. [Fecha de consulta 19 de junio de 2019]. Disponible en Internet: <http://www.biodiverdidadcanarias.es/atlantid/admin/adminEspecieConsulta-da.jsf>

BAÑARES, A., BLANCA, G., GÜEMES, J., MORENO, J. C., & ORTIZ, S. 2010. Atlas y Libro Rojo de la Flora Vasculat Amenazada de España. Adenda 2010. Dirección General de Medio Natural y Política Forestal (Ministerio de Medio Ambiente, y Medio Rural y Marino)-Sociedad Española de Biología de la Conservación de Plantas.

BAYER, R. J., Y STARR, J. R. 1998. Tribal phylogeny of the Asteraceae based on two non-coding chloroplast sequences, the trnL intron and trnL/trnF intergenic spacer. Annals of the Missouri Botanical Garden, p. 242-256.

BERTRAM, L. 1992. Phycological background for regulation of adventitious root formation by irradiance to stock plants: a hypothesis. *Acta Horticulturae*, n° 314, p. 291-300.

BIBLIOTECA DIGITAL DEL REAL JARDÍN BOTÁNICO [En línea]. Webb, P. B. & Berthelot, S. (1836) *Allagopappus dichotomus*. Tabla 85. Histoire Naturelle des îles Canaries, tomo 3, parte 2. *Phytographia canariensis*. Sección II. Paris. B ethune de Biblioteca Digital del Real Jardín Botánico. [Fecha de consulta 9 de marzo de 2020]. Disponible en Internet: <https://bibdigital.rjb.csic.es>

BLAZICH, F. A. 1988. Mineral nutrition and adventitious rooting. Adventitious root formation in cuttings. Dioscorides Press, Portland, Ore. In: T.D. Davis, B.E. Haissig, and N. Sankhla Ed., p. 61-69.

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. Análisis de Edafología y Agrobiología, n 31, p. 583-589.

BOUTHERIN, D. Y BRON, G. 2005. Reproducción de las plantas hortícolas. Ed. Omega. Barcelona.

BRAMWELL, D. Y BRAMWELL Z. I. 2001. Flores silvestres de las Islas Canarias. Ed. 4. Editorial Rueda, Madrid.

CAJA INSULAR DE AHORROS DE GRAN CANARIA. 1983. *Argyranthemum callichrysum* Svent. Flora de Gran Canaria. Lam. 25. C.I.A.G.C. Las Palmas de Gran Canaria.

CARRASCO, M, A. Y DEL MAR, D, M. 2007. Las plantas Autóctonas de Lanzarote. Su uso en jardinería. Oficina Reserva de la Biosfera. Cabildo de Lanzarote.

CID BALLARÍN, M. C. 1993. Los sustratos para la producción de plantas. Hortofruticultura, n 10, p. 31-34.

COOPER, W. C. 1935. Hormones in relation to root formation on stem cuttings. *Plant Physiology*, vol.10, n 4, p. 789-794.

CRILEY, R. A. Y PARVIN P. E. 1979. Promotive effects of auxin, ethefon and daminocide on rooting of *Protea neriifolia* cuttings. Journal of the American Society for Horticultural Science, vol.104, nº5, p. 592-596.

CUQUEL, F. L., Y MIMANI, K. 1994. Enraizamiento de estacas de crisântemo [*Dendranthema morifolium* (RAMAT.) TZVELEV] tratadas con ácido indolbutírico vehiculado en talco. *Scientia Agricola*, vol.51, nº1, p. 28-35.

DAVIES, P. J. 1995. The plants hormones: Their Nature, Ocurrente, and Functions. Ed. P.J. Davies, Plant Hormones. Kluwer Academic., p. 1-12

DEL ARCO, A. M. J. 2006. Mapa de Vegetación de Canarias. Ed. GRAFCAN. Santa Cruz de Tenerife.

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

EDWARDS, R. A. 1979. An evaluation of wounding and hormones on the rooting of cuttings. Royal New Zealand Institute of Horticulture Annual Journal.

ERZSEBET, B., MARIA, C., BUTA, M., Y DENISA, H. 2012. Development of marguerite daisy's (*Argyranthemum* sp.) cuttings in different rooting substrates. Journal of Horticulture, Forestry and Biotechnology, vol.16, nº2, p. 112-115.

EURO+MED. [En línea]. PlantBase - The information resource for Euro-Mediterranean plant diversity. [Fecha de consulta 19 de abril de 2020]. Disponible en Internet: <http://ww2.bgbm.org/EuroPlusMed/>

FASCELLA, G., MILITELLO, M. Y CARRUBBA, A. 2012. Propagation of *Artemisia arborescens* L. by stem-cutting: adventitious root formation under different conditions. Propagation of Ornamental Plants, vol.12, nº3, p. 171-177.

FERNÁNDEZ P. J., FERNANDEZ-CARVAJAL A. M., DIAZ G. T. 2004. Curso de Botánica. Ed. Trea S.L. España.

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

FERNÁNDEZ-RUFETE, G. J. Y PLANA, A. V. 2007. Utilización en xerojardinería de algunas especies autóctonas de la Región de Murcia. Comunidad Autónoma de la Región de Murcia. Consejería de Agricultura y agua. Ed. CompoRapid, S.L.

FRANCISCO-ORTEGA J., JOO PARK S., SANTOS G. A., BENABID A., ROBERT K. 2001. Origin and evolution of the endemic Macaronesian Inuleae (Asteraceae): evidence from the internal transcribed spacers of nuclear ribosomal DNA. *Biological Journal of the Linnean Society*, vol.72, nº1, p. 77-97.

FLORA DE CANARIAS. [En línea]. Flora vascular de canarias Gil González M.L. [Fecha de consulta 10 de junio de 2019]. Disponible en Internet: <http://www.floradecanarias.com/allagopappus.html>

GARCÍA B. M. L., SCHWARZER H., CUETO R. M., PÉREZ P. J., GUIRADO R. J., MOLINA H. A., PALLARÉS N. A. 1998. Producción intensiva de plantas autóctonas del sureste mediterráneo con fines ornamentales y paisajísticos. Junta de Andalucía, Consejería de Agricultura y Pesca.

GONZÁLEZ, A. G., BERMEJO, J., TRIANA, J., EIROA, J.L., LÓPEZ, M. 1992. Germacranolides from *Allagopappus viscosissimus*. *Phytochemistry*, vol.31 nº1, p. 330– 331.

HARTMAN, H.T. Y KESTER D. E. 1989. Propagación de plantas, principios y prácticas. 3ª ed. en español. CECSA. México.

HARTMAN, H.T., KESTER, D. E. Y DAVIES, J.T. 1990. Plant propagation. Principle and practices, 5th ed. Prentice-Hall. New Jersey.

HASSANEIN, A. M. 2013. Factors influencing plant propagation efficiency via stem cuttings. *Journal of Horticultural Science & Ornamental Plants*, vol.5, nº3, p.171-176.

HENRY, P.H. BLAZICH, F. A., Y HINESLEY, L. E. 1992. Nitrogen nutrition of containerized eastern redcedar, II. Influence of stock plant fertility on

adventitious rooting of stem cuttings. *Journal of the American Society for Horticultural Science.*, vol.117, nº4, p. 568-570.

HERNÁNDEZ, G. G. 2015. Contribución al estudio de algunos endemismos vegetales de la isla de Gran Canaria. Tesis doctoral. Universidad de Las Palmas de Gran Canaria.

HOCKING, P. J. Y THOMAS, M. B. 1980. Rooting of cuttings of *Senecio greyi*: Effect of IBA in combination with DMSO, benomyl, and captan, *New Zealand Journal of Experimental Agriculture*, vol.8, nº1, p. 49- 54.

JEAN-PIERRE, N. 2005. Los viveros. Ediciones Omega, S.A. Barcelona.

KADEREIT, J. W. Y JEFFREY, C. 2007. The Families and genera of vascular plants. Flowering Plants. Eudicots. Asterales. Berlín, Heidelberg: Springer Verlag, vol.8.

KIM, K. J. Y JANSEN, R. K. 1995. ndhF sequence evolution and the major clades in the sunflower family. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, vol.92, nº22, p. 10379-10383.

KIPP, J. Y WEVER, G. 2000. Mezclas para nutrir y ayudar a crecer a las plantas: sustratos y turbas. *Horticultura: la industria del invernadero*. Ediciones de horticultura S.L. España.

KLOPMEYER, M., WILSON, M. WHEALY, A. 2003. Propagating vegetative crops. In: Hamrick, D. (ed.). *Ball Redbook crop production*. Vol.2 17ª ed Ball Publishing, Batavia IL. p. 165-180

KUNKEL, G. Y KUNKEL, M. A. 1979. Flora de Gran Canaria. Ed. del excmo. Cabildo insular de Gran Canaria. Las Palmas de Gran Canaria.

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

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

LUDWING-MÜLLER, J. 2000. Indole-3-butyric acid in plant growth and development. *Plant Growth Regulation*, vol.32, nº2, p. 219-230.

LUNDBERG J. 2009. Asteraceae and relationships within Asterales. In: Funk VA, Susanna A, Stuessy TF, Bayer R. eds. Systematics, evolution, and biogeography of the Compositae, p. 157-169.

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

MARTÍNEZ, F. X. Y ÁGUILA. J. F. 1989. El enraizado de esquejes de plantas ornamentales. Barcelona, nº 50, p. 9-42.

MARTÍNEZ-SÁNCHEZ, J., FRANCO J. A., VICENTE M. J., MUÑOZ, M., BAÑÓN, S., CONESA, E., FÉRNANDEZ, J. A., VALDÉS, R., MIRALLES, J., OCHOA, J., AGUADO, M., ESTEVA, J., LÓPEZ, J. Y AZNAR, L. 2008. Especies silvestres mediterráneas con valor ornamental. Sección, producción viverística y utilización en jardinería. Dirección General de Patrimonio Natural y Biodiversidad. Consejería de Agricultura y Agua. Región de Murcia. Ed. Biovisual S.L.

MARTÍN, K. Y SANTOS, A. 2004. *Argyranthemum adauctum* subsp. *palmensis* Santos. En Á. Bañares *et al.* eds. 2004. Atlas y Libro Rojo de la Flora Vasculare Amenazada de España. D.G.C.N. Madrid. 114-115, 118-119.

MEYNHARDT, J.T. 1974. Propagation of Proteas. Farming in South Africa, Series: Flowers, ornamental shrubs and trees, B.2. Horticultural Research Institute. Pretoria.

MOFFAT, J. Y TURNBULL, L. 1993. Grafting proteas. Pub. By the author: Nanju Protea Nursery. Mail Center 582. Toowoomba. QLD 4532. Australia.

NUÑEZ-COLÍN, C. A. N. 2018. Análisis de varianza no paramétrica: un punto de vista a favor para utilizarla. *Acta agrícola y pecuaria*, vol.4, nº3, p. 69-79.

PÉREZ-PARRA, J. J., MOLINA, H. A., CUETO, R. M., GUIRAO R. J., LAO A. M. T., MOLINA H. J., 1997. Recuperación de flora autóctona. Centro de investigación y Formación Hortícola. Andalucía.

PÉREZ-PELEA, L. 2018. ¿Cómo proceder ante el incumplimiento de las premisas de los métodos paramétricos? O ¿cómo trabajar con variables biológicas no normales? *Revista del Jardín Botánico Nacional*, vol.39, p. 1-12.

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

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

ROMANO, N. M., VIEIRA, F. M., DIAS, B. A., MAZZINI-GUEDES, R., XAVIER, C. C., DE ALMEIDA, L., SAJOVIC, P. S. Y LOPES, P. K. 2018. Indolbutyric acid and time of the year influence on rooting of *Chrysanthemum* cuttings. *American Journal of Plant Sciences*, vol.9, nº3, p. 507-516.

RUANO, M. R. J. 2003. Viveros forestales. Manual de cultivo y protectos. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

RUBIO, S., QUINTANA J., LÓPEZ M., LUIS E. J., TRIANA J., ESTÉVEZ F. 2006. Phenylbenzopyrones structure-activity studies identify betuletol derivatives as potential antitumoral agents. *European journal of pharmacology*, vol. 548, nº 1-3, p. 9-20.

RUMBAL, J. M. 1977. Aspects of propagation hygiene. *Proceeding International Plant Propagation Society*, vol.27, p. 323-324.

SCHOLZ, S. 2004. *Argyranthemum winteri* (Svent.) Humphries. En Á. Bañares *et al.* eds. 2004. Atlas y Libro Rojo de la Flora Vasculare Amenazada de España. D.G.C.N. Madrid, p. 120-121.

SCOTT, B. A., VEITCH, N. C., Y SIMMONDS, M. S. J. CHEM ECOL J. 2011. Leaf Chemistry and Foliage Avoidance by the Thrips *Frankliniella*

occidentalis and *Heliothrips haemorrhoidalis* in glasshouse collections. Journal of chemical ecology, vol.37, n° 3, p. 301-310.

SÎRBU, T. 2015. Contributions to introduction of *Santolina* L. species in the Botanical Garden (I) of ASM. In Conservation of plant diversity, p. 101-101.

SOKAL R. Y ROHLF. F. J. 1984. Introducción a la Bioestadística. Ed. Reverté. Barcelona.

STEVENS, P. F. 2001. [En línea]. Angiosperm Phylogeny Website. Version 14, July 2017. [Fecha de consulta 10 de marzo de 2020]. Disponible en Internet: <http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/>

SVENTENIUS, E. R. 1960. *Additamentum ad Floram Canariensem*. Matriti: Inst. Nac. Invest. Agronom. Minist. Agricult.

VAN DEN HEEDE, A. A. 1981. El estaquillado. Guía práctica de multiplicación de las plantas. Ediciones Mundi-prensa. Madrid.

VERA, B. M. C. 2016. Contribución al conocimiento de la propagación por estaca de algunas especies y cultivares de proteas. Tesis doctoral. 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.

VOINEAC, I. 2019. Methods of growing and caring for *Argyranthemum frutescens* L. Revista Botanică, vol.18, n°1, p. 92-100.

ZIMMERMAN, P.W. Y F. WILCOXON. 1935. Several chemical growth substances which cause initiation of roots and other responses in plants. Contributions from Boyce Thompson Institute, vol.7, p. 209-229.

8. ANEXOS



8.1. Anexo 1: TEMPERATURAS DIARIAS

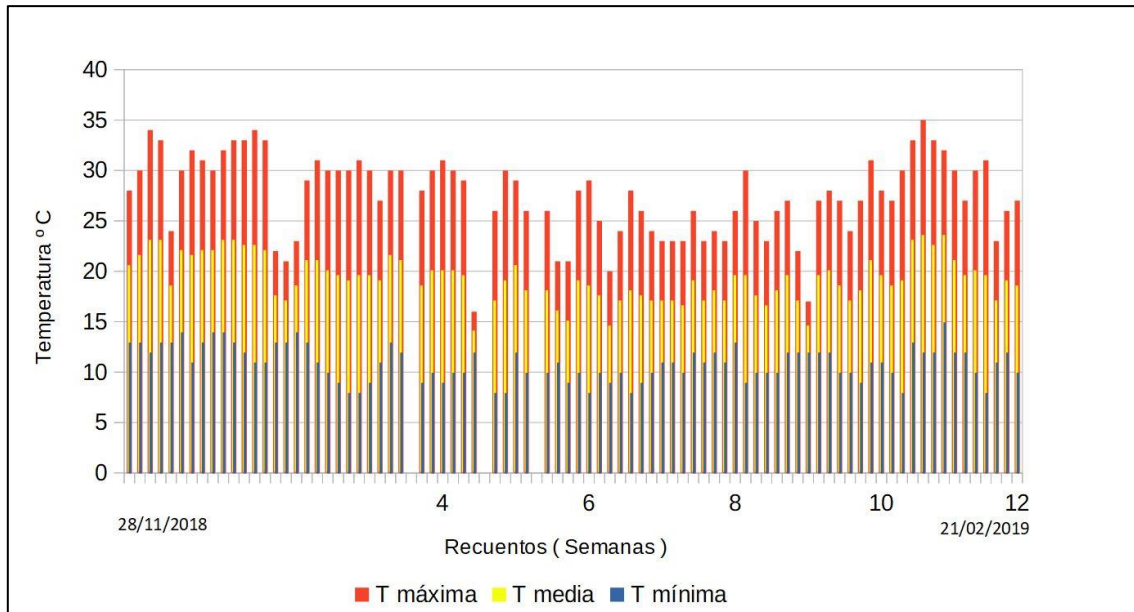


Figura 61: Temperaturas durante el ensayo I

Tabla 14: Temperaturas durante el ensayo I

Día	Tmax	Tmedia	Tmin
28/11/2018	28	20,5	13
29/11/2018	30	21,5	13
30/11/2018	34	23	12
01/12/2018	33	23	13
02/12/2018	24	18,5	13
03/12/2018	30	22	14
04/12/2018	32	21,5	11
05/12/2018	31	22	13
06/12/2018	30	22	14
07/12/2018	32	23	14
08/12/2018	33	23	13
09/12/2018	33	22,5	12
10/12/2018	34	22,5	11
11/12/2018	33	22	11
12/12/2018	22	17,5	13
13/12/2018	21	17	13

14/12/2018	23	18,5	14
15/12/2018	29	21	13
16/12/2018	31	21	11
17/12/2018	30	20	10
18/12/2018	30	19,5	9
19/12/2018	30	19	8
20/12/2018	31	19,5	8
21/12/2018	30	19,5	9
22/12/2018	27	19	11
23/12/2018	30	21,5	13
24/12/2018	30	21	12
25/12/2018	x	x	x
26/12/2018	28	18,5	9
27/12/2018	30	20	10
28/12/2018	31	20	9
29/12/2018	30	20	10
30/12/2018	29	19,5	10
31/12/2018	16	14	12
01/01/2019	x	x	x
02/01/2019	26	17	8
03/01/2019	30	19	8
04/01/2019	29	20,5	12
05/01/2019	26	18	10
06/01/2019	x	x	x
07/01/2019	26	18	10
08/01/2019	21	16	11
09/01/2019	21	15	9
10/01/2019	28	19	10
11/01/2019	29	18,5	8
12/01/2019	25	17,5	10
13/01/2019	20	14,5	9
14/01/2019	24	17	10
15/01/2019	28	18	8
16/01/2019	26	17,5	9
17/01/2019	24	17	10
18/01/2019	23	17	11
19/01/2019	23	17	11
20/01/2019	23	16,5	10
21/01/2019	26	19	12
22/01/2019	23	17	11
23/01/2019	24	18	12
24/01/2019	23	17	11
25/01/2019	26	19,5	13

26/01/2019	30	19,5	9
27/01/2019	25	17,5	10
28/01/2019	23	16,5	10
29/01/2019	26	18	10
30/01/2019	27	19,5	12
31/01/2019	22	17	12
01/02/2019	17	14,5	12
02/02/2019	27	19,5	12
03/02/2019	28	20	12
04/02/2019	27	18,5	10
05/02/2019	24	17	10
06/02/2019	27	18	9
07/02/2019	31	21	11
08/02/2019	28	19,5	11
09/02/2019	27	18,5	10
10/02/2019	30	19	8
11/02/2019	33	23	13
12/02/2019	35	23,5	12
13/02/2019	33	22,5	12
14/02/2019	32	23,5	15
15/02/2019	30	21	12
16/02/2019	27	19,5	12
17/02/2019	30	20	10
18/02/2019	31	19,5	8
19/02/2019	23	17	11
20/02/2019	26	19	12
21/02/2019	27	18,5	10

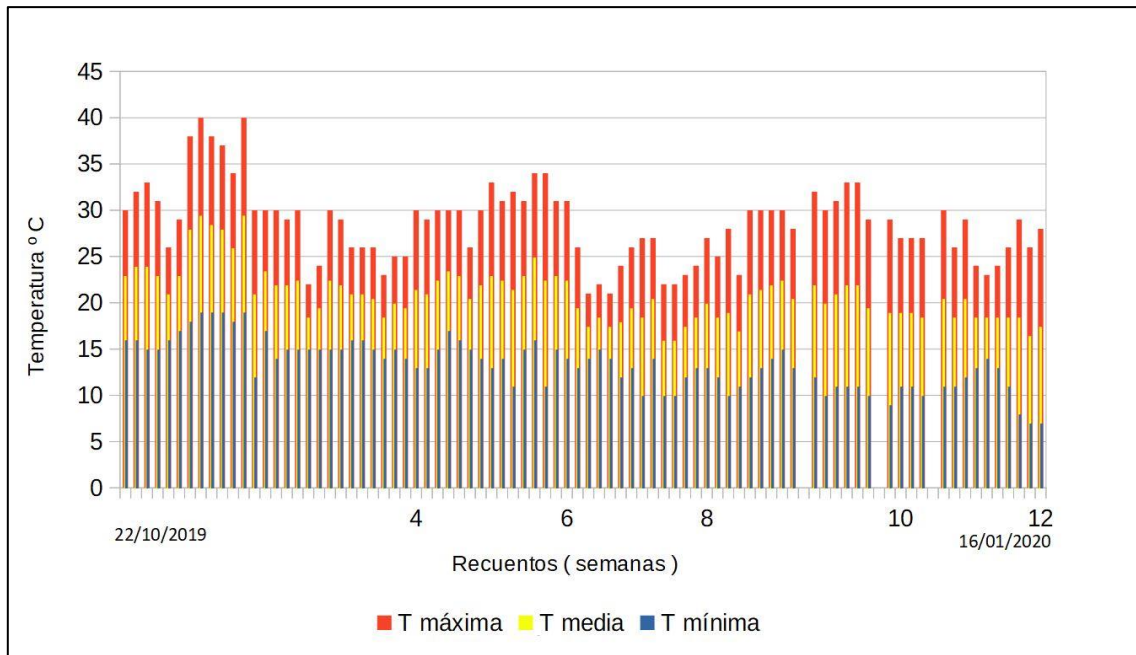


Figura 62: Temperaturas durante el ensayo II

Tabla 15: Temperaturas durante el ensayo II

Día	Tmax	Tmedia	Tmin
23/10/2019	30	23	16
24/10/2019	32	24	16
25/10/2019	33	24	15
26/10/2019	31	23	15
27/10/2019	26	21	16
28/10/2019	29	23	17
29/10/2019	38	28	18
30/10/2019	40	29,5	19
31/10/2019	38	28,5	19
01/11/2019	37	28	19
02/11/2019	34	26	18
03/11/2019	40	29,5	19
04/11/2019	30	21	12
05/11/2019	30	23,5	17
06/11/2019	30	22	14
07/11/2019	29	22	15
08/11/2019	30	22,5	15
09/11/2019	22	18,5	15
10/11/2019	24	19,5	15
11/11/2019	30	22,5	15

12/11/2019	29	22	15
13/11/2019	26	21	16
14/11/2019	26	21	16
15/11/2019	26	20,5	15
16/11/2019	23	18,5	14
17/11/2019	25	20	15
18/11/2019	25	19,5	14
19/11/2019	30	21,5	13
20/11/2019	29	21	13
21/11/2019	30	22,5	15
22/11/2019	30	23,5	17
23/11/2019	30	23	16
24/11/2019	26	20,5	15
25/11/2019	30	22	14
26/11/2019	33	23	13
27/11/2019	31	22,5	14
28/11/2019	32	21,5	11
29/11/2019	31	23	15
30/11/2019	34	25	16
01/12/2019	34	22,5	11
02/12/2019	31	23	15
03/12/2019	31	22,5	14
04/12/2019	26	19,5	13
05/12/2019	21	17,5	14
06/12/2019	22	18,5	15
07/12/2019	21	17,5	14
08/12/2019	24	18	12
09/12/2019	26	19,5	13
10/12/2019	27	18,5	10
11/12/2019	27	20,5	14
12/12/2019	22	16	10
13/12/2019	22	16	10
14/12/2019	23	17,5	12
15/12/2019	24	18,5	13
16/12/2019	27	20	13
17/12/2019	25	18,5	12
18/12/2019	28	19	10
19/12/2019	23	17	11
20/12/2019	30	21	12
21/12/2019	30	21,5	13
22/12/2019	30	22	14
23/12/2019	30	22,5	15
24/12/2019	28	20,5	13

25/12/2019	x	x	x
26/12/2019	32	22	12
27/12/2019	30	20	10
28/12/2019	31	21	11
29/12/2019	33	22	11
30/12/2019	33	22	11
31/12/2019	29	19,5	10
01/01/2020	x	x	x
02/01/2020	29	19	9
03/01/2020	27	19	11
04/01/2020	27	19	11
05/01/2020	27	18,5	10
06/01/2020	x	x	x
07/01/2020	30	20,5	11
08/01/2020	26	18,5	11
09/01/2020	29	20,5	12
10/01/2020	24	18,5	13
11/01/2020	23	18,5	14
12/01/2020	24	18,5	13
13/01/2020	26	18,5	11
14/01/2020	29	18,5	8
15/01/2020	26	16,5	7
16/01/2020	28	17,5	7

8.2. Anexo 2: VARIABLES. PARÁMETROS DESCRIPTIVOS

8.2.1 ENSAYO I

Tabla 16: Porcentaje de estacas muertas ensayo I. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
% ESTACAS MUERTAS SEMANA 4	T1	3	55,0000	13,22876
	T2	3	81,6667	7,63763
	T3	3	13,3333	5,77350
	T4	3	71,6667	7,63763
	Total	12	55,4167	28,32108
% ESTACAS MUERTAS SEMANA 6	T1	3	63,3333	10,40833
	T2	3	86,6667	5,77350
	T3	3	13,3333	5,77350
	T4	3	75,0000	8,66025
	Total	12	59,5833	29,95894
% ESTACAS MUERTAS SEMANA 8	T1	3	73,3333	10,40833
	T2	3	91,6667	5,77350
	T3	3	15,0000	8,66025
	T4	3	81,6667	7,63763
	Total	12	65,4167	31,94159
% ESTACAS MUERTAS SEMANA 10	T1	3	73,3333	10,40833
	T2	3	91,6667	5,77350
	T3	3	15,0000	8,66025
	T4	3	81,6667	7,63763
	Total	12	65,4167	31,94159
% ESTACAS MUERTAS SEMANA 12	T1	3	75,0000	10,00000
	T2	3	91,6667	5,77350
	T3	3	16,6667	11,54701
	T4	3	83,3333	7,63763
	Total	12	66,6667	31,71846

Tabla 17: Porcentaje de estacas sin callo ensayo I. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
% ESTACAS SIN CALLO SEMANA 4	T1	3	5,0000	5,00000
	T2	3	5,0000	8,66025
	T3	3	20,0000	8,66025
	T4	3	15,0000	13,22876
	Total	12	11,2500	10,47182
% ESTACAS SIN CALLO SEMANA 6	T1	3	3,3333	2,88675
	T2	3	3,3333	5,77350
	T3	3	8,3333	5,77350
	T4	3	6,6667	7,63763
	Total	12	5,4167	5,41812
% ESTACAS SIN CALLO SEMANA 8	T1	3	1,6667	2,88675
	T2	3	1,6667	2,88675
	T3	3	1,6667	2,88675
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	1,2500	2,26134
% ESTACAS SIN CALLO SEMANA 10	T1	3	1,6667	2,88675
	T2	3	1,6667	2,88675
	T3	3	1,6667	2,88675
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	1,2500	2,26134
% ESTACAS SIN CALLO SEMANA 12	T1	3	0,0000	0,00000
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	1,6667	2,88675
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	0,4167	1,44338

Tabla 18: Porcentaje de estacas con callo ensayo I. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
% ESTACAS CON CALLO SEMANA 4	T1	3	5,0000	5,00000
	T2	3	1,6667	2,88675
	T3	3	6,6667	7,63763
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	3,3333	4,92366
% ESTACAS CON CALLO SEMANA 6	T1	3	3,3333	2,88675
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	1,6667	2,88675
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	1,2500	2,26134
% ESTACAS CON CALLO SEMANA 8	T1	3	1,6667	2,88675
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	0,0000	0,00000
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	0,4167	1,44338
% ESTACAS CON CALLO SEMANA 10	T1	3	0,0000	0,00000
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	0,0000	0,00000
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	0,0000	0,00000
% ESTACAS CON CALLO SEMANA 12	T1	3	0,0000	0,00000
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	0,0000	0,00000
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	0,0000	0,00000

Tabla 19: Porcentaje de estacas con raíz trasplantable ensayo I. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
% ESTACAS RAÍZ TRASPLANTABLE SEMANA 4	T1	3	0,0000	0,00000
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	5,0000	8,66025
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	1,2500	4,33013
% ESTACAS RAÍZ TRASPLANTABLE SEMANA 6	T1	3	0,0000	0,00000
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	16,6667	7,63763
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	4,1667	8,21123
% ESTACAS RAÍZ TRASPLANTABLE SEMANA 8	T1	3	0,0000	0,00000
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	28,3333	7,63763
	T4	3	0,0000	0,00000
	Total	12	7,0833	13,22160
% ESTACAS RAÍZ TRASPLANTABLE SEMANA 10	T1	3	1,6667	2,88675
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	36,6667	2,88675
	T4	3	5,0000	5,00000
	Total	12	10,8333	15,93072
% ESTACAS RAÍZ TRASPLANTABLE SEMANA 12	T1	3	8,3333	5,77350
	T2	3	1,6667	2,88675
	T3	3	51,6667	2,88675
	T4	3	8,3333	7,63763
	Total	12	17,5000	21,26670

Tabla 20: Porcentaje de estacas enraizadas ensayo I. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
% ESTACAS CON RAÍZ SEMANA 4	T1	3	35,0000	5,00000
	T2	3	11,6667	2,88675
	T3	3	60,0000	10,00000
	T4	3	13,3333	7,63763
	Total	12	30,0000	21,32007
% ESTACAS CON RAÍZ SEMANA 6	T1	3	30,0000	5,00000
	T2	3	10,0000	0,00000
	T3	3	76,6667	10,40833
	T4	3	18,3333	5,77350
	Total	12	33,7500	27,47933
% ESTACAS CON RAÍZ SEMANA 8	T1	3	23,3333	10,40833
	T2	3	6,6667	2,88675
	T3	3	83,3333	11,54701
	T4	3	18,3333	7,63763
	Total	12	32,9167	31,94159
% ESTACAS CON RAÍZ SEMANA 10	T1	3	25,0000	10,00000
	T2	3	6,6667	2,88675
	T3	3	83,3333	7,63763
	T4	3	18,3333	7,63763
	Total	12	33,3333	31,57483
% ESTACAS CON RAÍZ SEMANA 12	T1	3	25,0000	10,00000
	T2	3	8,3333	5,77350
	T3	3	81,6667	10,40833
	T4	3	16,6667	7,63763
	Total	12	32,9167	30,92942

Tabla 21: Índice de enraizamiento ensayo I. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
ÍNDICE ENRAIZAMIENTO SEMANA 4	T1	3	1,2000	0,27839
	T2	3	0,4333	0,12583
	T3	3	2,1833	0,35473
	T4	3	0,5500	0,13229
	Total	12	1,0917	0,75463
ÍNDICE ENRAIZAMIENTO SEMANA 6	T1	3	1,0000	0,22913
	T2	3	0,3333	0,05774
	T3	3	2,5833	0,30551
	T4	3	0,6167	0,17559
	Total	12	1,1333	0,92646
ÍNDICE ENRAIZAMIENTO SEMANA 8	T1	3	0,7500	0,30000
	T2	3	0,2167	0,11547
	T3	3	2,8000	0,31225
	T4	3	0,5500	0,22913
	Total	12	1,0792	1,07818
ÍNDICE ENRAIZAMIENTO SEMANA 10	T1	3	0,7833	0,32532
	T2	3	0,2167	0,11547
	T3	3	2,8833	0,25658
	T4	3	0,6000	0,25000
	Total	12	1,1208	1,10463
ÍNDICE ENRAIZAMIENTO SEMANA 12	T1	3	0,8333	0,35119
	T2	3	0,2667	0,16073
	T3	3	2,9833	0,33292
	T4	3	0,5833	0,27538
	Total	12	1,1667	1,14243

8.2.2. ENSAYO II

Tabla 22: Porcentaje de estacas muertas ensayo II. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
% ESTACAS MUERTAS SEMANA 4	T1	3	20,0000	13,22876
	T2	3	1,6667	2,88675
	T3	3	13,3333	2,88675
	T4	3	31,6667	7,63763
	T5	3	33,3333	23,09401
	Total	12	20,0000	16,14665
% ESTACAS MUERTAS SEMANA 6	T1	3	38,3333	17,55942
	T2	3	3,3333	5,77350
	T3	3	20,0000	0,00000
	T4	3	35,0000	10,00000
	T5	3	50,0000	25,98076
	Total	12	29,3333	20,94778
% ESTACAS MUERTAS SEMANA 8	T1	3	41,6667	15,27525
	T2	3	5,0000	5,00000
	T3	3	20,0000	5,00000
	T4	3	35,0000	10,00000
	T5	3	58,3333	16,07275
	Total	12	32,0000	21,19636
% ESTACAS MUERTAS SEMANA 10	T1	3	50,0000	13,22876
	T2	3	8,3333	10,40833
	T3	3	23,3333	7,63763
	T4	3	35,0000	10,00000
	T5	3	63,3333	7,63763
	Total	12	36,0000	21,72885
% ESTACAS MUERTAS SEMANA 12	T1	3	58,3333	2,88675
	T2	3	11,6667	7,63763
	T3	3	25,0000	10,00000
	T4	3	38,3333	10,40833
	T5	3	63,3333	7,63763
	Total	12	39,3333	21,36976

Tabla 23: Porcentaje de estacas sin callo ensayo II Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
% ESTACAS SIN CALLO SEMANA 4	T1	3	40,0000	10,00000
	T2	3	16,6667	5,77350
	T3	3	13,3333	18,92969
	T4	3	3,3333	2,88675
	T5	3	20,0000	13,22876
	Total	12	18,6667	15,86401
% ESTACAS SIN CALLO SEMANA 6	T1	3	36,6667	28,86751
	T2	3	18,3333	12,58306
	T3	3	10,0000	8,66025
	T4	3	1,6667	2,88675
	T5	3	13,3333	14,43376
	Total	12	16,0000	18,14623
% ESTACAS SIN CALLO SEMANA 8	T1	3	31,6667	24,66441
	T2	3	10,0000	8,66025
	T3	3	8,3333	5,77350
	T4	3	0,0000	0,00000
	T5	3	5,0000	5,00000
	Total	12	11,0000	15,25966
% ESTACAS SIN CALLO SEMANA 10	T1	3	20,0000	21,79449
	T2	3	13,3333	10,40833
	T3	3	3,3333	2,88675
	T4	3	1,6667	2,88675
	T5	3	1,6667	2,88675
	Total	12	8,0000	12,07122
% ESTACAS SIN CALLO SEMANA 12	T1	3	11,6667	11,54701
	T2	3	6,6667	7,63763
	T3	3	3,3333	2,88675
	T4	3	1,6667	2,88675
	T5	3	1,6667	2,88675
	Total	12	5,0000	6,81385

Tabla 24: Porcentaje de estacas con callo ensayo II. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
% ESTACAS CON CALLO SEMANA 4	T1	3	1,6667	2,88675
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	0,0000	0,00000
	T4	3	0,0000	0,00000
	T5	3	0,0000	0,00000
	Total	12	0,3333	1,29099
% ESTACAS CON CALLO SEMANA 6	T1	3	1,6667	2,88675
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	1,6667	2,88675
	T4	3	0,0000	0,00000
	T5	3	1,6667	2,88675
	Total	12	1,0000	2,07020
% ESTACAS CON CALLO SEMANA 8	T1al	3	1,6667	2,88675
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	0,0000	0,00000
	T4	3	0,0000	0,00000
	T5	3	3,3333	5,77350
	Total	12	1,0000	2,80306
% ESTACAS CON CALLO SEMANA 10	T1	3	1,6667	2,88675
	T2	3	1,6667	2,88675
	T3	3	0,0000	0,00000
	T4	3	0,0000	0,00000
	T5	3	0,0000	0,00000
	Total	12	0,6667	1,75933
% ESTACAS CON CALLO SEMANA 12	T1	3	0,0000	0,00000
	T2	3	0,0000	0,00000
	T3	3	0,0000	0,00000
	T4	3	0,0000	0,00000
	T5	3	0,0000	0,00000
	Total	12	0,0000	0,00000

Tabla 25: Porcentaje de estacas con raíz trasplantable ensayo II. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
% ESTACAS CON RAÍZ TRASPLANTABLE SEMANA 4	T1	3	0,0000	0,00000
	T2	3	25,0000	18,02776
	T3	3	21,6667	14,43376
	T4	3	43,3333	17,55942
	T5	3	11,6667	2,88675
	Total	12	20,3333	18,56135
% ESTACAS CON RAÍZ TRASPLANTABLE SEMANA 6	T1	3	3,3333	2,88675
	T2	3	43,3333	29,29733
	T3	3	41,6667	33,29164
	T4	3	51,6667	12,58306
	T5	3	20,0000	10,00000
	Total	12	32,0000	25,62086
% ESTACAS CON RAÍZ TRASPLANTABLE SEMANA 8	T1	3	6,6667	7,63763
	T2	3	53,3333	33,29164
	T3	3	51,6667	36,17089
	T4	3	51,6667	12,58306
	T5	3	25,0000	8,66025
	Total	12	37,6667	27,63710
% ESTACAS CON RAÍZ TRASPLANTABLE SEMANA 10	T1	3	11,6667	5,77350
	T2	3	58,3333	28,86751
	T3	3	61,6667	23,09401
	T4	3	56,6667	7,63763
	T5	3	30,0000	10,00000
	Total	12	43,6667	25,17557
% ESTACAS CON RAÍZ TRASPLANTABLE SEMANA 12	T1	3	15,0000	5,00000
	T2	3	65,0000	17,32051
	T3	3	61,6667	23,09401
	T4	3	56,6667	7,63763
	T5	3	30,0000	10,00000
	Total	12	45,6667	23,66935

Tabla 26: Porcentaje de estacas enraizadas ensayo II. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
% ESTACAS CON RAÍZ SEMANA 4	T1	3	38,3333	17,55942
	T2	3	81,6667	7,63763
	T3	3	73,3333	16,07275
	T4	3	65,0000	8,66025
	T5	3	46,6667	10,40833
	Total	12	61,0000	19,92844
% ESTACAS CON RAÍZ SEMANA 6	T1	3	23,3333	15,27525
	T2	3	78,3333	17,55942
	T3	3	70,0000	13,22876
	T4	3	63,3333	7,63763
	T5	3	35,0000	13,22876
	Total	12	54,0000	24,79919
% ESTACAS CON RAÍZ SEMANA 8	T1	3	25,0000	10,00000
	T2	3	85,0000	13,22876
	T3	3	71,6667	10,40833
	T4	3	65,0000	10,00000
	T5	3	33,3333	5,77350
	Total	12	56,0000	25,29822
% ESTACAS CON RAÍZ SEMANA 10	T1	3	28,3333	11,54701
	T2	3	76,6667	18,92969
	T3	3	73,3333	7,63763
	T4	3	63,3333	7,63763
	T5	3	35,0000	8,66025
	Total	12	55,3333	22,87128
% ESTACAS CON RAÍZ SEMANA 12	T1	3	30,0000	8,66025
	T2	3	81,6667	15,27525
	T3	3	71,6667	10,40833
	T4	3	60,0000	8,66025
	T5	3	35,0000	8,66025
	Total	12	55,6667	22,74601

Tabla 27: Índice de enraizamiento ensayo II. Parámetros descriptivos

TRATAMIENTOS		N	Media	Desv. típica
ÍNDICE ENRAIZAMIENTO SEMANA 4	T1	3	1,5833	0,43108
	T2	3	2,8667	0,32146
	T3	3	2,5500	0,43589
	T4	3	2,4167	0,27538
	T5	3	1,7167	0,44814
	Total	12	2,2267	0,60853
ÍNDICE ENRAIZAMIENTO SEMANA 6	T1	3	1,1333	0,27538
	T2	3	2,9667	0,67144
	T3	3	2,6500	0,58949
	T4	3	2,4333	0,24664
	T5	3	1,4167	0,59652
	Total	12	2,1200	0,85665
ÍNDICE ENRAIZAMIENTO SEMANA 8	T1	3	1,1667	0,20207
	T2	3	3,1833	0,63705
	T3	3	2,7500	0,61441
	T4	3	2,4667	0,27538
	T5	3	1,3667	0,41932
	Total	12	2,1867	0,90464
ÍNDICE ENRAIZAMIENTO SEMANA 10	T1	3	1,2000	0,13229
	T2	3	3,0500	0,78102
	T3	3	2,8500	0,44441
	T4	3	2,4833	0,29297
	T5	3	1,3667	0,33292
	Total	12	2,1900	0,87835
ÍNDICE ENRAIZAMIENTO SEMANA 12	T1	3	1,1667	0,18930
	T2	3	3,1667	0,54848
	T3	3	2,8000	0,52915
	T4	3	2,3833	0,33292
	T5	3	1,3667	0,33292
	Total	12	2,1767	0,88396