

**TÍTULO: EMPLEO DE H₂O₂ PARA LA
DESINFECCIÓN DE SOLUCIONES DE
LIXIVIACIÓN EMPLEADAS EN
FERTIRRIGACIÓN**

AUTOR: Fernando Paniagua Salvador

TITULACIÓN: Grado en Ingeniería Agrícola.

FECHA: 30 de Junio de 2018

CONVOCATORIA: Junio 2018

DIRECTORAS: María Teresa Lao Arenas

Blanca María Plaza Herrada

RESUMEN

El cultivo ecológico ha crecido durante los últimos 10 años en Almería, produciendo alimentos libres de contaminantes químicos de síntesis, de alto valor nutricional y organoléptico en un sistema de producción basado en las interacciones biológicas y procesos naturales beneficiosos, contribuyendo a la protección del medio ambiente.

La escasez de recursos hídricos en el Sureste español necesita de la reutilización de los drenajes para el ahorro de agua, permitiendo una utilización más racional, y contribuyendo a la sostenibilidad del sistema de producción intensivo en el área mediterránea.

Teniendo en cuenta que el peróxido de hidrógeno tiene una contrastada actividad desinfectante frente a todo tipo de microorganismos que no dejan residuos y libera oxígeno en el proceso de desinfección, al actuar como oxidante, este trabajo se ha centrado en estudiar el efecto del H₂O₂ sobre un sistema de cultivo en maceta de *Cordyline fruticosa* var. “Red Edge” fertirrigado con lixiviados procedentes del cultivo hidropónico en lana de roca de *Citrullus lanatus* en el sureste español, con el objetivo de utilizar el lixiviado de los cultivos como base de fertirriego de otros cultivos menos exigentes, en cuanto a calidad del agua y los nutrientes para evitar residuos tóxicos sobre el cultivo y el consumidor de los mismos, consiguiendo un sistema de producción más sostenible.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

1. MEMORIA DESCRIPTIVA DEL TRABAJO TÉCNICO.....	10
1.1. IMPORTANCIA DEL TRABAJO TÉCNICO.....	10
1.2. INTERÉS DEL TRABAJO TÉCNICO.....	13
1.3. OBJETIVOS DEL TRABAJO TÉCNICO.....	14
1.4. CORDILINE.....	14
1.4.1. GENERALIDADES DEL GÉNERO CORDYLINE.....	14
1.4.2. DESCRIPCIÓN DE <i>CORDILINE FRUTICOSA</i> VAR. “RED EDGE”.....	15
1.4.2.1. ORIGEN.....	15
1.4.2.2. TAXONOMÍA Y DESCRIPCIÓN BOTÁNICA.....	15
1.4.3. ESPECIES Y VARIEDADES.....	16
1.5. CONTAMINACIÓN EN AGRICULTURA INTENSIVA.....	19
1.6. AGRICULTURA SOSTENIBLE.....	21
1.7. DESINFECTANTES PERMITIDOS EN AGRICULTURA ECOLÓGICA.....	22
1.7.1. BIOFUMIGACIÓN.....	22
1.7.2. SOLARIZACIÓN.....	22
1.7.3. BIOSOLARIZACIÓN.....	23
1.7.4. TRATAMIENTO CON OZONO.....	23
1.7.5. ÁCIDO PERACÉTICO.....	24
1.7.6. PERÓXIDO DE HIDRÓGENO.....	24
2. FASES DE REALIZACIÓN Y CRONOGRAMA ASOCIADO.....	25
3. ESPECIFICACIONES Y REQUERIMIENTOS TÉCNICOS.....	29
3.1. LOCALIZACIÓN.....	29
3.2. MATERIAL VEGETAL.....	30
3.3. INSTALACIONES Y EQUIPOS.....	30
3.3.1. INSTALACIONES.....	30
3.3.2. FERTIRRIEGO.....	31
3.4. TRABAJOS PREVIOS.....	31

3.4.1. CALIBRACIÓN DE LOS INSTRUMENTOS DE MEDIDA DE LA C.E. Y DEL pH.....	32
3.4.2. RECOGIDA DE LIXIVIADOS.....	32
3.4.3. ELABORACIÓN DE LAS SOLUCIONES DE FERTIRRIEGO.....	33
3.4.4. SELLADO DE LAS BANDEJAS.....	34
3.5. DISEÑO EXPERIMENTAL Y TRATAMIENTO ESTADÍSTICO.....	35
4. ESPECIFICACIONES GENERALES Y ADMINISTRATIVAS.....	36
4.1. ANÁLISIS DE VIABILIDAD.....	36
4.2. LEGISLACIÓN APLICABLE.....	37
5. MEDICIONES.....	38
5.1. PARÁMETROS EVALUADOS.....	38
5.1.1. PARÁMETROS AMBIENTALES.....	38
5.1.2. PARÁMETROS NUTRICIONALES.....	40
5.1.2.1. COMPOSICIÓN DE LAS SOLUCIONES APORTADAS.....	40
5.1.3. PARÁMETROS DE CRECIMIENTO.....	40
5.2. METODOLOGÍA ANALÍTICA.....	42
5.2.1. DISOLUCIÓN NUTRITIVA.....	42
5.2.1.1. pH.....	42
5.2.1.2. CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA (C.E.).....	42
5.2.2. MATERIAL VEGETAL.....	42
5.2.2.1. PREPARACIÓN DEL MATERIAL VEGETAL.....	43
5.2.2.1.1. NITRÓGENO ORGÁNICO.....	44
5.2.2.1.2. FÓSFORO.....	44
5.2.2.1.3. POTASIO Y SODIO.....	45
5.2.2.1.4. CALCIO Y MAGNESIO.....	46
5.2.2.2. EXTRACCIÓN CON AGUA DE LAS FORMAS SOLUBLES A PARTIR DE UNA EXTRACCIÓN ACUOSA.....	47
5.2.2.2.1. AMONIO (NH ₄ ⁺).....	48
5.2.2.2.2. NITRATO (NO ₃ ⁻).....	48
5.2.2.2.3. FÓSFORO INORGÁNICO.....	49
5.2.2.2.4. POTASIO Y SODIOS SOLUBLES.....	49
5.2.2.2.5. CLORO.....	50
6. DOCUMENTACIÓN GRÁFICA.....	50

6.1. PLANOS DE UBICACIÓN Y DE DETALLE DEL INVERNADERO CON CULTIVO DE SANDÍA.....	50
6.1.1. UBICACIÓN INVERNADERO DE SANDÍA.....	50
6.2.1. DETALLE INVERNADERO DE SANDÍA.....	51
6.2. EQUIPO DE FERTIRRIGACIÓN.....	53
6.2.1. EQUIPO Y ORDENADOR DE RIEGO.....	53
6.2.2. SENSOR Y BANDEJAS DE DEMANDA DE RIEGO.....	53
7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	55
7.1. ENTORNO CLIMÁTICO.....	55
7.2. PARÁMETROS MORFOLÓGICOS.....	56
7.3. BIOMASA Y SU DISTRIBUCIÓN.....	57
7.4. EFECTO DE LA APLICACIÓN DE H ₂ O ₂ SOBRE LA CONCENTRACIÓN DE CLOROFILAS.....	58
7.5. PROLINA COMO INDICADOR DE ESTRÉS.....	59
7.6. EVOLUCIÓN DE LAS SOLUCIONES NUTRIVAS (SN) A LO ALARGO DEL ENSAYO.....	59
7.6.1. EVOLUCIÓN DEL pH.....	60
7.6.2. EVOLUCIÓN DE LA CE.....	61
7.6.3. EVOLUCIÓN DE LOS NITRATOS.....	62
7.9.4. EVOLUCIÓN DE LOS SULFATOS.....	62
7.9.5. EVOLUCIÓN DE LOS FOSFATOS.....	63
7.9.6. EVOLUCIÓN DE LOS CLORUROS.....	64
7.6.7. EVOLUCIÓN DEL CALCIO.....	65
7.6.8. EVOLUCIÓN DEL MAGNESIO.....	66
7.6.9. EVOLUCIÓN DEL SODIO.....	66
7.6.10. EVOLUCIÓN DEL POTASIO.....	67
7.7. SOLUCIONES DE SONDA.....	68
7.7.1. ESTUDIO DE LA SOLUCIÓN DE SUSTRATO (SS) OBTENIDA CON SONDAS DE SUCCIÓN.....	68
7.8. VOLÚMENES DE LIXIVIADO.....	70
7.9. SOLUCIONES LIXIVIADAS (SL) A LO ALARGO DEL ENSAYO.....	71
7.9.1. EVOLUCIÓN DEL Ph.....	74
7.9.2. EVOLUCIÓN DE LA CE.....	75

7.9.3. EVOLUCIÓN DE NITRATOS.....	76
7.9.4. EVOLUCIÓN DE LOS SULFATOS.....	77
7.9.5. EVOLUCIÓN DE LOS FOSFATOS.....	77
7.9.6. EVOLUCIÓN DE LOS CLORUROS.....	78
7.9.7. EVOLUCIÓN DEL CALCIO.....	79
7.9.8. EVOLUCIÓN DEL MAGNESIO.....	80
7.9.9. EVOLUCIÓN DEL SODIO.....	81
7.9.10. EVOLUCIÓN DEL POTASIO.....	82
8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES TÉCNICAS.....	83
9. BIBLIOGRAFÍA.....	84

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Evolución del número de hectáreas invernadas en la provincia de Almería.

Figura 2. Evolución de la superficie en cultivo ecológico en la provincia de Almería.

Figura 3. Plantas de la especie *Cordyline australis*.

Figura 4. Plantas de especie *Cordyline terminalis*.

Figura 5. Plantas de la especie *Cordyline fruticosa*.

Figura 6. Superficie invernada de la provincia de Almería.

Figura 7. Generación y filtración de lixiviados.

Figura 8. Localización del invernadero en la Universidad de Almería.

Figura 9. Plantas de *Cordyline fruticosa* var. “Red Edge” usadas en el ensayo.

Figura 10. Detalle del invernadero donde se realizó el ensayo. Universidad Almería.

Figura 11. Calibración del conductivímetro.

Figuras 12 y 13. Recogida de lixiviados de *Citrullus lanatus* (sandía).

Figura 14. Detalle de las bandejas cubiertas con plástico de doble cara.

Figura 15. Disposición de las bandejas sobre la mesa de cultivo.

Figura 16. Detalle de una bandeja y de las macetas correspondientes.

Figura 17. Sensor HOBO H8 RH/Temp/Light/External H08-004-02.

Figura 18. Piranómetro modelo PYR.

Figura 19. Balanza de precisión Mettler Toledo PB-303-S.

Figura 20. Equipo de medida de área foliar ΔT Area Meter MK2.

Figura 21. Estufa Selecta modelo Dry-Big, usada para secar el material vegetal.

Figura 22. Estufa con baño de arena.

Figura 23. Espectrofotómetro Thermo type Helios gamma.

Figuras 24 y 25. Espectrofotómetros Flame Evans Electro Selenium LTB (23) y Flame Elvi 6600 (24).

Figura 26. Espectrofotómetro de absorción atómica PERKIN ELMER 3300.

Figura 27. Ubicación de la parcela nº 17, rayada de azul, a Escala: 1:10.000. Límites de la cuadrícula referidos al sistema U.T.M. E.D.50, huso 30.

Figura 28. Detalle de la parcela a escala: 1:2.000. Límites de la cuadrícula referidos al sistema U.T.M. E.D.50, huso 30.

Figuras 29 y 30. Detalle del invernadero. Tipo “raspa y amagado”.

Figuras 31 y 32. Detalles del equipo de fertirrigación y ordenador de riego.

Figura 33. Detalle del sensor de demanda.

Figuras 34 y 35. Detalle de las bandejas de demanda.

Figuras 36 y 37. Momento de recogida de solución lixiviada.

Figura 38. Evolución del pH.

Figura 39. Evolución de la CE.

Figura 40. Evolución de los NO₃⁻.

Figura 41. Evolución de los SO₄²⁻.

Figura 42. Evolución de los H₂PO₄⁻.

Figura 43. Evolución de los Cl⁻.

Figura 44. Evolución del Ca²⁺.

Figura 45. Evolución del Mg²⁺.

Figura 46. Evolución del Na⁺.

Figura 47. Evolución del K⁺.

Figura 48. Evolución del volumen acumulado de lixiviados.

Figura 49. Evolución del pH en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Figura 50. Evolución de la CE en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Figura 51. Evolución de los NO₃⁻ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Figura 52. Evolución de los SO₄²⁻ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Figura 53. Evolución de los H₂PO₄⁻ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Figura 54. Evolución de los Cl⁻ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Figura 55. Evolución del Ca²⁺ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Figura 56. Evolución del Mg²⁺ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Figura 57. Evolución del Na⁺ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Figura 58. Evolución del K⁺ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

ÍNDICIE DE TABLAS

- Tabla 1. Fases de realización del TFG.
- Tabla 2. Cronograma de actividades proyectadas para TFG.
- Tabla 3. Concentración de los diferentes fertilizantes en la solución nutritiva.
- Tabla 4. Composición de las soluciones que han constituido los tratamientos aplicados en el ensayo.
- Tabla 5. Ejemplo de notación usada en el Tratamiento 1.
- Tabla 6. Análisis de viabilidad de aplicación de H₂O₂.
- Tabla 7. Temperatura y Humedad relativa: máxima absoluta, media de máximas, media de medias, media de mínimas y mínima absoluta. Radiación diaria: máxima, media y mínima.
- Tabla 8. Altura, Número de hojas, Área foliar y Estatus hídrico.
- Tabla 9. Distribución de la biomasa.
- Tabla 10. Cl a, Cl b, Cla+b, Cla/b y carotenoides.
- Tabla 11. Prolina.
- Tabla 12. Fecha correspondiente a los días después del trasplante (DDT).
- Tabla 13. Análisis de los tratamientos por sonda de succión.
- Tabla 14. Volumen acumulado de lixiviados por planta (mL).
- Tabla 15. Valores medios de los distintos parámetros nutritivos en función de los tratamientos y los DDT expresados en mmol L⁻¹ y dS m⁻¹ para la CE.
- Tabla 16. Valores medios de nutrientes (g) lixiviados por planta.

1. MEMORIA DESCRIPTIVA DEL TRABAJO TÉCNICO

1.1. IMPORTANCIA DEL TRABAJO TÉCNICO

Desde el inicio de la horticultura almeriense allá por el año 1960, en el que solo había 0,02 ha, el crecimiento de la horticultura intensiva ha sido progresivo y ha permitido a la provincia de Almería un desarrollo económico y social importante, además de situarse a la cabeza del sector hortofrutícola de Andalucía y también de España.

Hasta este momento, el éxito de la agricultura almeriense ha sido sólido, al tratarse de un crecimiento natural de acuerdo a las necesidades y en el que las formas tradicionales de agricultura se han ido perfeccionando a gran velocidad, pero dando tiempo a asimilar las nuevas tecnologías.

En pocos años se ha pasado rápidamente de una incipiente agricultura basada en la técnica del “enarenado” e invernaderos tipo “parral” a sistemas de producción más complejos, con estructuras y materiales más resistentes y duraderos, también a lo largo de estos años han ido evolucionando los sistemas de fertirriego, control climático, lucha integrada contra plagas, logrando aumentar la productividad de los cultivos, incrementando la calidad de las cosechas en un entorno más ecológico.

El cultivo tradicional bajo plástico contribuye negativamente a la salinización, enfermedades y agotamiento de los suelos agrícolas. Los impactos más comunes en ecosistemas naturales son la eutrofización de sistemas acuáticos de interior y costeros y el enriquecimiento en nutrientes de los ecosistemas terrestres.

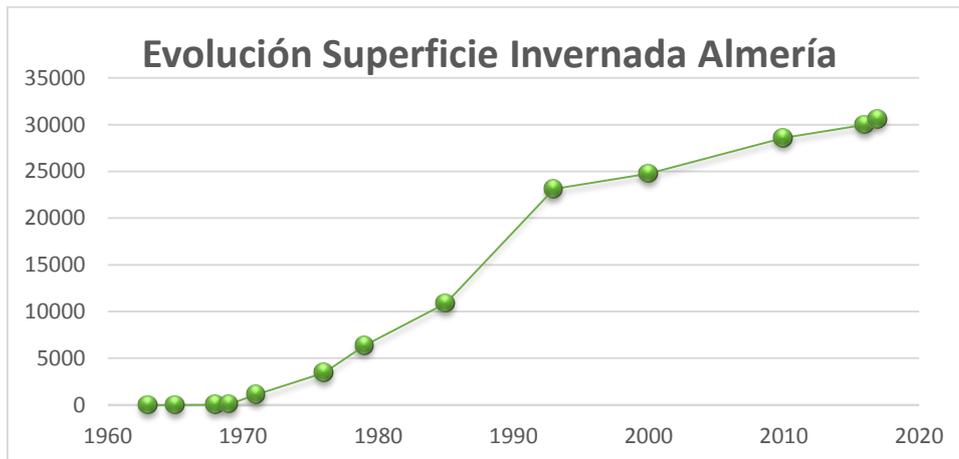


Figura 1.- Evolución del número de hectáreas invernadas en la provincia de Almería.

Fuente: Fundación Cajamar (2017).

En la provincia de Almería hay 30.600 ha en cultivo bajo plástico (FHALMERIA, 2017), de las cuales, 2.000 ha están ocupadas por cultivos biológicos y ecológicos. El aumento progresivo del cultivo ecológico durante los últimos 10 años, produce alimentos libres de contaminantes químicos de síntesis, de alto valor nutricional y organoléptico en un sistema de producción basado en las interacciones biológicas y procesos naturales beneficiosos, contribuyendo a la protección del medio ambiente.

Los cultivos biológicos, destacan porque no contienen ningún componente que haya sido alterado genéticamente. Es decir, cualquier producto en el que no se haya realizado una intervención de laboratorio para conseguir el resultado final, tal como puede suceder con algunas frutas o verduras para lograr mejor color, volumen, o duración.

Los cultivos ecológicos, desarrollan todas sus etapas de crecimiento y producción como en la naturaleza y sin intervención artificial. Es decir, para que una hortaliza sea ecológica la semilla tiene que ser ecológica, la tierra y el agua no contaminada, se aprovechan las condiciones naturales para el desarrollo como el clima o el suelo, y no se usa ningún fertilizante ni pesticida químico (MAGRAMA. 2016).

El desarrollo que está teniendo la agricultura ecológica en la actualidad se basa en tres aspectos principales, que son:

- La necesidad de no continuar deteriorando el medio agrícola y recuperarlo de los impactos que han producido los métodos intensivos de producción sobre el medio ambiente.
- La inseguridad alimentaria que han generado los sistemas de producción intensivos, debido a la contaminación de los productos.
- La posibilidad que tienen estos sistemas de obtener una producción que permita a los pequeños y medianos agricultores de zonas desfavorecidas tener una renta digna (NORMA EU-REG (CE) 889/2008).

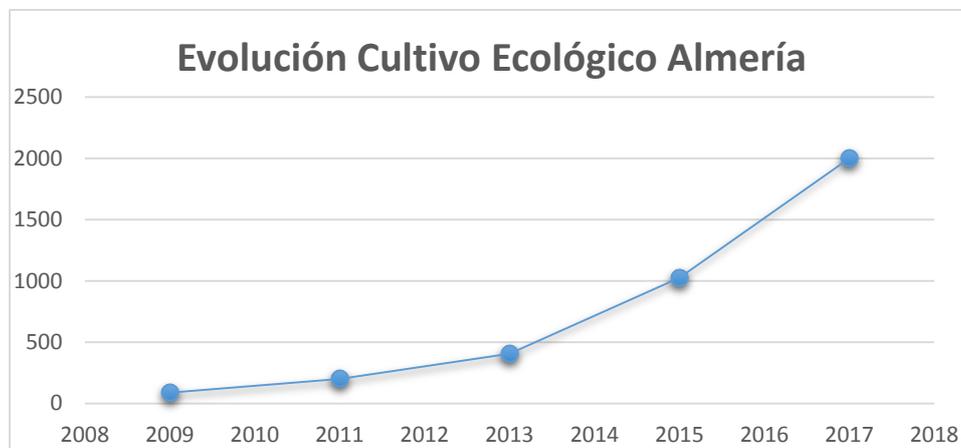


Figura 2. Evolución de la superficie en cultivo ecológico en la provincia de Almería. Fuente: Fhalmería (2017).

La credibilidad del proceso y la confianza del consumidor la garantizan diversos organismos certificadores como “CAAE”, que realizan las certificaciones de producción ecológica, mediante análisis de frutos y hojas donde no pueden aparecer trazas de ningún elemento químico (NORMA EU-REG (CE) 834/2007).

Una parcela agrícola no se puede convertir en ecológica inmediatamente, sino que hay un proceso que dura 3 años (año 0, reconversión a sistema ecológico) para eliminar cualquier producto químico que hubiera en los suelos de otros cultivos anteriores, y no es hasta el tercer año cuando se puede comercializar como producto ecológico, si se supera la certificación.

Uno de los grandes problemas a los que se enfrentan los cultivos biológicos es la falta de productos que pueden utilizarse para la producción y que cumplan la normativa vigente.

Por otra parte, hay que tener en cuenta la escasez de recursos hídricos existente en el Sureste español, la reutilización de los drenajes puede ser una técnica muy interesante para el ahorro de agua, permitiendo una utilización más racional, y contribuyendo a la sostenibilidad del sistema de producción intensivo en el área mediterránea. Asimismo, es necesario investigar acerca de la desinfección del drenaje y estudiar los efectos que el empleo de desinfectantes, que evitan el desarrollo de patógenos, tiene sobre el cultivo. Por otro lado, la necesidad de una mayor eficiencia en los sistemas de producción obliga a orientar esta investigación en los aspectos que pudieran estar limitando la producción como, por ejemplo, los generados por una aireación deficiente en la rizosfera, que incide en graves problemas en la planta debido a la hipoxia radical, que pueden ser evitados utilizando liberadores de oxígeno (Urrestarazu et al., 2006). En la presencia de peróxido de hidrógeno tiene lugar una mayor absorción de oxígeno, como se ha comprobado en el caso del rábano picante (Harman et al., 1986).

Los peróxidos actúan como oxidantes y han sido ampliamente utilizados desde hace más de 50 años. Los peróxidos tienen una contrastada actividad desinfectante frente a todo tipo de microorganismos que no dejan residuos de ninguna clase (Cuervo et al., 2014). El peróxido de hidrógeno presenta la ventaja adicional de liberar oxígeno en el proceso de desinfección, al actuar como oxidante.

Cordyline fruticosa var. “Red Edge” es una planta ornamental que pertenece a la familia *Agavaceae*. Presenta variegaciones rojizas en las hojas y se cultiva como planta de porte pequeño o medio. Esta especie es la que aporta mayor número de variedades y de mayor importancia comercial. Para su cultivo, el pH del sustrato debe mantenerse entre 6,5 y 7. Es una planta tolerante a la salinidad, por lo que puede ser adecuada para ser cultivada en zonas donde la calidad del agua de riego es baja (Jiménez y Caballero, 1990).

1.2. INTERÉS DEL TRABAJO TÉCNICO

El interés de este trabajo reside por una parte en la reutilización de lixiviados, para el fertirriego de otros cultivos menos exigentes, en cuanto a calidad del agua y nutrientes,

al mismo tiempo garantizando las condiciones de desinfección de estas soluciones mediante el empleo de H₂O₂ para evitar residuos tóxicos sobre el cultivo y el consumidor de los mismos, consiguiendo un sistema de producción más sostenible.

1.3. OBJETIVOS DEL TRABAJO TÉCNICO

El objetivo de este trabajo es estudiar el efecto de un producto desinfectante y oxigenante a base de peróxido de hidrógeno, desarrollado para la agricultura, sobre un sistema de cultivo en maceta de *Cordyline fruticosa* var. “Red Edge” fertilizado con lixiviados procedentes del cultivo hidropónico en lana de roca de *Citrullus lanatus* (sandía) en el sureste español (Almería).

Para cumplir con este objetivo, nos planteamos 2 objetivos específicos:

- Evaluación de la biomasa generada en el cultivo de *C. fruticosa* en los tratamientos ensayados con y sin desinfectante.
- Evaluación de la eficiencia en el uso de agua y nutrientes en los tratamientos ensayados.

1.4. CORDILINE

1.4.1. GENERALIDADES DEL GÉNERO CORDYLINE

Las plantas pertenecientes al género *Cordyline* son muy populares como plantas de interior debido a su forma e intensos coloridos y a su fácil mantenimiento. Presentan especial interés las de color verde oscuro puesto que toleran una iluminación deficiente (Infoagro, 2018).

La especie que aporta mayor número de variedades y de mayor importancia comercial es *C. fruticosa* que presenta variegaciones en las hojas generalmente rojizas.

Esta especie goza de gran popularidad en las islas Hawai y posee numerosos usos, no sólo ornamentales, sino religiosos, gastronómicos y hasta para útiles y vestimenta (Jiménez y Caballero, 1990).

La mayoría de las variedades de *C. fruticosa* se cultivan para su venta con porte pequeño o medio (macetas de 9-16 cm.), en tanto que *C. indivisa* o *C. australis* pueden comercializarse también como ejemplares de mayor tamaño (Jiménez y Caballero, 1990).

1.4.2. DESCRIPCIÓN DE *Cordyline fruticosa* VAR. “RED EDGE”

1.4.2.1. ORIGEN

El género *Cordyline* pertenece a la familia *Agavaceae* (Zander, 2002). Este género agrupa unas 20 especies de arbustos y árboles perennes originarios de las zonas tropicales de América del Sur, Polinesia, Malasia e India y las zonas templadas de Nueva Zelanda y Australia. Es común en una amplia variedad de hábitats, desde costeros hasta zonas con una elevación de más de 1.000 m.

1.4.2.2. TAXONOMÍA Y DESCRIPCIÓN BOTÁNICA

Reino: *Eukaryota*

Subreino: *Cormobionta*

División: *Spermatophyta*

Subdivisión: *Magnoliophytina* (=Angiospermae)

Clase: *Monocotyledoneae* (=Liliatae)

Subclase: *Liliidae*

Superorden: *Lilianaes*

Orden: *Asparagales*

Familia: *Agavaceae*

Género: *Cordyline*

Las plantas pertenecientes al género *Cordyline* presentan rizomas trepadores gruesos (Infoagro, 2018), utilizados en la propagación de algunas variedades (Jiménez y Caballero, 1990), y sus raíces son blancas y nudosas. los frutos contienen, por lo general, numerosas semillas en la baya.

Las hojas son simples y están agrupadas en el ápice de la rama. Los peciolos tienen una longitud de 4–20 cm. La lámina puede tener una superficie de 14–57 × 3–14 cm, siendo de estrecha a ampliamente elíptica, lanceolada u oblanceolada, plana, verde o (frecuentemente) bordeada, pudiendo estar fuertemente teñida o ser variegada con rojo o púrpura (Solano et al., 2017). Las hojas están organizadas a modo de espiral alrededor del tallo, normalmente en parejas (Solano et al., 2017).

Son plantas de crecimiento lento (10-15 cm anuales) y escasamente ramificadas, que alcanzan una altura de 30-60 cm en interior (Infoagro, 2018).

En ejemplares maduros, la floración ocurre en los meses de verano, dando lugar a un tallo largo con numerosas flores estrelladas de color crema (Infoagro, 2018). La inflorescencia es terminal, consistiendo en una panícula de espigas bracteadas. El pedúnculo mide de 5 a 35 cm. Las flores son bisexuales, prácticamente sésiles, con bractéolas subyacentes ovadas, actinomorfas. Las piezas florales que constituyen el perianto (tépalos) tienen una longitud de 10–18 mm y son de color de blanco a rosado, estando basalmente connadas. Los estambres son 6, separados, concrecentes a la superficie del tubo floral. Las anteras son basifijas. Tienen un solo pistilo y es compuesto. El ovario es súpero, trilobular, con 2–20 óvulos por lóbulo, siendo de placentación axilar. El estilo es único. El diámetro de los frutos es de 5–6 mm, consistiendo en una baya rojo brillante, con muchas semillas (Solano et al., 2017).

1.4.3. ESPECIES Y VARIEDADES

Las especies incluidas en este género son (González, 2013):

Cordyline australis (G. Forst.) Endl.

Cordyline banksii Hook. f.

Cordyline baueri Hook. f.

Cordyline congesta Endl.; sinónimo: *C. stricta* (Sims) Endl.

Cordyline congesta (Sweet) Steud.

Cordyline dracaenoides Kunth

Cordyline fragrans (L.) Planch; sinónimo: *Dracaena fragrans* (L.) Ker Gawl.

Cordyline fruticosa (L.) A. Chev.

Cordyline indivisa (G. Forst.) Steud.

Cordyline manners-suttoniae F. Muell.

Cordyline obtecta (Graham) Baker; sinónimo: *C. baueri* Hook.

Cordyline rubra Otto y Dietr.

Cordyline rumphii Hook.; sinónimo: *Dracaena hookeriana* Koch

Cordyline stricta (Sims) Endl.

Cordyline terminalis (L.) Kunth.; sinónimo: *C. fruticosa* (L.) A. Chev.

Cordyline terminalis (L.) Kunth var. *Ferra* (L.) Baker; sinónimo: *Cordyline fruticosa* (L.) Chev.

Cordyline terminalis (L.) Kunth, nom. ileg. var. *Manners-Suttoniae* (Muell.) Baker; sinónimo: *Cordyline manners-suttoniae* Muell.

Las especies más interesantes son las siguientes:

- *C. australis*. Planta originaria de Nueva Zelanda, de hojas estrechas, planas y largas, de color verde. Puede alcanzar un gran desarrollo, llegando a formar un árbol de gran porte. Se emplea fundamentalmente, al igual que *C. stricta*, en lugares públicos y se propaga por semilla.



Figura 3. Plantas de la especie *Cordyline australis*.

- *C. terminalis*. Presenta un tallo fino terminado en un cogollo de hojas de diferentes tonalidades de rojo (Jiménez y Caballero, 1990). *C. terminalis* es a veces vendida como *C. fruticosa* o *Dracaena terminalis*. Presenta numerosas variedades con hojas generalmente matizadas o salpicadas de rojo (Infoagro, 2018).



Figura 4. Plantas de especie *Cordyline terminalis*.

- *C. fruticosa*. Es la especie que aporta mayor número de variedades y de mayor importancia comercial (antes denominada a menudo *C. terminalis*), originaria de Malasia e Indonesia, que presenta variegaciones en las hojas generalmente rojizas. Esta especie goza de gran popularidad en las islas Hawaii, donde se la denomina “Ti” y “Planta hawaiana de la buena suerte” (Henley, 1991) y posee numerosos usos, no sólo ornamentales, sino religiosos, gastronómicos y hasta para útiles y vestimenta.

Son sinónimos de *Cordyline fruticosa* (L.) Chev.: *Convallaria fruticosa* (L.), *Cordyline terminalis* (L.) Kunth, *Cordyline terminalis* (L.) Kunth var. *Ti* (Schott) Baker y *Dracaena terminalis* (L.) (USDA, 2005).



Figura 5. Plantas de la especie *Cordyline fruticosa*.

1.5. CONTAMINACIÓN EN AGRICULTURA INTENSIVA

La agricultura intensiva en Almería constituye un ejemplo de desarrollo endógeno. Su impulso ha determinado el progreso económico y social de una de las áreas tradicionalmente más deprimidas de España. No en vano, a partir de 1977, se viene hablando del “milagro almeriense”, para designar la transformación de la provincia a base de esfuerzo y de un aprovechamiento adecuado de los recursos naturales, en unas condiciones ambientales que en principio no son, ni adecuadas ni propias (García-Lorca, 1998).

La elevada rentabilidad de la agricultura intensiva almeriense en los últimos años, se ha traducido en un importante incremento de la población, la presencia de nuevas industrias y una enorme expansión de las tierras dedicadas al cultivo. Estos aspectos, en principio positivos, con el paso del tiempo han comenzado a generar problemas por los fuertes impactos que están generando sobre el entorno. El de mayor espectacularidad, tiene lugar a nivel perceptual; es decir, sobre el paisaje que se presenta como un mar de plástico interminable.



Figura 6. Superficie invernada de la provincia de Almería.

En principio, hay que considerarlo como el menos agresivo o menos grave de todos ellos. En efecto la sobreexplotación de acuíferos, los residuos urbanos, industriales y agrícolas, junto al uso inadecuado y frecuentemente abusivo de fertilizantes y productos fitosanitarios, son en realidad los aspectos capaces de crear verdaderos problemas con el paso del tiempo, producir efectos negativos sobre la salud y el medio ambiente en general e, incluso, poner en peligro la subsistencia de este rentable sistema de producción en el entorno comarcal (Andreu et al., 2004).

La utilización masiva de fertilizantes y productos fitosanitarios, con objeto de aumentar la productividad de los cultivos, indudablemente termina por hacer disminuir la

capacidad de filtrado y amortiguación de los suelos, que no poseen una capacidad de autodepuración infinita. Consecuencia de ello, es la acumulación de sales y/o nutrientes minerales en los mismos y otras sustancias que las acompañan, tóxicas y/o potencialmente contaminantes (residuos de plaguicidas, metales pesados, etc.), cuyas últimas consecuencias sobre el entorno resultan difíciles de predecir. En cualquier caso, hay que pensar que su acumulación en los suelos más tarde o más temprano, terminará repercutiendo negativamente sobre los cultivos, las aguas superficiales y/o subterráneas y lo que sería más grave, sobre la propia salud humana a través de la incorporación de estas sustancias a la cadena alimenticia (Paniagua, 2007).

Generación y filtración de lixiviados

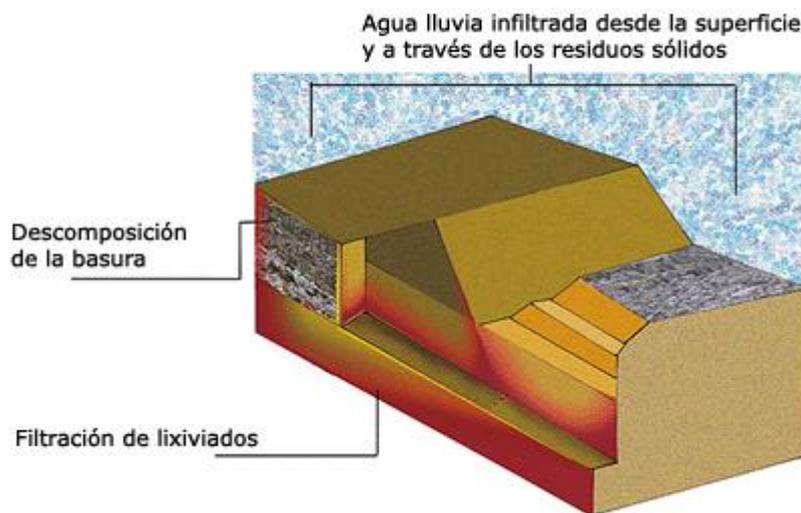


Figura 7. Generación y filtración de lixiviados.

En los últimos años se ha tomado verdadera conciencia sobre estas cuestiones. La preocupación por dicho problema se ha manifestado claramente a través de un concepto introducido en el ámbito científico de forma relativamente reciente y tan ilustrativo como el de “the chemical time bombs” (Stigliani et al., 2003).

En este sentido, basta un somero análisis de las aportaciones de fertilizantes y fitosanitarios que se incorporan anualmente por unidad de superficie a los cultivos o a los suelos de los invernaderos de la provincia de Almería, para comprender que existen argumentos más que suficientes para considerar como algo más que probable la existencia

de algunos de esos problemas de degradación química y/o contaminación en estos suelos. Básicamente este tipo de problemas deben estar relacionados con la acumulación en los suelos de parte de los nutrientes minerales aportados y algunos metales pesados, de presencia habitual en los fertilizantes y fitosanitarios, donde estos elementos tóxicos y notoriamente persistentes, se encuentran como contaminantes o como parte en su formulación (Gimeno-García et al., 1996). Metales, que aunque a bajas concentraciones, se vienen incorporando a los suelos y/o a los cultivos desde hace ya bastante tiempo de forma ininterrumpida, junto con los agroquímicos en los invernaderos. Sustancias, por tanto, que parece conveniente investigar ya que indudablemente su acumulación progresiva en los suelos constituye un riesgo potencial tanto desde el punto de vista agronómico, como desde el punto de vista ambiental e incluso sanitario, ya que con el paso del tiempo podrían terminar por repercutir negativamente en la productividad de los cultivos, la calidad de los productos obtenidos o, lo que es más grave, podrían incorporarse a la cadena alimentaria al ser asimilados por los cultivos y/o transferidos a otros compartimentos ambientales provocando su contaminación (aguas subterráneas).

1.6. AGRICULTURA SOSTENIBLE

Como en otros aspectos de la actividad humana en la agricultura será necesario aplicar los principios de un desarrollo sostenible. La agricultura sostenible define la gestión y la conservación de los recursos naturales de modo que se asegure la consecución y el mantenimiento de la satisfacción de las necesidades humanas en el presente y en futuro (FAO). Se trata, por lo tanto, de gestionar eficazmente los recursos actuales sin comprometer el futuro, es decir, asegurando que como mínimo se puede sostener el desarrollo de la actividad al nivel actual a muy largo plazo (Lara et al., 2017).

Así pues, la agricultura sostenible debe ser eficiente en la utilización de los recursos, buscando la máxima racionalidad y coherencia en el conjunto de las prácticas agrícolas. Por otra parte, debe buscar la defensa, el mantenimiento y dentro de lo posible, la restauración de los recursos naturales afectados, es decir, del medio ambiente (Lara et al., 2017).

La política agraria común (PAC) pretende entre otros objetivos adecuar las estructuras productivas de la comunidad, mediante la mejora tecnológica, el aumento de su eficacia y la debida atención al medio ambiente, para que se consiga una progresiva competitividad a nivel internacional y una adecuación de los sistemas de producción a los recursos naturales existentes. Naturalmente, como ello debe conseguirse sin provocar una disminución de las rentas del agricultor, la PAC establece ayudas durante el largo periodo de transición que ello requiere (Domínguez-Vivancos, 1997).

Agricultura ecológica, podríamos definirla de una manera muy sencilla como un compendio de técnicas agrarias que excluye normalmente el uso de productos químicos de síntesis como fertilizantes, plaguicidas, antibióticos, etc., con el objetivo de preservar el medio ambiente, mantener o aumentar la fertilidad del suelo y proporcionar alimentos con todas sus propiedades naturales (Plaza et al., 2006).

La agricultura ecológica se encuentra regulada legalmente en toda la Unión Europea por los Reglamentos (Reglamento (CE) nº 834/2007 y Reglamento (CE) nº 889/2008) sobre la producción agrícola ecológica y su indicación en los productos agrarios y alimenticios. Su control y certificación depende, en España, de los diversos consejos reguladores de ámbito normalmente autónomo (Plaza et al., 2006).

1.7. DESINFECTANTES PERMITIDOS EN AGRICULTURA ECOLÓGICA

1.7.1. BIOFUMIGACIÓN

Consiste en la acción de sustancias volátiles procedentes de la descomposición de la materia orgánica fresca aportada al suelo, para controlar los microorganismos patógenos y estimular los microorganismos antagonistas saprofitos del suelo (Lara et al., 2017).

Un caso particular de biofumigación, consiste en la aplicación de material vegetal procedente de distintas especies de la familia de las Crucíferas o Brassicas, ya que estas poseen un alto contenido isotiocianatos, compuestos éstos con un alto poder de control sobre distintos patógenos de suelo, fundamentalmente sobre hongos. Se pueden aplicar sembrando alguna o una mezcla de varias especies y dejarlas crecer hasta alcanzar el máximo de vegetación sin permitir la formación de semilla, para posteriormente triturar

y enterrar en el suelo, o bien aplicar productos preparados comerciales (pellets) concentrados (Lara et al., 2017).

1.7.2. SOLARIZACIÓN

La solarización es una técnica de desinfección del suelo que consiste en aprovechar la energía solar para aumentar la temperatura del suelo. Para ello, se cubre el suelo húmedo (a capacidad de campo) durante 4-8 semanas, con plástico transparente y fino (generalmente polietileno con espesor entre 20 y 50 micras) en la época de mayor temperatura e intensidad de radiación solar. La solarización produce en el suelo un aumento de la temperatura, cambios en la microflora y cambios en las propiedades físico-químicas del suelo (Lara et al., 2017).

La eficacia de la solarización depende de las relaciones entre el tiempo y las temperaturas que se alcancen. Generalmente las poblaciones de patógenos se reducen de manera significativa a temperaturas de 40-50 °C, con tiempos de exposición que varían de minutos a horas para las temperaturas más altas y varios días en las más bajas (Lara et al., 2017).

1.7.3. BIOSOLARIZACIÓN

La biosolarización consiste en una biofumigación en la que se emplea plástico transparente como película para sellar el suelo y el tiempo de descomposición de la materia orgánica incorporada tiene lugar en los meses más calurosos del año, con lo que se añade el efecto de la solarización (en lo referente a las temperaturas alcanzadas) (Lara et al., 2017).

Mediante esta técnica, el suelo se calienta en mayor medida que en la solarización por la fermentación de la materia orgánica y el plástico permite la acumulación de los gases generados por la fermentación que son dañinos para los patógenos (Lara et al., 2017).

1.7.4. TRATAMIENTO CON OZONO

El ozono es un eficaz desinfectante natural compuesto por tres átomos de oxígeno, cuya principal ventaja es que se descompone en oxígeno cuando ya ha actuado. Por ello no deja ningún tipo de residual químico, ni en la instalación ni en el producto alimenticio. Se considera que el ozono es el desinfectante de mayor eficiencia microbicida y requiere tiempos de contacto bastante cortos. Se aplica por inyección de agua ozonoizada en el riego y en tratamientos foliares (CSIC, 2011).

El tratamiento con ozono evita problemas en el cultivo derivados del cloro mejorando de una forma muy eficaz los problemas que éste puede ocasionar, como la aparición de cloratos y percloratos y atacar a los precursores de los trihalometanos derivados de la cloración y reducir su concentración en el agua, destruyendo estos compuestos ya formados. Además, permite la inactivación de microorganismos (bacterias como *E. coli* o *Legionella*, hongos, virus, esporas...), incrementando su resistencia al deterioro y por tanto alargando la vida del producto (CSIC, 2011).

1.7.5. ÁCIDO PERACÉTICO

El ácido peracético es un eficaz desinfectante que consiste en una combinación de peróxido de hidrógeno y ácido acético. Éste actúa de una manera similar a la de los clorógenos, es decir, con un amplio poder oxidante, pero, a diferencia de los primeros, su acción es mucho menos corrosiva, posee un mayor espectro de acción y es efectivo en presencia de materia orgánica y de aguas duras. Asimismo, el ácido peracético no afecta al medio ambiente y se descompone en poco tiempo dejando como residuo agua, oxígeno y ácido acético. Además, por requerir bajas concentraciones, su costo es moderado. El ácido peracético no mancha y si se almacena concentrado resulta estable durante largo tiempo (SENASA, 2006). Debido a su capacidad antimicrobiana y a que sus productos de descomposición son totalmente biocompatibles porque no deja residuos tóxicos, la FDA (Food and Drug Administration) ha aprobado el uso del ácido peracético para la desinfección directa de frutas y hortalizas (FDA, 2001).

1.7.6. PERÓXIDO DE HIDRÓGENO

Los peróxidos actúan como oxidantes y han sido ampliamente utilizados desde hace más de 50 años en la industria farmacéutica, alimentaria, en el ámbito hospitalario,

agricultura, depuración de aguas residuales, industria, potabilización de aguas, etc. Los peróxidos tienen una contrastada actividad desinfectante frente a todo tipo de microorganismos (bacterias, virus, protozoos, coccidios, algas, hongos y esporas), al provocar la pérdida de la funcionalidad de las proteínas bacterianas y atacar la membrana celular, el ADN y otros componentes, ocasionando la muerte celular. Sus productos de descomposición son agua y oxígeno, por lo que son productos altamente biodegradables que no dejan residuos de ninguna clase (Cuervo et al., 2014). La reacción de descomposición del peróxido de hidrógeno es la siguiente (Mathews et al., 2002):



El peróxido de hidrógeno presenta la ventaja adicional de liberar oxígeno en el proceso de desinfección, al actuar como oxidante. Sin embargo, hay que tener en cuenta que el peróxido en solución es poco estable. Por ello, pueden añadirse estabilizadores, sobre todo ácidos minerales, como el ácido sulfúrico, ácido fosfórico, ácido hidroclicórico, ácido hidropónico y mezclas de los mismos, al medio de reacción de la síntesis del peróxido de hidrógeno para inhibir su descomposición. En este caso, la concentración de ácido en el medio de reacción es normalmente superior a 10⁻⁴ mol L⁻¹, preferiblemente de 10⁻³ a 10⁻¹ mol L⁻¹ (Fisher et al., 2003).

2. FASES DE REALIZACIÓN Y CRONOGRAMA ASOCIADO

La realización de este trabajo se ha llevado acabo con las siguientes actividades:

Tabla 1. Fases de realización del TFG.

FASES DE REALIZACIÓN DEL TFG	
ACTIVIDADES	BREVE EXPLICACIÓN
Búsqueda Bibliográfica y toma de datos	Esta actividad se desarrolla durante todo el proceso, contrastando diferentes opiniones y estudios relacionados. La toma de datos se hace de forma rigurosa.

<p>Obtención de lixiviados en cultivo de sandía</p>	<p>Se obtienen semanalmente los lixiviados utilizados en el cultivo hidropónico de sandía, situado en el Término Municipal de la Cañada de San Urbano (Almería), concretamente en los parajes “Cañada de los Mayorales, Las Pitas y Lomillas de Juan Úbeda, finca “Coto Espinosa”.</p>
<p>Montaje del ensayo de <i>C.fruticosa</i></p>	<p>El diseño estadístico fue de 2 tratamientos con 4 bloques dispuestos al azar, con 4 repeticiones por tratamiento (una por bloque) y 4 plantas por repetición, lo que corresponde a un total de 128 plantas, más la bordura.</p>
<p>Ensayo en campo</p>	<p>Se han establecido cuatro puntos de muestro elegidos de forma aleatoria repartidos por las tres hectáreas de cultivo. Cada uno de estos puntos de muestreo estará formado por una bandeja donde se recoge el lixiviado correspondiente a dos tablas de lana de roca. Mediante estos 4 puntos se pretende considerar la variabilidad de la parcela.</p>
<p>Recogida y análisis de muestras</p>	<p>Se realiza en la universidad de Almería. Se ha realizado un registro continuo de los siguientes parámetros climáticos: temperatura ambiental y de sustrato, humedad relativa y radiación.</p> <p>Los parámetros nutricionales muestreados en soluciones nutritivas y lixiviadas fueron los siguientes: pH, C.E. N-NO₃⁻, SO₄²⁻, H₂PO₄⁻, Cl⁻, Ca²⁺, Mg²⁺, Na⁺ y K⁺.</p> <p>Los parámetros morfológicos: altura, nº de hojas, área foliar, peso fresco y peso seco de los diferentes órganos vegetales.</p> <p>Los muestreos correspondientes a las soluciones nutritivas y lixiviadas se han realizado semanalmente durante el ensayo. Los muestreos correspondientes al material vegetal, se han realizado al final del mismo.</p>
<p>Procesado de datos</p>	<p>El tratamiento estadístico aplicado ha sido el análisis de varianza (ANOVA) y el test de mínimas diferencias significativas (MDS) para p<0.05 con el software Statgraphics Plus V.4.0 para Windows, para estudiar si se presentan diferencias a lo largo del cultivo de los distintos parámetros nutritivos en el lixiviado y en su relación con los niveles de dichos parámetros en la solución nutritiva y entre los parámetros morfológicos.</p>
<p>Redacción del trabajo</p>	<p>Proceso que conlleva un gran esfuerzo temporal para conjuntar ideas y actividades interrelacionadas con el fin de alcanzar el objetivo propuesto.</p> <p><u>Objetivo:</u> El objetivo de este trabajo es estudiar el efecto de un producto desinfectante y oxigenante a base de peróxido de hidrógeno, desarrollado para la agricultura, sobre un sistema de cultivo en maceta de <i>Cordyline fruticosa</i> var. “Red Edge” fertirrigado con lixiviados procedentes del cultivo hidropónico en</p>

	<p>lana de roca de <i>Citrullus lanatus</i> (sandía) en el sureste español (Almería).</p> <p>Para cumplir con este objetivo, nos planteamos 2 objetivos específicos:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Evaluación de la biomasa generada en el cultivo de <i>C. fruticosa</i> en los tratamientos ensayados con y sin desinfectante. • Evaluación de la eficiencia en el uso de agua y nutrientes en los tratamientos ensayados.
<p>Elaboración de resultados y discusión. Conclusión</p>	<p>Se han elaborado tablas con análisis de datos de todos los parámetros evaluados y posterior explicación y discusión contrastada con estudios similares de los distintos gráficos correspondientes al apartado 7 de este trabajo. El tratamiento estadístico aplicado ha sido el análisis de varianza (ANOVA) y el test de mínimas diferencias significativas (MDS) para $p < 0.05$ con el software Statgraphics Plus V.4.0 para Windows.</p> <p>La conclusión es la exposición clara y directa de la consecución o no de los objetivos propuestos para este trabajo.</p>
<p>Redacción y entrega del Anteproyecto</p>	<p>El anteproyecto se ha redactado en la plantilla establecida y disponible en la página web Oficial del Título, con cuatro páginas y, de forma obligatoria, con la siguiente estructura: 1. Introducción. 2. Objetivos. 3. Documentos del TFG. 4. Fases de desarrollo. 5. Metodología. 6. Competencias integradas en el proyecto. 7. Referencias bibliográficas.</p> <p>Se ha entregado de forma telemática el día 28 de Mayo de 2018</p>
<p>Revisión final con tutores, modificaciones y entrega TFG</p>	<p>Proceso de revisión general con la ayuda de los tutoras M^a Teresa Lao Arenas y Blanca María Plaza Herrada y posterior discusión y modificación de los puntos acordados. Entrega.</p>
<p>Defensa TFG</p>	<p>La defensa se regulará según los criterios del Art.5.4 de la Normativa General de TFG de la UAL. Esta defensa se realizará por el estudiante mediante la exposición oral de su contenido o de las líneas principales del mismo durante un tiempo entre 20 y 40 minutos, entre el 4 y el 14 de Julio de 2018.</p>

El cronograma de actividades proyectado para la realización del Trabajo Fin de Grado se indica en la siguiente tabla:

Tabla 2. Cronograma de actividades proyectadas para TFG.

ACTIVIDADES	2018						
	15 enero – 5 marzo	5 - 16 marzo	5 marzo - 21 abril	23 - 28 abril	3 - 30 mayo	junio	4 – 14 julio
Búsqueda Bibliográfica y toma de datos	X	X	X	X	X	X	
Obtención de lixiviados en cultivo de sandía		X	X	X	X		
Montaje del ensayo de <i>C.fruticosa</i>		X					
Ensayo en campo		X	X	X	X		
Recogida y análisis de muestras		X	X	X	X		
Procesado de datos		X	X	X	X	X	
Redacción del trabajo		X	X	X	X	X	
Elaboración de resultados y discusión. Conclusión			X	X	X	X	
Redacción y entrega del Anteproyecto					X		
Revisión final con tutores, modificaciones y entrega TFG						X	
Defensa TFG							X

El horario de trabajo que se calcula para la elaboración del TFG será de 18h a 21h en días laborables, añadiendo durante los fines de semana el tiempo necesario para su conclusión, teniendo en cuenta que el horario laboral propio afectará algunas veces el pretendido para el TFG.

Las competencias adquiridas en las enseñanzas de la titulación son las siguientes:
Generales: E-CB04; E-CA02; E-CA05 y Específicas: CTE.02; CTE.03.

E-CB04. Conocimientos básicos de la química general, química orgánica e inorgánica y sus aplicaciones en la ingeniería.

E-CA02. Capacidad para conocer, comprender y utilizar los principios de: Las bases de la producción vegetal, los sistemas de producción, de protección y de explotación.

E-CA05. Capacidad para conocer, comprender y utilizar los principios de: Ecología. Estudio de impacto ambiental: evaluación y corrección.

CTE02. Capacidad para conocer, comprender y utilizar los principios de Tecnologías de la producción vegetal: Sistemas de producción y explotación. Protección de cultivos contra plagas y enfermedades. Tecnología y sistemas de cultivos de especies herbáceas.

CTE03. Capacidad para conocer, comprender y utilizar los principios de Ingeniería de las Explotaciones Agropecuarias: Electrificación de explotaciones agropecuarias. Maquinaria Agrícola. Sistemas y tecnología del riego.

3. ESPECIFICACIONES Y REQUERIMIENTOS TÉCNICOS

3.1. LOCALIZACIÓN

El ensayo se ha llevado a cabo en un invernadero ubicado en la Universidad de Almería, situada en Ctra. Sacramento, s/n, 04120 La Cañada, Almería, España.



Figura 8. Localización del invernadero en la Universidad de Almería.

3.2. MATERIAL VEGETAL.

Se han utilizado 128 plantas de *Cordyline fruticosa* var. “Red Edge”, cultivadas con una mezcla de turba rubia: perlita (3:1 v/v) en macetas de 10 cm de diámetro, fertirrigadas empleando lixiviados del cultivo hidropónico en lana de roca de *Citrullus lanatus* (sandía) recogidos semanalmente durante un ciclo de cultivo.



Figura 9. Plantas de *Cordyline fruticosa* var. “Red Edge” usadas en el ensayo.

3.3. INSTALACIONES Y EQUIPOS

3.3.1. INSTALACIONES

El estudio se ha realizado en un invernadero tipo túnel, con paredes rectas. Para su ventilación, dispone de dos ventanas laterales y dos ventanas cenitales con unas dimensiones de 1 x 1 m², ambas fijas. El módulo tiene una superficie de 170 m² y una altura máxima de 4.3 m. La estructura es metálica, con tubos de hierro galvanizado, y el material de la cubierta es poliéster estratificado con fibra de vidrio.



Figura 10. Detalle del invernadero donde se realizó el ensayo. Universidad Almería.

En el interior del invernadero hay 2 mesas metálicas de cultivo. Cada mesa tiene una superficie de 14 x 2 y 10 x 2 m², ambas con una altura de 0.77 m. Las mesas tienen bordes de 8 cm de alto; están dotadas de una ligera inclinación y cuentan con un desagüe que permite evacuar la solución lixiviada por las macetas tras el riego.

3.3.2. FERTIRRIEGO

El fertirriego se ha hecho manualmente. La frecuencia de riego se ha establecido en función de las necesidades del cultivo, situándose la dosis media diaria por planta en torno a 20 mL.

Periódicamente, se medían la C.E. y el pH de las soluciones elaboradas, con el objeto de controlar que estos parámetros no variaran a lo largo del ensayo.

3.4. TRABAJOS PREVIOS

3.4.1. CALIBRACIÓN DE LOS INSTRUMENTOS DE MEDIDA DE LA C.E. Y DEL pH.

La medida de la conductividad eléctrica se ha realizado con un conductivímetro de campo que mide en un rango de 100-19900 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Se ha calibrado semanalmente con una disolución patrón “CRISON 1413 $\mu\text{S cm}^{-1}$ a 25.0 °C”.



Figura 11. Calibración del conductivímetro.

El pH se ha medido con un pHmetro de campo, calibrado también semanalmente con una disolución tampón de citrato-ácido clorhídrico para un pH de 4 ± 0.02 a 20 °C y una solución tampón de fosfatos para un pH de 7 ± 0.02 a 20 °C.

3.4.2. RECOGIDA DE LIXIVIADOS

Cada semana se han recogido los lixiviados procedentes de un cultivo hidropónico de *Citrullus lanatus* (sandía) en lana de roca, obtenidos de la bandeja de drenaje, y se almacenaron en garrafas de polietileno de alta densidad de color negro y opacas, con un volumen de 20 L. El invernadero está localizado en la Cañada de San Urbano, situada en el Término Municipal de Almería, concretamente en los parajes “Cañada de los Mayorales, Las Pitas y Lomillas de Juan Úbeda”, en la zona denominada “Coto Espinosa”.



Figuras 12 y 13. Recogida de lixiviados de *Citrullus lanatus* (sandía).

3.4.3. ELABORACIÓN DE LAS SOLUCIONES DE FERTIRRIEGO.

Se ha elaborado una solución madre con una CE de 1,5 dS m⁻¹, aportando diferentes fertilizantes al agua de riego disponible en el invernadero localizado en la Universidad de Almería:

Tabla 3. Concentración de los diferentes fertilizantes en la solución nutritiva.

CONCENTRACIÓN DE FERTILIZANTES DE LA SOLUCIÓN NUTRITIVA	
FERTILIZANTE	CONCENTRACIÓN (g L ⁻¹)
KNO ₃	0.82
K ₂ SO ₄	0.87
H ₃ PO ₄ (72 %)	0.09
Ca (NO ₃) ₂	1.28

Con los lixiviados recogidos semanalmente, la solución nutritiva estándar y los aportes con peróxido de hidrógeno (H₂O₂) 2%, se elaboran las 6 soluciones nutritivas con las que se han fertirrigado las plantas de *Cordyline fruticosa*, constituyendo los 6 tratamientos de del ensayo, cuya composición puede observarse en la Tabla 4. Una vez elaboradas, las soluciones se agitan vigorosamente para su homogeneización.

Tabla 4. Composición de las soluciones que han constituido los tratamientos aplicados en el ensayo.

TRATAMIENTO	COMPOSICIÓN	C.E. FINAL (dS m ⁻¹)
T ₁	Lixiviado 100%	3.3-4.5
T ₂	Lixiviado + agua de riego	2.5
T ₃	Lixiviado + solución nutritiva estándar	2.5
T ₁ +H ₂ O ₂	Lixiviado 100% + OXI-VIRIN 2%	3.3-4.5
T ₂ +H ₂ O ₂	Lixiviado + agua de riego + OXI-VIRIN 2%	2.5
T ₃ +H ₂ O ₂	Lixiviado + solución nutritiva estándar + OXI-VIRIN 2%	2.5

3.4.4. SELLADO DE LAS BANDEJAS

Sobre cada bandeja donde se han situado las macetas se ha colocado unas rejillas de tela metálica galvanizada para permitir que el drenaje llegue a la bandeja. Sobre esta rejilla se ha colocado una lámina de plástico de doble cara para evitar la proliferación de algas y el exceso de temperatura en raíz, con la cara de color blanco hacia arriba y la negra hacia abajo. Se han cortado 4 discos de plástico de un diámetro igual a de la base de las macetas con la finalidad de evitar la evaporación del lixiviado recogido.



Figura 14. Detalle de las bandejas cubiertas con plástico de doble cara.

3.5. DISEÑO EXPERIMENTAL Y TRATAMIENTO ESTADÍSTICO

Las bandejas se han distribuido siguiendo un sistema de bloques al azar. Alrededor del bloque de ensayo se colocó una línea de plantas con el objeto de evitar el efecto borde.



Figura 15. Disposición de las bandejas sobre la mesa de cultivo.

Las bandejas y las macetas se han etiquetado para facilitar su identificación y el manejo durante los ensayos, usando la siguiente notación:

Tabla 5. Ejemplo de notación usada en los tratamientos.

TRATAMIENTOS	REPETICIONES	PLANTAS
T1	T.1.1	T.1.1.1 T.1.1.2 T.1.1.3 T.1.1.4
T1	T.1.2	T.1.2.1 T.1.2.2 T.1.2.3 T.1.2.4
T1	T.1.3	T.1.3.1 T.1.3.2 T.1.3.3 T.1.3.4
T1	T.1.4	T.1.4.1 T.1.4.2 T.1.4.3 T.1.4.4



Figura 16. Detalle de una bandeja y de las macetas correspondientes.

El estudio de las extracciones y las concentraciones de los nutrientes en los distintos órganos de la planta y su distribución en relación con los tratamientos se ha realizado para los siguientes parámetros: N, P, Cl, S, Ca, Mg, K y Na.

El diseño estadístico ha sido unifactorial (fertirrigación) con seis tratamientos (T₁, T₂, T₃, T₁+H₂O₂, T₂+H₂O₂ y T₃+H₂O₂) y cuatro repeticiones por tratamiento. El tratamiento estadístico aplicado ha sido el análisis de varianza (ANOVA) y el test de mínimas diferencias significativas (MDS) para p<0.05 con el software Statgraphics Plus V.4.0 para Windows.

4. ESPECIFICACIONES GENERALES Y ADMINISTRATIVAS

4.1. ANÁLISIS DE VIABILIDAD

La desinfección del suelo agrícola se utiliza frente a bacterias, virus, hongos, esporas bacterianas y fúngicas, protozoos ciliados y algas (Lara et al., 2017). Por otro lado, la necesidad de una mayor eficiencia en los sistemas de producción, por ejemplo, los generados por una aireación deficiente en la rizosfera, que incide en graves problemas en la planta debido a la hipoxia radical, que pueden ser evitados utilizando liberadores de oxígeno (Urrestarazu et al., 2006). En la presencia de peróxido de hidrógeno tiene lugar

una mayor absorción de oxígeno, como se ha comprobado en el caso del rábano picante (Harman et al., 1986).

Tabla 6. Análisis de viabilidad de aplicación de H₂O₂.

PRODUCTO	DOSIS	APLICACIÓN	PRECIO
H ₂ O ₂ (35%)	3L/100L	Solución nutritiva	5.01€ / L

Fuente: Vademécum fitosanitario 2016.

Como vemos en la tabla 6, el empleo de H₂O₂ como desinfectante en la agricultura, no tiene un elevado coste y además se pueden evitar residuos tóxicos sobre el cultivo y el consumidor de los mismos, consiguiendo un sistema de producción más sostenible.

4.2. LEGISLACIÓN APLICABLE

La agricultura ecológica se encuentra regulada legalmente en toda la Unión Europea por los Reglamentos (Reglamento (CE) nº 834/2007 y Reglamento (CE) nº 889/2008) sobre la producción agrícola ecológica y su indicación en los productos agrarios y alimenticios. Su control y certificación depende, en España, de los diversos consejos reguladores de ámbito normalmente autónomo (Plaza y Lao. 2006).

REGLAMENTO (CE) N° 834/2007 del Consejo, de 28 de junio de 2007, sobre producción y etiquetado de los productos ecológicos y por el que se deroga el Reglamento (CEE) N° 2029/91. Aplicable a partir del 1 de enero de 2009 en sus artículos 1 y 8 dice lo siguiente:

Art.1.: “Los métodos de producción ecológica desempeñan un papel social doble aportando por un lado, productos ecológicos a un mercado específico que responde a la demanda de los consumidores, y por otro, bienes públicos que contribuyen a la protección del medioambiente, al bienestar animal y al desarrollo rural.”

Art.8.: “Debe continuar facilitándose el desarrollo de la producción ecológica, especialmente fomentando el uso de nuevas técnicas y sustancias más adecuadas a la producción ecológica.”

LEY 43/2002, de 20 noviembre, de sanidad vegetal, en el Título 1. Disposiciones Generales.

Art.1. Objeto y fines.

d) “Prevenir los riesgos que para la salud de las personas y animales y contra el medio ambiente puedan derivarse del uso de los productos fitosanitarios.”

e) “Garantizar que los medios de defensa fitosanitaria reúnan las debidas condiciones de utilidad, eficacia y utilidad.”

REAL DECRETO 1311/2012, de 14 de septiembre, por el que se establece el marco de actuación para conseguir un uso sostenible de los productos fitosanitarios.

Capítulo 1. Disposiciones Generales.

Artículo 1. Objeto.

El presente real decreto tiene por objeto:

a) “Establecer el marco de acción para conseguir un uso sostenible de los productos fitosanitarios mediante la reducción de los riesgos y los efectos del uso de los productos fitosanitarios en la salud humana y el medio ambiente, y el fomento de la gestión integrada de plagas y de planteamientos o técnicas alternativos, tales como los métodos no químicos.”

b) “La aplicación y el desarrollo reglamentario de ciertos preceptos relativos a la comercialización, la utilización y el uso racional y sostenible de los productos fitosanitarios, establecidos por la Ley 43/2002, de 20 de noviembre, de sanidad vegetal, en adelante «la Ley».”

5. MEDICIONES

5.1. PARÁMETROS EVALUADOS

5.1.1. PARÁMETROS AMBIENTALES

Los parámetros ambientales (temperatura, humedad relativa y radiación) se han registrado usando varios sensores de medida.

La temperatura y humedad relativa se han registrado por medio de un equipo de adquisición de datos climáticos **HOBO SHUTTLE datalogger, modelo H8 RH/Temp/Light/External H08-004-02** de cuatro canales: temperatura ambiental, humedad ambiental, luz y temperatura de sustrato. El equipo tiene una capacidad de registro de 7943 medidas y está alimentado por una batería. La temperatura de sustrato se ha medido mediante una sonda TMC6-HA.



Figura 17. Sensor HOBO H8 RH/Temp/Light/External H08-004-02.

El rango de trabajo es de $-19,98\text{ }^{\circ}\text{C}$ a $70,08\text{ }^{\circ}\text{C}$ para temperaturas ambientales, con una precisión de $0,7\text{ }^{\circ}\text{C}$, y de $-40,00$ a $100,11\text{ }^{\circ}\text{C}$ para temperaturas del sustrato con una precisión de $0,5\text{ }^{\circ}\text{C}$. Para la humedad relativa, el rango de trabajo está entre 0 y 95 % (sin condensación).

Este equipo se ha situado dentro de un protector de poliestireno, abierto por dos caras opuestas, de medidas 15 x 10 x 10 cm, para evitar la exposición de los sensores a la radiación directa y el contacto directo con la mesa de cultivo, por su opacidad a la radiación y su capacidad como aislante térmico, y, en consecuencia, no sobreestimar los datos de temperatura.

El sensor utilizado para registrar la radiación global dentro del invernadero fue un **piranómetro modelo PYR** con una salida de $0,25\text{ mV por W m}^{-2}$, con unas dimensiones de 24 mm de diámetro x 25 mm de altura y un rango de medida de 0 a 1000 W m^{-2} (pleno sol). Este sensor mide la radiación entre 300 y 1100 nm.



Figura 18. Piranómetro modelo PYR.

Se ha dispuesto además, del transportador de datos **HOBO SHUTTLE**, con una capacidad de almacenamiento de datos de 468Kb. La información recogida en campo se ha descargado en un PC provisto del programa Greenline (v. 2016) para Windows.

El procesado de los datos se ha llevado a cabo con los programas Microsoft Excel 2016 y Microsoft Word 2016, Statgraphics plus 4.0 y Power Point 2016.

5.1.2. PARÁMETROS NUTRICIONALES

5.1.2.1. COMPOSICIÓN DE LAS SOLUCIONES APORTADAS

Se han tomado muestras de las disoluciones nutritivas al inicio del ensayo y se ha realizado un análisis de los siguientes parámetros: nitratos (NO₃⁻), fosfatos (H₂PO₄⁻), sulfatos (SO₄²⁻), cloruros (Cl⁻), sodio (Na⁺) y potasio (K⁺). La metodología empleada se presenta en el apartado de metodología analítica (5.2.). También se ha determinado pH y conductividad eléctrica (C.E.).

5.1.3. PARÁMETROS DE CRECIMIENTO

Se han realizado registros de crecimiento de la planta al inicio y al final del ensayo. Para ello, una vez descontaminadas las muestras y separados los diferentes órganos (raíz, tejido conductor y hoja), se ha anotado el **peso fresco** de cada uno de ellos, se han secado en una estufa (hasta llegar a peso constante) y han vuelto a pesar para determinar el **peso seco**. El peso fresco y el peso seco se ha determinado con una balanza de precisión Mettler

Toledo PB-303-S. Todo este proceso se ha realizado como se describe en el apartado de metodología analítica.

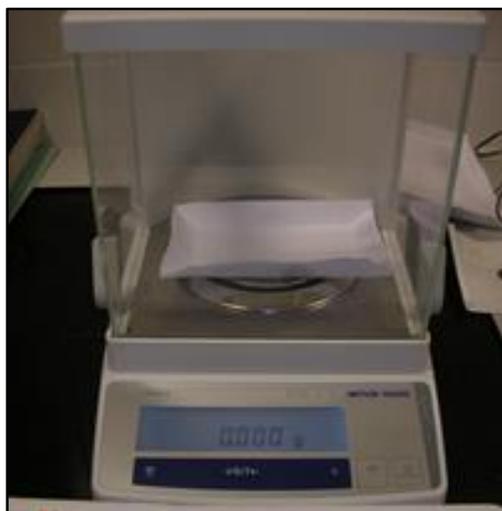


Figura 19. Balanza de precisión Mettler Toledo PB-303-S.

La **altura** se ha medido con una regla graduada. Para determinar el **área foliar** se usa el equipo de medida de área foliar modelo ΔT Area Meter MK2.



Figura 20. Equipo de medida de área foliar ΔT Area Meter MK2.

5.2. METODOLOGÍA ANALÍTICA

5.2.1. DISOLUCIÓN NUTRITIVA

La metodología analítica que se ha empleado para determinar el pH y la conductividad eléctrica ha sido la siguiente:

5.2.1.1. pH

Principio.

Medida del potencial eléctrico que se crea en la membrana de un electrodo de vidrio, que es función de la actividad de los H⁺ a ambos lados de la membrana.

Equipo.

pH- metro Crison micropH 2001 con una resolución 0.01 pH, 1 mv, 0.1°C.

Procedimiento.

Calibrado del pH-metro y lectura del pH de la solución nutritiva de la muestra.

5.2.1.2. CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA (C.E.)

Principio.

Mediante un puente de Wheatstone y una célula de conductividad apropiada se determina la conductividad eléctrica por comparación de una disolución valorada de KCl.

Equipo.

Conductivímetro Crison Micro CM 2200 con una resolución de 200 -1.999 μ S. cm¹.

Procedimiento.

Se calibra el aparato y se mide la conductividad eléctrica de la muestra.

La metodología analítica para la determinación de NO₃⁻, NH₄⁺, H₂PO₄⁻, K⁺, Na⁺ y Cl⁻ se define en el apartado **5.2.2.2.2.**

5.2.2. MATERIAL VEGETAL

5.2.2.1. PREPARACIÓN DEL MATERIAL VEGETAL

Tras la eliminación del sustrato, se procede a la descontaminación de las muestras en el laboratorio (Wolf, 1982) lavándolas, introduciendo las distintas fracciones de la planta en una solución con un detergente no iónico al 1% (jabón DERQUIM LA 15, pH solución 2% = 12.5-13.0 (con sodio hidróxido y sustancias complejantes), frotándolas con un cepillo de cerda natural suave. Posteriormente, se lavan con agua corriente hasta la eliminación total del detergente y seguidamente se enjuagan con agua destilada tres veces consecutivas. Esta operación se realiza en un tiempo no superior a los 30 segundos.

Después, se pesan en fresco, en una balanza marca KERN & Sohn Gm bH, tipo Kern 440-47 y con un rango de medida de 0,1 a 2000 g (con una precisión de 0,2 g) por separado la hoja, el tejido conductor y la raíz.

Tras pesarlas, las distintas fracciones de material vegetal lavadas se introducen en una estufa marca Selecta modelo Dry-Big con corriente de aire forzado a una temperatura de 60°C, durante 48 horas; pasado dicho tiempo, se vuelven a pesar y se procede a su molienda hasta el estado de polvo, para lo que se utiliza un molinillo de material plástico. Una vez molidas, las muestras se guardan en bolsas de plástico numeradas para su posterior análisis; estas bolsas se introducen abiertas dentro de una cámara de deshumidificación y se mantienen ahí hasta su utilización.



Figura 21. Estufa Selecta modelo Dry-Big, usada para secar el material vegetal.

5.2.2.1.1. NITRÓGENO ORGÁNICO

Fundamento.

El N orgánico se realiza por colorimetría y se basa en la reacción de Berthelot con ligeras modificaciones (Krom, 1980), en donde el N reacciona con un compuesto fenólico y un reactivo donador de Cl, a un pH elevado.

Procedimiento.

1. Poner en un tubo de ensayo 0,1 ml del mineralizado
2. Añadir 1 ml del reactivo A (disolución de H₂O desionizada con salicilato sódico [C₇H₅NaO₃] y nitroprusiato sódico [Na₂Fe(CN)₅NO·2H₂O]) y 1 ml del reactivo B (disolución de H₂O desionizada con NaOH y dicloroisocianurato-sódico [C₃Cl₂NaO₃·2H₂O])
3. Agitar y esperar 45 min.
4. Pasado ese tiempo proceder a su cuantificación por colorimetría a una longitud de onda de 630 nm, frente a una curva patrón de (NH₄)₂SO₄ que estaba en iguales condiciones que las muestras problema. El Espectrofotómetro utilizado ha sido de la marca Thermo type Helios gamma (Helios Gamma).



Figura 23. Espectrofotómetro Thermo type Helios gamma.

5.2.2.1.2. FÓSFORO

Principio.

Se usa el método colorimétrico del nitrovanadomolibdico (Hogue et al., 1970).

Procedimiento.

Poner 0.1 ml del mineralizado en un tubo de ensayo.

Añadir 3.9 ml de H₂O desionizada.

Posteriormente se adicionan 6 ml de reactivo de fósforo (con agua desionizada, molibdato-amónico, vanadato-amónico y ácido nítrico).

Se agita y espera 60 minutos.

Pasado ese tiempo se procede a su lectura a 430 nm, frente a una curva patrón de K₂HPO₄ que estaba en iguales condiciones que las muestras problema.

5.2.2.1.3. POTASIO Y SODIO

Fundamento.

Para el K⁺ y el Na⁺ se usa el método de fotometría de llama (Lachica et al., 1973).

Procedimiento.

En un tubo de ensayo se pone 0.1 ml del mineralizado y se añade 10 ml de H₂O desionizada que contenga óxido de lantanol.

El K⁺ y el Na⁺ se miden directamente en la disolución anterior por fotometría de llama (Lachica et al., 1973).

Las lecturas obtenidas se interpolan frente a sus curvas patrón correspondientes leídas bajo las mismas condiciones.

Los espectrofotómetros de llama utilizados son de las marcas FLAME PHOTOMETER Evans Electro Selenium LTB (Halstead, Essex, England) y FLAME PHOTOMETER Elvi 6600 (Elvi, Milano).



Figuras 24 y 25. Espectrofotómetros Flame Evans Electro Selenium LTB (23) y Flame Elvi 6600 (24).

5.2.2.1.4 CALCIO Y MAGNESIO

Procedimiento.

En un tubo de ensayo se pone 0,1 ml de solución nutritiva o lixiviada y se añade 10 ml de H₂O desionizada que contiene óxido de lantano.

El Mg y el Ca total son cuantificados por espectrofotometría de absorción atómica (Hocking y Pate, 1977), a una longitud de onda de 285,2 y 422,7 nm, respectivamente, con una llama oxidante aire-acetileno.

El aparato utilizado es un espectrofotómetro atómico Marca PERKIN ELMER Atomic absorption spectrometer 3.300.

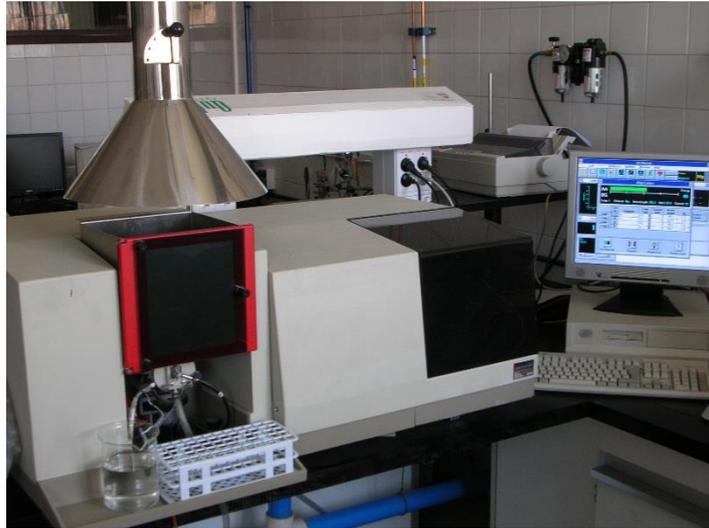


Figura 26. Espectrofotómetro de absorción atómica PERKIN ELMER 3300.

5.2.2.2. EXTRACCIÓN CON AGUA DE LAS FORMAS SOLUBLES A PARTIR DE UNA EXTRACCIÓN ACUOSA

Se determinan las formas solubles de: N (NO₃⁻ y NH₄⁺), P, K, Na y Cl, lo que se lleva a cabo por el método propuesto por Cataldo et al. (1975), con ligeras modificaciones adaptadas a nuestras condiciones.

Procedimiento.

1. En un tubo de ensayo, herméticamente cerrado, se introducen 0,15 a 0,2 g de material seco y molido,
2. Se le añaden 10 ml de H₂O desionizada.
3. Seguidamente se procede a una agitación vuelta-vuelta durante 120 min.
4. Después se filtra (Whatman n° 4).
5. Se toma 100 ml de esta extracción y se diluyen con 10ml de agua de lantano

A partir de esta extracción acuosa se cuantifican las formas solubles de los macronutrientes: P inorgánico (Hogue et al., 1970), K⁺ y Na⁺ solubles (Lachica et al., 1973), NO₃⁻ (Cataldo et al., 1975), NH₄⁺ (Krom, 1980), Cl⁻ (Koltoff y Kuroda, 1951) y modificado por Chapman y Pratt (1961).

5.2.2.2.1. AMONIO (NH₄⁺)

Fundamento.

La cuantificación de ésta forma nitrogenada se basa en una reacción colorimétrica (Krom, 1980).

Procedimiento.

1. Poner en un tubo de ensayo 0,1 ml de la extracción acuosa.
2. Añadir 1 ml de una solución de H₂O desionizada con salicilato sódico [C₇H₅NaO₃] y nitroprusiato sódico [Na₂Fe(CN)₅NO·2H₂O], y otro mililitro de otra solución formada por H₂O desionizada con NaOH y dicloroisocianurato-sódico [C₃Cl₂NaO₃·2H₂O].
3. Agitar y esperar 45 min.
4. Pasado ese tiempo proceder a su cuantificación por colorimetría a una longitud de onda de 630 nm, frente a una curva patrón de (NH₄)₂SO₄ que estaba en iguales condiciones que las muestras problema.

5.2.2.2.2. NITRATO (NO₃⁻)

Fundamento.

Se basa en una reacción colorimétrica formada por la unión de los NO₃⁻ con el salicilato en un medio básico (Cataldo et al., 1975).

Procedimiento.

1. Poner en un tubo de ensayo 0.1 ml de alícuota del extracto.
2. Añadir 0.4 ml de una solución formada por ácido salicílico y ácido sulfúrico (5% p/v). Agitar.
3. Posteriormente, se adiciona 9.5 ml de Na(OH) 2N. Agitar.
4. Dejar reposar 5 minutos.
5. Pasado ese tiempo, se cuantifica la concentración de NO₃⁻ por colorimetría (l = 410 nm) frente a una curva patrón de KNO₃ que estaba en iguales condiciones que las muestras problema.

5.2.2.2.3. FÓSFORO INOGÁNICO

Fundamento.

Se utiliza el método colorimétrico del nitrovanadomolibdico propuesto por Hogue et al. (1970), modificado por Carpena et al. (1973) y las adaptaciones requeridas para nuestro material vegetal. Es el mismo fundamento que para la cuantificación de fósforo en la mineralización sulfúrica.

Procedimiento.

1. Poner 0,1 ml de la extracción acuosa en un tubo de ensayo.
2. Añadir 3,9 ml de H₂O desionizada.
3. Posteriormente se adicionan 6 ml del reactivo de fósforo (con agua desionizada, molibdato-amónico, vanadato-amónico y ácido nítrico).
4. Agitar y esperar 60 minutos.
5. Pasado ese tiempo se procede a su lectura ($\lambda = 430 \text{ nm}$) frente a una curva patrón de K₂HPO₄ que estaba en iguales condiciones que las muestras problema.

5.2.2.2.4. POTASIO Y SODIO SOLUBLE

Fundamento.

Se basa en la espectrofotometría de llama y para ello se utiliza una alícuota del extracto (Lachica et al., 1973).

Procedimiento.

1. En un tubo de ensayo se pone 0.1 ml de la extracción acuosa y se le añaden 10 ml de H₂O desionizada. El K y el Na se miden directamente en la disolución anterior por fotometría de llama (Lachica et al., 1973).
2. Las lecturas obtenidas se interpolan frente a sus curvas patrón leídas bajo las mismas condiciones.

5.2.2.2.2.5. CLORO

Fundamento.

Esta determinación se realiza según el método propuesto Koltoff y Kuroda (1951) y modificado por Chapman y Pratt (1961). Se basa en la determinación argentométrica del contenido de Cl⁻.

Procedimiento.

1. Poner en un tubo de ensayo 2 ml de alícuota del extracto.
2. Añadir 1 ml de dicromato potásico K₂CrO₄.
3. Separar por filtración el precipitado de AgCl.
4. Valorar utilizando como patrón una solución de NaCl y añadiéndole K₂CrO₄ a una alícuota del extracto para valorarlo con AgNO₃.

6. DOCUMENTACIÓN GRÁFICA

6.1. PLANOS DE UBICACIÓN Y DE DETALLE DEL INVERNADERO CON CULTIVO DE SANDÍA

6.1.1. UBICACIÓN INVERNADERO DE SANDÍA

El invernadero en el cual se han obtenido los lixiviados para realizar nuestro ensayo, se encuentra situado en el Término Municipal de la Cañada de San Urbano (Almería), concretamente en los parajes “Cañada de los Mayorales, Las Pitas y Lomillas de Juan Úbeda, finca “Coto Espinosa”. En las figuras 27 y 28 se presentan la ubicación de la finca y un detalle de la parcela donde se ha llevado a cabo el ensayo.

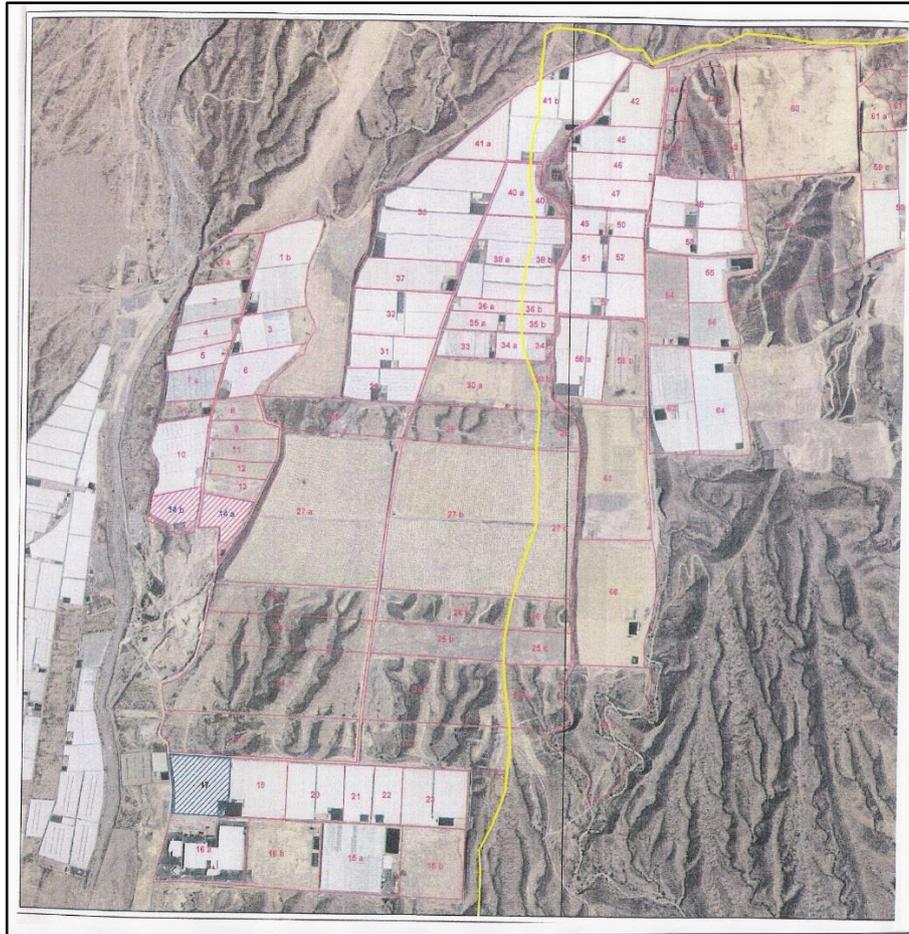


Figura 27. Ubicación de la parcela n° 17, rayada de azul, a Escala: 1:10.000. Límites de la cuadrícula referidos al sistema U.T.M. E.D.50, huso 30.

6.1.2. DETALLE INVERNADERO DE SANDÍA



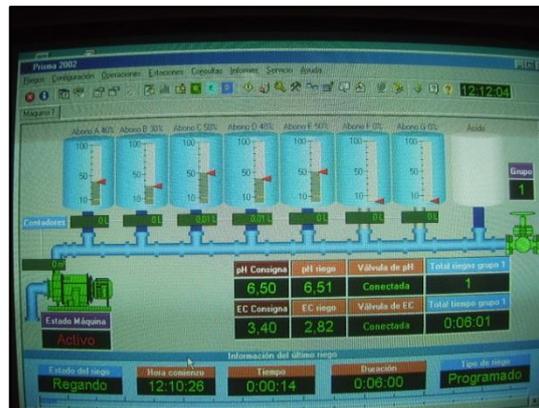
Figura 28. Detalle de la parcela a escala: 1:2.000. Límites de la cuadrícula referidos al sistema U.T.M. E.D.50, huso 30.



Figuras 29 y 30. Detalle del invernadero. Tipo “raspa y amagado”.

6.2. EQUIPO DE FERTIRRIGACIÓN

6.2.1. EQUIPO Y ORDENADOR DE RIEGO



Figuras 31 y 32. Detalles del equipo de fertirrigación y ordenador de riego.

6.2.2. SENSOR Y BANDEJAS DE DEMANDA DE RIEGO



Figura 33. Detalle del sensor de demanda.



Figuras 34 y 35. Detalle de las bandejas de demanda.



Figuras 36 y 37. Momento de recogida de solución lixiviada.

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. ENTORNO CLIMÁTICO

Los datos correspondientes al entorno climático donde se ha desarrollado el cultivo se presentan en la tabla siguiente:

Tabla 7. Temperatura y Humedad relativa: máxima absoluta, media de máximas, media de medias, media de mínimas y mínima absoluta. Radiación diaria: máxima, media y mínima.

MEDIDA	PARÁMETRO	MARZO	ABRIL	MAYO
Max. Ab.	T (°C)	28.3	31.0	36.4
Media Max.	T (°C)	24.3	27.1	31.7
Media medias	T (°C)	14.4	17.1	21.1
Media Min.	T (°C)	7.5	10.7	13.1
Min. Ab.	T (°C)	4.1	5.8	10.1
Max. Ab.	T (°C)	91.1	93.4	93.2
Media Max.	HR (%)	80.4	86.1	85.4
Media medias	HR (%)	59.3	66.1	63.4
Media Min.	HR (%)	38.5	45.4	42.9
Min Ab.	HR (%)	7.7	31.7	27.8
Máxima	R (Kw m ⁻² día ⁻¹)	4.2	5.0	5.5
Media	R (Kw m ⁻² día ⁻¹)	3.2	3.4	4.6
Mínima	R (Kw m ⁻² día ⁻¹)	1.3	1.3	1.3

Las temperaturas han oscilado entre 36,4 y 4,1°C presentando valores medios que oscilan entre 14,4 y 21,1 °C. La humedad relativa ha oscilado entre valores próximos a la saturación 93,4 % hasta valores de 7,7 %, estando los valores medios entorno al 60%. Los valores máximos de radiación exterior han estado en torno a 5,5 Kw m⁻² día⁻¹ y los mínimos en torno a 1,3 Kw m⁻² día⁻¹, los valores medios se han encontrado comprendidos entre 3,2 y 4,6 Kw m⁻² día⁻¹.

7.2. PARÁMETROS MORFOLÓGICOS

Los datos morfológicos correspondientes a Altura, Número de hojas, Área foliar y Estatus hídrico se presentan en la tabla siguiente:

Tabla 8. Altura, número de hojas, área foliar y estatus hídrico.

Tratamientos	Altura (cm)	Nº de hojas	Área foliar (cm ²)	Estatus hídrico (g de agua/ g de PS)
T ₁	23,77±1,99 a	13,92±1,93 a	257,58±42,50 a	5,07±0,56 b
T ₂	25,49±1,56 a	13,50±1,38 a	264,83±40,72 a	5,73±0,49 a
T ₃	24,61±3,49 a	13,08±2,07 ab	261,25±55,09 a	5,55±0,61 a
T ₁ +H ₂ O ₂	24,60±20,05a	11,00±1,65 c	205,50±45,12 b	4,93±0,36 b
T ₂ + H ₂ O ₂	24,45±1,83 a	11,08±1,88 c	205,17±43,37 b	5,02±0,30 b
T ₃ + H ₂ O ₂	25,47±1,48 a	11,58±2,35 bc	227,83±50,63 ab	5,28±0,87 ab

En cuanto a la altura, no presentan diferencias significativas entre los tratamientos, estando los valores comprendidos entre 23,77cm y 25,49 cm. Contrasta con los resultados obtenidos por (Niñirola, 2013) en berro "*Nasturtium officinale*" y con los resultados obtenidos por (Soto-Bravo, 2015) en tomate.

En cuanto al número de hojas, se observan diferencias significativas entre los tratamientos con y sin H₂O₂, ya que estos últimos presentan una disminución en el número de hojas.

En cuanto al área foliar, observamos la misma tendencia, aunque de una forma más leve en el tratamiento T₃ + H₂O₂.

En cuanto al estatus hídrico, se observa que los mayores valores los presentan los tratamientos T₂ y T₃, como era de esperar ya que su conductividad es inferior al T₁ (García Caparrós, 2013) sin embargo, en los tratamientos con H₂O₂ se observa una disminución del estatus hídrico (T₂) y un mantenimiento en (T₁ y T₃). Resultados opuestos han sido encontrados por Ishibashi et al. (2011) en cultivo de soja que encuentran un mayor contenido relativo de agua en hojas cuando se aplica H₂O₂.

7.3. BIOMASA Y SU DISTRIBUCIÓN

Los datos de biomasa y su distribución se presentan en la tabla siguiente:

Tabla 9. Distribución de la biomasa.

TRATAMIENTO	PST (g)	% raiz	% tallo	% hoja
T ₁	2,29±0,34 a	24,35±2,74 c	0,30±0,03 a	0,46±0,03 a
T ₂	2,28±0,36 a	23,94±3,75 c	0,31±0,02 a	0,45±0,03 a
T ₃	2,23±0,48 a	25,56±2,72 bc	0,30±0,03 a	0,45±0,04 a
T1+ H ₂ O ₂	1,89±0,35 b	30,36±3,14 a	0,29±0,04 a	0,41±0,04 bc
T2+ H ₂ O ₂	1,91±0,23 b	30,71±4,84 a	0,30±0,03 a	0,39±0,06 c
T3+ H ₂ O ₂	2,01±0,36 ab	28,06±3,10 ab	0,29±0,04 a	0,43±0,06 ab

En cuanto al peso seco total, se observa que es significativamente mayor en los tratamientos sin H₂O₂, excepto en el tratamiento T₃ + H₂O₂, que puede estar relacionado con el menor número de hojas y área foliar y por lo tanto su menor capacidad para generar bioasimilados. Sin embargo, Li et al. (2011) consideran que la aplicación exógena de H₂O₂ participa en la síntesis de enzimas y compuestos antioxidantes que inducen tolerancia a la salinidad en semillas de trigo con un efecto positivo sobre el crecimiento.

En cuanto a la distribución de la biomasa, no observamos diferencias significativas en la masa porcentual del tallo. En el caso de la raíz, observamos que es significativamente mayor la biomasa de la raíz de los tratamientos con H₂O₂ respecto a los tratamientos de base (sin H₂O₂), Hameed et al. (2004) observan un desarrollo vigoroso del sistema radicular en trigo. Sin embargo, en nuestro ensayo, las hojas presentan el comportamiento contrario, excepto en el tratamiento T₃+H₂O₂. Estos datos están en consonancia con los datos de la tabla anterior ya que las plantas tratadas con H₂O₂ presentan menor número de hojas y menor área foliar y contrastan con los resultados obtenidos por (García-Jiménez, 2012) en judía y melón.

7.4. EFECTO DE LA APLICACIÓN DE H₂O₂ SOBRE LA CONCENTRACIÓN DE CLOROFILAS

Los datos de clorofila a, clorofila b, clorofila a+b, clorofila a/b y carotenoides se presentan en la tabla siguiente:

Tabla 10. Cl a, Cl b, Cla+b, Cla/b y carotenoides.

TRATAMIENTO	Cla	Clb	Cla+b	Cla/b	Carotenoides
T ₁	1,73±0,23 b	1,02±0,15 ab	2,75±0,38 b	1,69±0,03 b	1,88±0,24 a
T ₂	1,76±0,30 ab	1,03±0,19 ab	2,79±0,49 ab	1,71±0,02 ab	1,88±0,38 a
T ₃	2,08±0,14 a	1,23±0,10 a	3,31±0,24 a	1,68±0,02 b	2,22±0,14 a
T ₁ +H ₂ O ₂	1,78±0,27 ab	1,04±0,16 ab	2,82±0,42 ab	1,71±0,01 ab	1,94±0,25 a
T ₂ + H ₂ O ₂	1,93±0,11 ab	1,12±0,08 ab	3,05±0,19 ab	1,72±0,02 ab	2,08±0,16 a
T ₃ + H ₂ O ₂	1,74±0,24 ab	1,01±0,16 b	2,75±0,40 b	1,73±0,03 a	1,87±0,26 a

En cuanto a la concentración de Cla es similar en todos los tratamientos excepto en el tratamiento T₁, que es significativamente inferior, pudiéndose relacionar con la alta conductividad de este tratamiento, ya que corresponde al empleo de lixiviado puro.

En cuanto a la concentración de Clb, el menor valor corresponde al tratamiento T₃+ H₂O₂.

Respecto a la concentración de Cla+b, observamos que tiene la misma tendencia que la clorofila a.

En cuanto a la concentración Cla/b, el mayor ratio lo presentan los tratamientos con H₂O₂.

Ahmad et al. (2013) encuentran un incremento significativo de Cla con la aplicación foliar en H₂O₂ en plántulas de maíz en condiciones de baja temperatura. Liu et al. (2010) consideran que la aplicación exógena de H₂O₂ incrementa la actividad antioxidante en hojas de pepino y disminuye la peroxidación lipídica protegiendo la ultraestructura de los cloroplastos y mitocondrias bajo condiciones de estrés osmótico, como ocurre en nuestro

tratamiento T₁, por ello la concentración de Cla en este tratamiento es significativamente menor.

7.5. PROLINA COMO INDICADOR DE ESTRÉS

Los datos de prolina se presentas en la tabla siguiente:

Tabla 11. Concentración de prolina en hoja ($\mu\text{mol g}^{-1}$ FW).

TRATAMIENTO	PROLINA
T ₁	65,59±20,84 a
T ₂	66,00±6,40 a
T ₃	70,77±7,10 a
T ₁ +H ₂ O ₂	63,23±8,18 a
T ₂ + H ₂ O ₂	62,91±18,41
T ₃ + H ₂ O ₂	61,59±7,46 a

Los valores de encuentran entre 62,91 y 70,77 $\mu\text{mol g}^{-1}$ FW, sin diferencias significativas entre los mismos, por tanto, en principio, podemos pensar que las plantas cultivadas bajo los tratamientos con H₂O₂ no están sometidas a estrés. Estos resultados son similares a los obtenidos por Ishibashi et al. (2011) en cultivo de soja, pretratada con H₂O₂ bajo estrés hídrico, donde no encuentran variaciones en la concentración de prolina respecto a los tratamientos control. Sin embargo, en el cultivo de arroz, al aumentar la aplicación de H₂O₂, aumentó el contenido en prolina (Ruiz Sánchez et al, 2017).

7.6. EVOLUCIÓN DE LAS SOLUCIONES NUTRIVAS (SN) A LO LARGO DEL ENSAYO

En este apartado, se presentan los gráficos sobre la evolución de los parámetros nutricionales de las soluciones nutritivas de cada tratamiento (Tabla 4) para cada fecha (DDT).

Tabla 12. Fecha correspondiente a los días después del trasplante (DDT)

DDT	FECHA
8	11/04/2018
15	18/04/2018
22	25/04/2018
29	02/05/2018
36	09/05/2018
43	16/05/2018
50	23/05/2018
57	30/05/2018

Las líneas continuas corresponden a los tratamientos de base y las líneas discontinuas corresponden a los tratamientos que se les añade H₂O₂. Los colores utilizados son los mismos para ambos tratamientos.

7.6.1. EVOLUCIÓN DEL pH

La evolución del pH en los distintos tratamientos se encuentra representada en la siguiente figura:

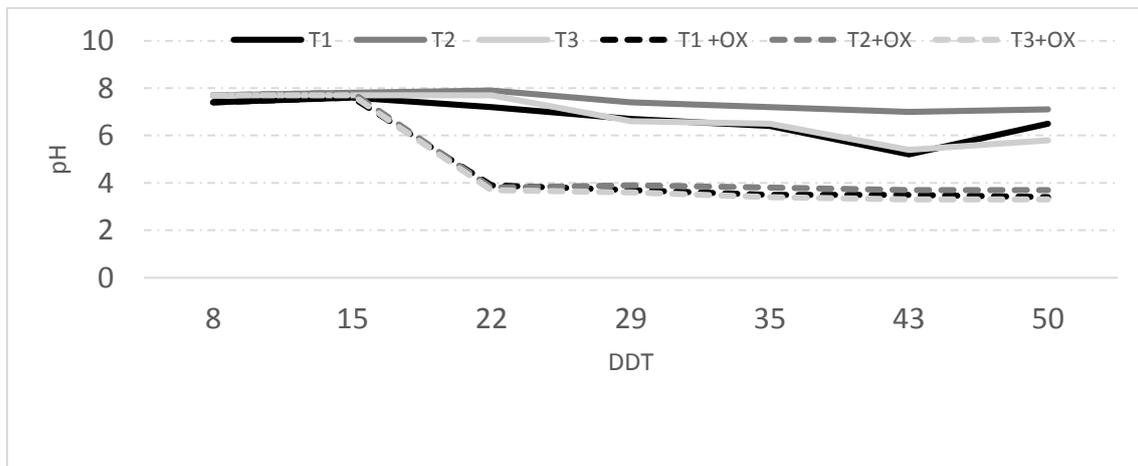


Figura 38. Evolución del pH

En los tratamientos que aplicamos el H₂O₂ se genera una acidificación de la solución nutritiva hasta pH de 4. Existen diferencias con el pH del sustrato ya que las soluciones, que son bastante ácidas, una vez que llegan al sustrato, este sustrato se encuentra neutralizado con carbonatos de calcio y magnesio, creando un efecto tampón y hace que la solución del sustrato (la solución que está entorno a las raíces), no llegue hasta valores tan bajos de pH (Santos et al. 2016) (tabla 13).

7.6.2. EVOLUCIÓN DE LA CE

La evolución del CE en los distintos tratamientos se presenta en la siguiente figura:

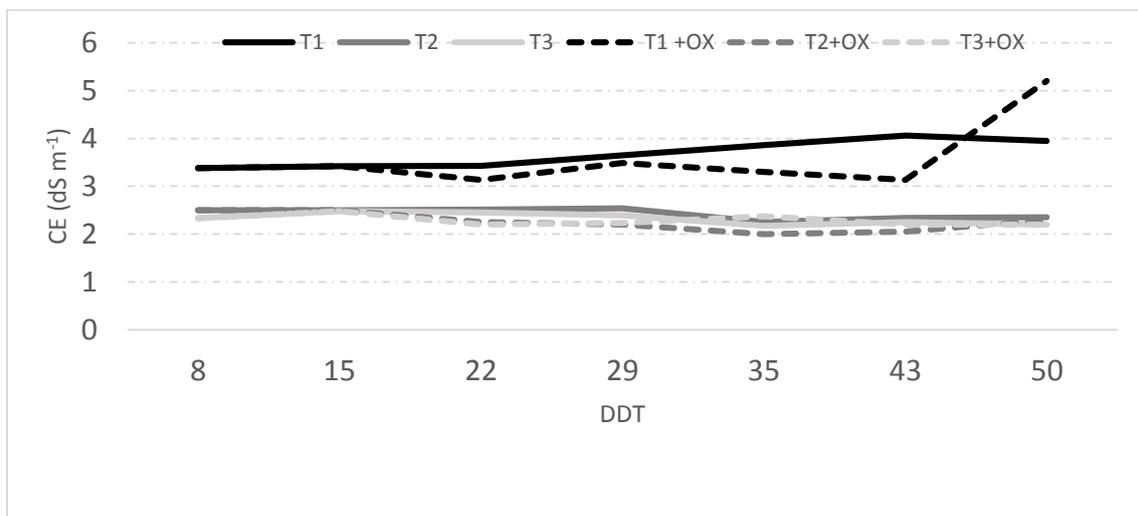


Figura 39. Evolución de la CE

En la solución nutritiva, todos los tratamientos son similares con respecto a la CE, excepto el T₁ y T₁ + H₂O₂, que es más alta. En general no hay grandes modificaciones en la solución nutritiva al aplicar el H₂O₂ respecto a la solución de partida.

Este resultado es similar al obtenido por (Soto-Bravo, 2015) en oxifertirrigación con H₂O₂ en tomate, donde la CE no presentó modificaciones significativas al inyectar H₂O₂ de forma continua en el agua de riego.

7.6.3. EVOLUCIÓN DE LOS NITRATOS

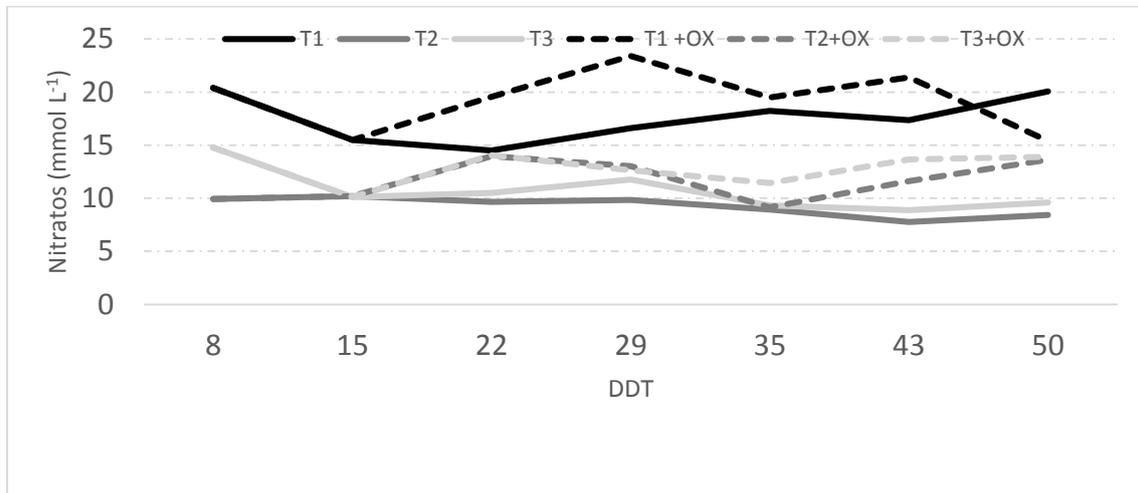


Figura 40. Evolución de los NO₃⁻ en la solución nutritiva.

En el caso de los NO₃⁻, el tratamiento T₁ presenta concentraciones mayores a los tratamientos T₂ y T₃ porque corresponde al lixiviado puro y los otros tratamientos están diluidos.

A partir de los 15 DDT, si existen modificaciones en los tratamientos con H₂O₂, variando las concentraciones de NO₃⁻ entorno a 5mmol L⁻¹. Esto es debido a que las soluciones procedentes de lixiviados de otros cultivos, contienen muchas formas orgánicas de nitrógeno y al aplicar el H₂O₂ estas formas se oxidan y quedan en forma de NH₄⁺ que se nitrifica y se convierte en NO₃⁻, por tanto, presentan una mayor disponibilidad de NO₃⁻ para la planta (Santos y Ríos, 2016).

Cuando trabajamos con fertirriego con soluciones lixiviadas y vamos a utilizar H₂O₂ hay que tener en cuenta la formación de NO₃⁻ en el proceso previo a la aplicación de fertilizantes, para evitar las aplicaciones excesivas de NO₃⁻, y la toxicidad generada, defectos en la producción del cultivo y gasto innecesario (Santos y Ríos, 2016).

7.6.4. EVOLUCIÓN DE LOS SULFATOS

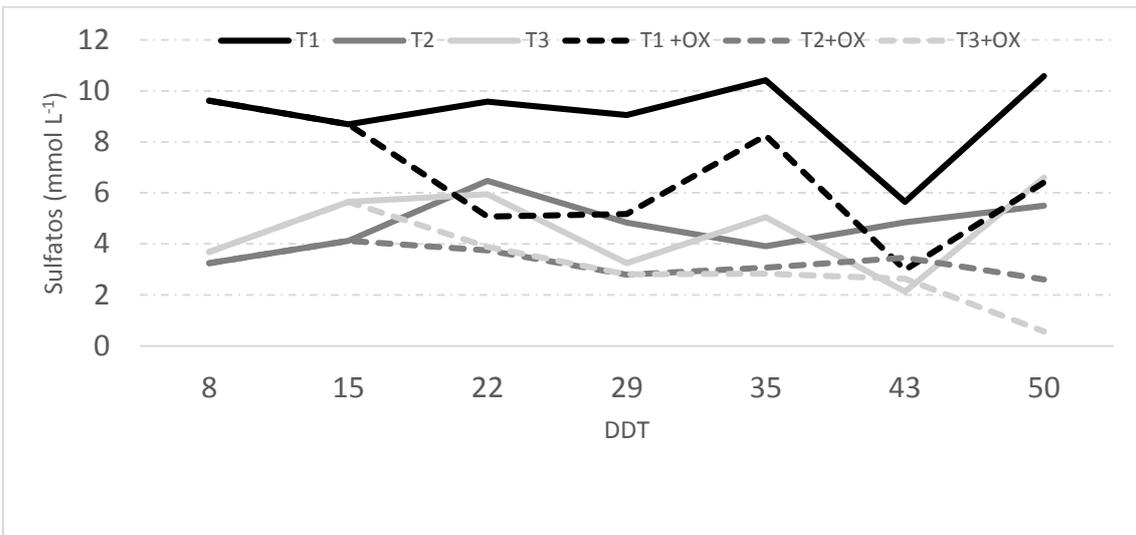


Figura 41. Evolución de los SO₄²⁻ en la solución nutritiva.

En el caso de SO₄²⁻, el tratamiento T₁ presenta concentraciones mayores a los tratamientos T₂ y T₃ durante todo el cultivo entre 5-6 mmol L⁻¹

Los tratamientos T₁ y T₃ sigue el mismo patrón de comportamiento, distinto del tratamiento con lixiviado y agua de riego.

A partir de los 15 DDT, si existen modificaciones en los tratamientos con H₂O₂, disminuyendo las concentraciones de SO₄²⁻ entorno, a 5 mmol L⁻¹ por disminuir la solubilidad al disminuir el valor de pH (Santos et al., 2016).

7.6.5. EVOLUCIÓN DE LOS FOSFATOS

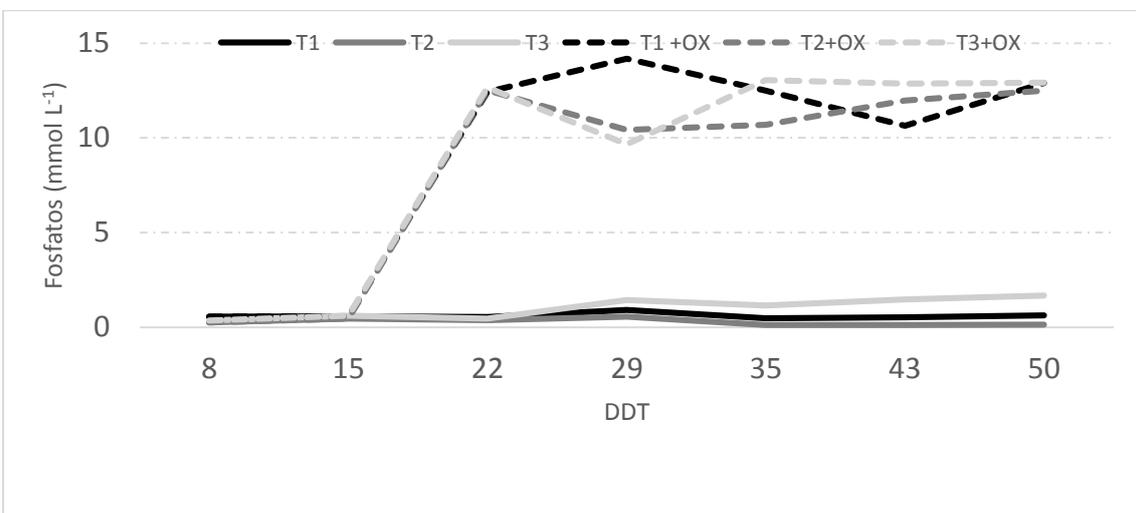


Figura 42. Evolución de los H₂PO₄⁻ en la solución nutritiva.

En el caso de los H₂PO₄⁻, podemos observar que los tratamientos de base siguen un mismo patrón de comportamiento durante todo el ciclo.

Por otro lado, los tratamientos con H₂O₂ también siguen el mismo patrón de comportamiento, pero con valores de concentración muy altos respecto a los tratamientos de base.

Si consideramos que los pH extremos en el entorno de las raíces están entre 4 y 9, la raíz absorberá la forma H₂PO₄⁻ (Santos y Ríos, 2016). La diferencia de concentración de H₂PO₄⁻ entre ambos tratamientos está entre 10 y 15 mmol L⁻¹ mayor en los tratamientos con H₂O₂.

Esta diferencia de concentración de H₂PO₄⁻ tiene que ver con la influencia del pH con las especies fosfatadas, ya que a un valor de pH=5, el 90% de todo el fosfato presente estaría como H₂PO₄⁻ (Santos y Ríos, 2016). Pero fundamentalmente debido a que el H₂PO₄⁻ se utiliza para estabilizar el H₂O₂ en el producto comercial. Niveles tan altos pueden generar problemas de fitotoxicidad (Salinas et al., 2013) y por lo tanto debe ser un parámetro tenido en cuenta en su uso agrícola.

7.6.6. EVOLUCIÓN DE LOS CLORUROS

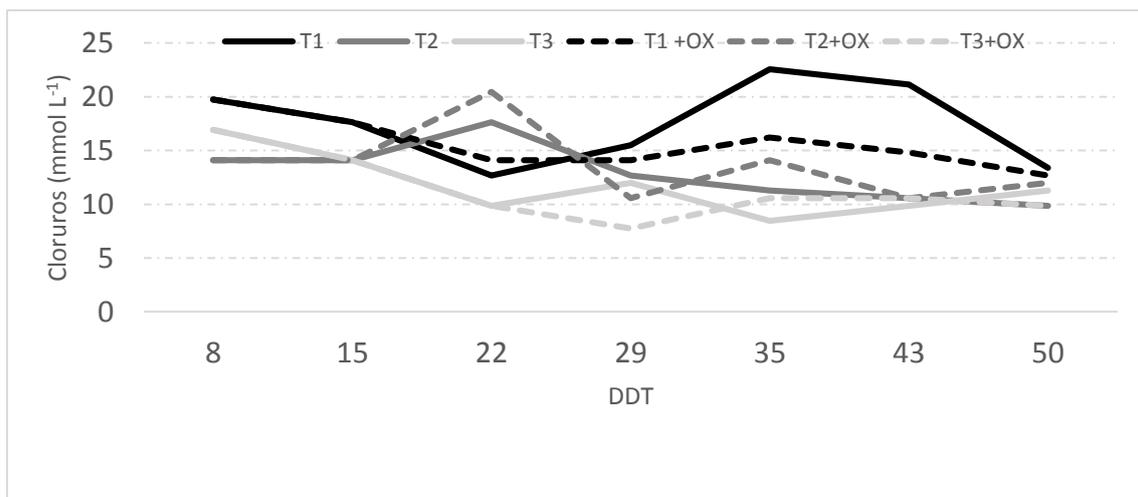


Figura 43. Evolución de los Cl⁻ en la solución nutritiva.

En el caso de los Cl⁻, los tratamientos T₁ y T₃ siguen el mismo patrón de comportamiento hasta la mitad del cultivo, donde el tratamiento T₁ aumenta la concentración de Cl⁻ diferenciándose hasta 16 mmol L⁻¹.

Este efecto puede deberse al aumento del volumen de lixiviado obtenido en la fase de engorde de las sandías, donde el número de riegos es mayor y más abundante, provocando el lavado de sales de las tablas de lana de roca (Paniagua, 2007).

En general, la concentración de Cl⁻ en los tratamientos con H₂O₂ aumenta a los 22 DDT y disminuye al final. Esto se puede justificar porque cuando disminuye el pH se incrementa la solubilidad de Cl⁻ existente en la solución nutritiva y después por oxidación de los cloruros en óxidos de cloro, se eliminan en forma de gas y por tanto disminuye la concentración al final (Parra, 2016).

7.6.7. EVOLUCIÓN DEL CALCIO

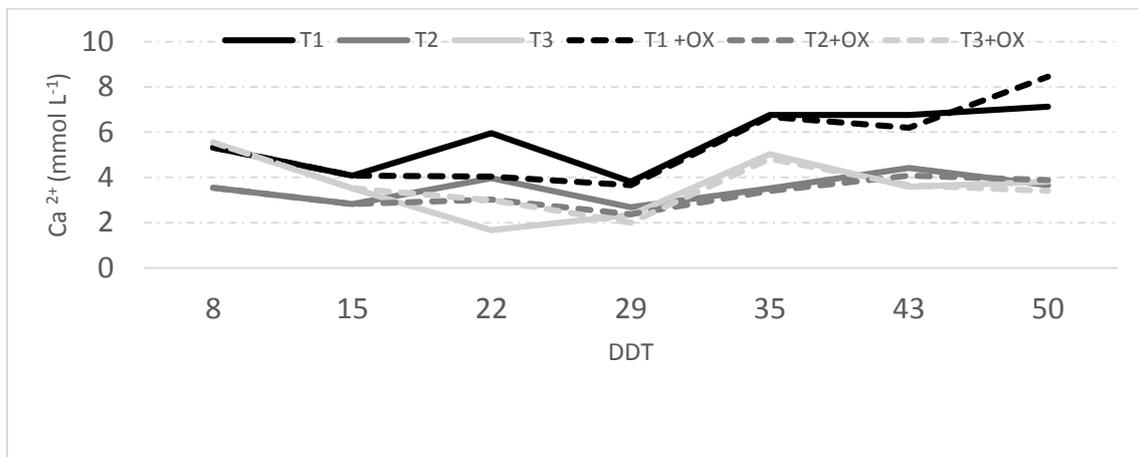


Figura 44. Evolución del Ca²⁺ en la solución nutritiva.

En este caso, la concentración de Ca²⁺ varía entre 2 y 8 mmol L⁻¹ entre los tratamientos muestreados.

En general, existen diferencias en la concentración de Ca²⁺ en los tratamientos con H₂O₂, de manera que en el T₂ + H₂O₂ y T₃ + H₂O₂ disminuyen, excepto el T₁ + H₂O₂ que aumenta al final.

Estos resultados difieren de los obtenidos por Niñirola (2013) en cultivo de berro (*Nastortium officinale*) donde las concentraciones de Ca²⁺ aumentan con la adicción de H₂O₂.

7.6.8. EVOLUCIÓN DEL MAGNESIO

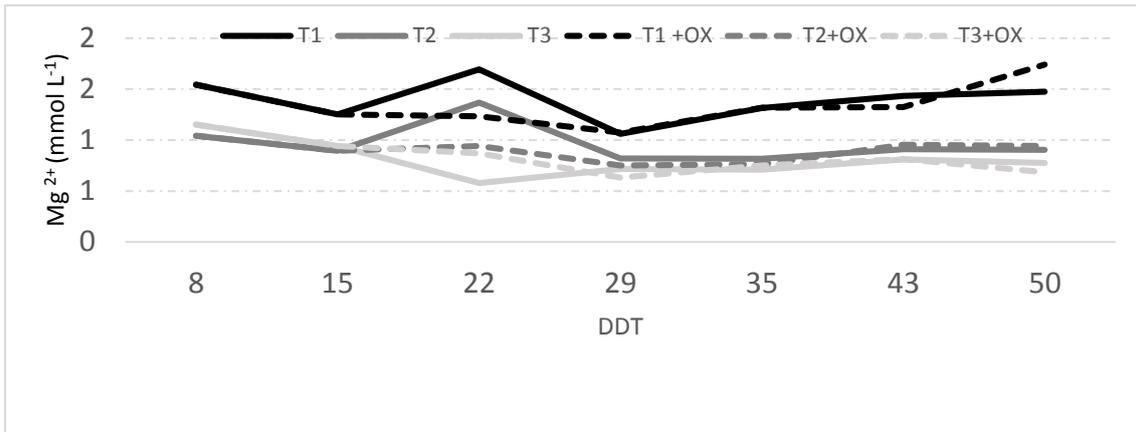


Figura 45. Evolución del Mg²⁺ en la solución nutritiva.

En el caso del Mg²⁺, todos los tratamientos mantienen el mismo patrón de comportamiento durante el ensayo, similar al Ca²⁺. No existen diferencias de concentración en los tratamientos con H₂O₂.

7.6.9. EVOLUCIÓN DEL SODIO

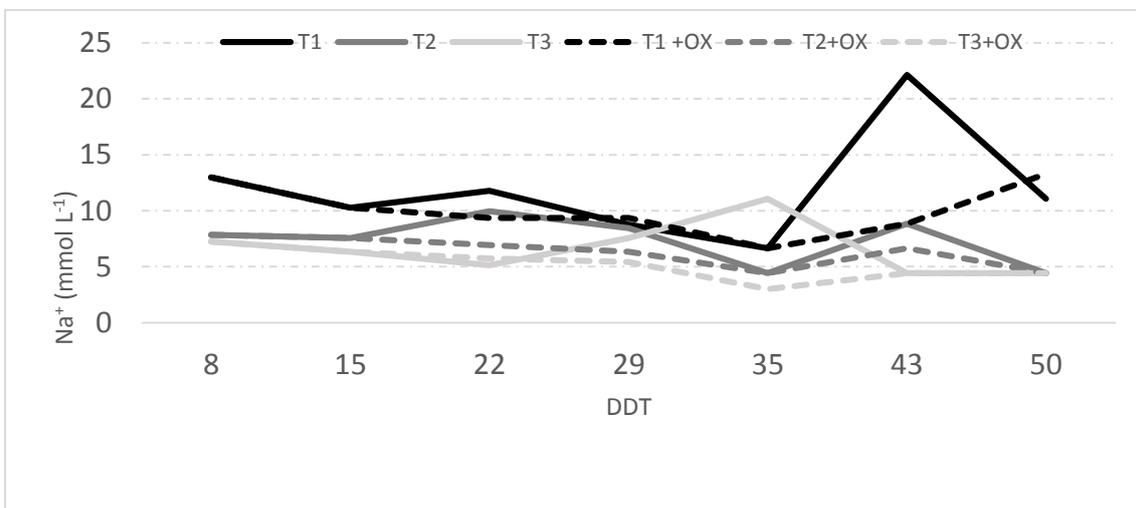


Figura 46. Evolución del Na⁺ en la solución nutritiva.

La concentración de Na⁺ se encuentra entorno a valores entre 3 y 14 mmol L⁻¹ observándose un aumento significativo de este valor para el tratamiento T₁ finalizando el cultivo. A finales de mayo, con altas temperaturas ha podido haber mucha transpiración en el cultivo de *Citrullus lanatus*, liberando menos lixiviado y provocando un repunte de sodio (Urrestarazu, 2004). En general, no presenta diferencias de concentración de Na⁺ entre los tratamientos de base y los tratamientos con H₂O₂.

7.6.10. EVOLUCIÓN DEL POTASIO

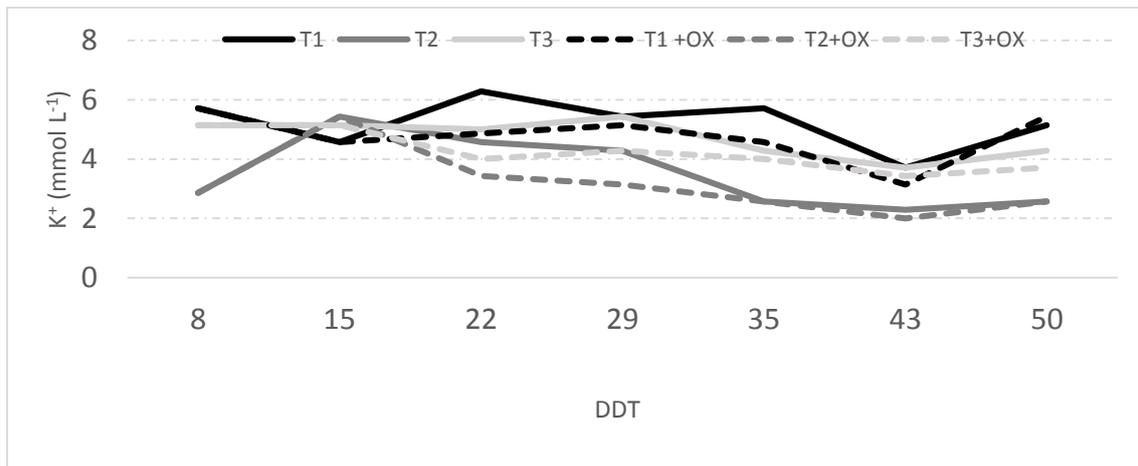


Figura 47. Evolución del K⁺ en la solución nutritiva.

En el caso del K⁺, las concentraciones oscilan entre 2 y 6 mmol L⁻¹. En general, se observa una disminución de la concentración de K⁺ en los tratamientos estudiados con H₂O₂.

Estos resultados difieren de los obtenidos por Niñirola (2013) en cultivo de berro (*Nastortium officinale*) donde las concentraciones de K⁺ aumentan con la adicción de H₂O₂.

7.7. SOLUCIONES DE SONDA

7.7.1. ESTUDIO DE LA SOLUCIÓN DE SUSTRATO (SS) OBTENIDA CON SONDAS DE SUCCIÓN

Se ha realizado un muestreo de los distintos parámetros nutricionales el 23 de mayo y se presenta en la tabla 13.

Tabla 13. Análisis de la solución del sustrato.

Tratamiento	pH	CE	NO ₃ ⁻	HPO ₄ ²⁻	SO ₄ ²⁻	Cl ⁻	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺
T ₁	6,75±0,20 a	1,09±0,16 b	6,25±0,47 a	0,07±0,06 a	0,64±0,59 a	10,58±2,23 ab	1,29±0,08 a	0,52±0,03 a	2,57±0,23 a
T ₂	7,00±0,15 a	0,91±0,32 bc	3,22±1,33 b	0,06±0,03 a	0,29±0,26 a	11,99±2,23 a	0,63±0,15 c	0,33±0,04 a	1,72±0,33 ab
T ₃	6,93±0,13 a	1,61±0,41 a	2,53±0,89 b	0,11±0,15 a	0,25±0,07 a	11,81±1,94 a	0,42±0,12 c	0,23±0,05 a	2,14±1,25 ab
T ₁ + H ₂ O ₂	6,8±0,18 a	0,73±0,09 c	5,24±1,24 a	0,16±0,16 a	0,33±0,11 a	8,11±1,22 b	0,95±0,06 b	0,43±0,02 a	2,00±0,40 ab
T ₂ + H ₂ O ₂	6,93±0,16 a	1,68±0,11 a	2,12±0,35 b	0,05±0,04 a	0,68±0,53 a	8,64±1,45 b	0,41±0,14 c	0,21±0,02 a	1,29±0,29 b
T ₃ + H ₂ O ₂	6,63±0,21 a	0,82±0,20 bc	2,60±0,67 b	0,17±0,08 a	0,23±0,16 a	7,93±1,56 b	0,43±0,16 c	0,27±0,06 a	1,57±0,37 b

En cuanto al pH, todos los valores medios oscilan entre 6.63 y 7.00, no existen diferencias significativas entre tratamientos, debido al efecto de neutralización del sustrato, en los tratamientos con H₂O₂, como comentamos previamente.

En cuanto a la CE, observamos que el mayor valor lo presentan los tratamientos T₃ y T₂+H₂O₂. Este valor está estrechamente relacionado con la solución base con la que están preparados estos tratamientos. En el tratamiento T₂+H₂O₂ no se observa variaciones significativas del valor de CE, sin embargo, en los tratamientos T₁+H₂O₂ y T₃+H₂O₂ si se observa una disminución significativa de la CE al aplicar el H₂O₂.

En cuanto a los NO₃⁻, observamos que en los tratamientos formulados principalmente con lixiviado puro presentan una concentración mayor, superando a los demás tratamientos en 3 mmol L⁻¹.

En cuanto a los HPO₄²⁻, no existen diferencias significativas y los valores encontrados se encuentran en torno a 0,05 y 0,17 mmol L⁻¹.

En cuanto a los SO₄²⁻, observamos que no existen diferencias significativas y los valores encontrados se encuentran en torno a 0,23 y 0,68 mmol L⁻¹.

En cuanto a los Cl⁻, observamos que la concentración de cloruros en los tres tratamientos ensayados con H₂O₂ no presentan diferencias significativas entre ellos, sin embargo, esta concentración es significativamente mayor en los tratamientos de base, por tanto, a parte de los efectos de inicio que pretendíamos para H₂O₂, como desinfectante y mejorador de los niveles de oxígeno a nivel radicular, también puede tener este efecto de disminución del nivel de Cl⁻ en el entorno de la raíz.

Esta disminución puede ser debida a que se produzca una oxidación del ión cloruro para pasar a óxido de cloro y posteriormente a cloratos, de manera que cambia a fase de gas y se volatiliza (Parra, 2016).

La concentración de cloruros que se encuentra en la solución de sustrato es menor y esto puede tener un efecto beneficioso cuando se trabaja con este tipo de soluciones lixiviadas que se caracterizan por tener altas concentraciones de cloruro sódico (Paniagua, 2007)

En cuanto al Ca²⁺, observamos que la mayor concentración la presenta el tratamiento T₁ y esto se debe a que es lixiviado puro obtenido del cultivo de sandía (Reche, 2000). Los tratamientos T₂ y T₃ presentan una concentración de Ca²⁺ es significativamente menor.

Si comparamos los tratamientos con H₂O₂, observamos que el tratamiento T₁+H₂O₂, presenta un aumento de la concentración de Ca²⁺ por su origen de lixiviado puro respecto a los otros dos tratamientos que presentan valores más bajos.

En cuanto al Mg²⁺, se observa que no existen diferencias significativas entre los tratamientos de base y tampoco entre los tratamientos con H₂O₂ oscilando el valor entre 0.21 y 0.52 mmol L⁻¹

En el caso del K⁺, observamos mayores concentraciones en los tratamientos T1 y T1+H₂O₂, ya que están diseñados con lixiviado procedente de las sandías, ricos en K⁺ durante todo el ciclo para la floración (Reche, 2000).

7.8. VOLÚMENES DE LIXIVIADO

El volumen acumulado de riego a lo largo del ensayo ha sido de 1.140 mL planta⁻¹. En la tabla 14 se presenta el volumen acumulado de lixiviados mL planta⁻¹. Lo que supone un % de lixiviados de 18, 17, 17, 19, 21 y 17% para los tratamientos T₁, T₂, T₃, T₁+H₂O₂, T₂+H₂O₂ y T₃+H₂O₂ respectivamente. En la figura 48 se presenta la evolución de lixiviados a lo largo del cultivo, donde las líneas continuas corresponden a los tratamientos de base y las líneas discontinuas corresponden a los tratamientos que se les añade H₂O₂. Los colores utilizados son los mismos para ambos tratamientos.

Los tratamientos diseñados se pueden ver en la tabla número 4 y las fechas en la tabla número 12 de este trabajo.

Tabla 14. Volumen acumulado de lixiviados por planta (mL).

TRATAMIENTO	VOLUMEN
T ₁	199,58±16,12 c
T ₂	188,44±8,25 c
T ₃	198,44±4,38 c
T ₁ +H ₂ O ₂	215,31±3,87 b
T ₂ +H ₂ O ₂	233,75±3,95 a
T ₃ +H ₂ O ₂	196,56±10,67 c

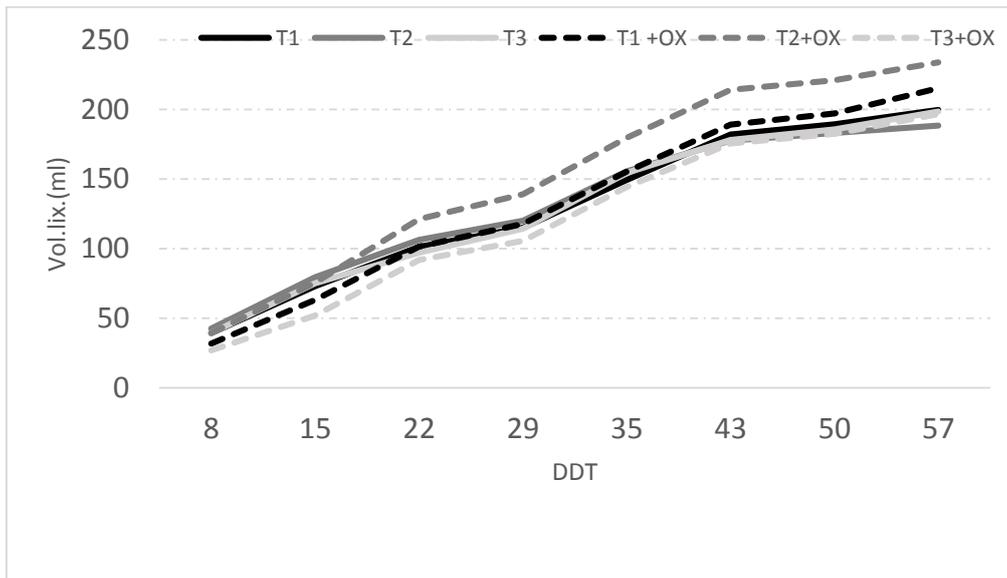


Figura 48. Evolución del volumen acumulado de lixiviados.

En este caso, podemos observar que las soluciones de base presentan un patrón de comportamiento similar en todo el ciclo.

Los tratamientos con H₂O₂, presentan diferencias significativas en cuanto al volumen de lixiviado acumulado, de manera que se observa que el tratamiento que no modifica el volumen de lixiviado es el T₃+H₂O₂.

Los tratamientos T₁+H₂O₂ y T₂+H₂O₂ tienen mayor volumen de lixiviado, por una respuesta indirecta, ya que tienen menor área foliar. Al presentar menor área foliar, presentarán menor transpiración y por tanto, lixivian más cantidad (García-Caparros, 2017).

7.9. SOLUCIONES LIXIVIADAS (SL) A LO LARGO DEL ENSAYO

En la tabla 15, se presenta un análisis bifactorial de los distintos parámetros nutritivos en función de los tratamientos y los DDT. En las figuras de la 49 a la 58 se presenta la evolución de los distintos parámetros en la solución lixiviada.

Las líneas continuas corresponden a los tratamientos de base y las líneas discontinuas corresponden a los tratamientos que se les añade H₂O₂. Los colores utilizados son los mismos para ambos tratamientos.

Los tratamientos diseñados se pueden ver en la tabla número 4 y las fechas en la tabla 12 de este trabajo.

Todos los parámetros estudiados presentan diferencias significativas respecto a los tratamientos y respecto a los DDT excepto la CE que se mantiene a lo largo del ensayo.

Tabla 15. Valores medios de los distintos parámetros nutritivos en función de los tratamientos y los DDT expresados en mmol L⁻¹ y dS m⁻¹ para la CE.

Lixiviados	pH	CE	NO ₃ ⁻	SO ₄ ²⁻	HPO ₄ ²⁻	Cl ⁻	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Na ⁺	K ⁺	
Media		7,06	8,88	19,5	20,7	2,4	32,73	8,91	3,81	20,45	11,86
	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	
T1	7,23±0,12 b	11,85±0,38 a	21,68±1,06 a	23,02±0,41 a	1,42±0,42 cd	45,87±1,63 a	11,62±0,39 a	4,63±0,11 a	24,09±1,78 b	14,58±0,53 a	
T2	7,57±0,12 a	8,03±0,37 c	21,02±0,98 a	20,72±0,39 b	0,58±0,40 d	33,48±1,54 b	8,22±0,34 b	3,60±0,12 b	18,54±1,99 cd	8,56±0,49 c	
T3	7,10±0,12 b	6,97±0,38 d	18,99±1,01 ab	19,03±0,41 c	2,07±0,43 bc	28,04±1,51 c	6,75±0,34 c	3,15±0,11 c	14,82±1,83 d	11,41±0,51 b	
T1+OX	6,98±0,11 b	10,85±0,33 b	18,72±1,07 ab	22,97±0,40 a	3,08±0,41 b	37,11±1,59 b	11,35±0,34 a	4,51±0,12 a	29,74±1,78 a	14,35±0,49 a	
T2+OX	7,23±0,11 b	7,65±0,33 cd	17,35±1,06 b	18,75±0,40 c	2,00±0,44 bc	27,06±1,63 c	7,34±0,37 bc	3,49±0,12 b	20,06±1,88 bc	9,43±0,48 c	
T3+OX	6,26±0,11 c	7,91±0,33 cd	19,30±1,06 ab	19,72±0,43 bc	5,18±0,47 a	24,80±1,54 c	8,16±0,36 b	3,46±0,11 bc	15,47±1,78 cd	12,82±0,53 b	
	*	NS	*	*	*	*	*	*	*	*	
15	7,92±0,16 a	6,66±0,48	18,30±1,06 b	19,73±0,39 b	0,58±0,40 d	37,77±1,63 b	5,55±0,34 d	3,31±0,11 c	4,97±1,78 c	8,16±0,48 d	
22	7,75±0,11 a	11,54±0,33	26,76±1,07 a	22,25±0,40 a	1,32±0,42 cd	65,18±1,59 a	10,98±0,35 a	4,67±0,11 a	21,51±1,88 b	14,93±0,51 a	
29	7,72±0,11 a	7,46±0,33	18,02±0,98 b	18,94±0,39 b	0,73±0,40 d	17,02±1,51 d	8,52±0,36 c	3,30±0,11 c	20,94±1,74 b	10,99±0,48 c	
36	6,68±0,11 b	6,95±0,33	19,19±1,03 b	19,08±0,40 b	2,06±0,43 c	17,54±1,59 d	9,69±0,36 b	3,04±0,12 c	17,87±1,78 b	9,95±0,48 c	
43	6,32±0,11 c	11,17±0,35	16,87±1,06 b	21,94±0,43 a	3,98±0,49 b	23,10±1,54 c	9,17±0,37 bc	4,22±0,12 b	28,66±1,88 a	13,73±0,60 ab	
50	5,96±0,11 d	9,47±0,33	17,90±1,03 b	22,27±0,43 a	5,65±0,43 a	35,76±1,58 b	9,53±0,36 b	4,31±0,12 b	28,77±1,99 a	13,40±0,50 b	

Todos los tratamientos presentan diferencias significativas para todos los parámetros estudiados. Considerando los muestreos realizados, todos los parámetros presentan diferencias significativas a lo largo del ensayo, excepto la CE.

Podemos observar en la tabla 15 que está ocurriendo una pérdida significativa de las concentraciones medias de nutrientes por el alto volumen de lixiviado de todos los tratamientos ensayados, siendo significativamente mayor en los tratamientos con H₂O₂.

En el caso del pH, los tratamientos de base tienden a la acidificación, con valores entorno a 7,5. Este incremento en los lixiviados puede ser efecto del sustrato como ocurre en los resultados obtenidos por Merhaut et al., (2006). Ninguno de los valores de pH muestreados en los lixiviados cayó fuera de los rangos críticos establecidos (pH de 6,5-9,5) de la EEA, (2014).

En el caso de NO₃⁻ las pérdidas de este parámetro nutricional por el alto volumen de lixiviado se puede deber a una repetición de nutrientes disponibles en el sustrato, como

ocurre en los resultados obtenidos por García Caparros (2017). Estos lixiviados son muy contaminantes.

En el caso de SO₄²⁻ también se lixivian con una alta concentración, haciendo un uso indebido de los fertilizantes y contaminando el medio ambiente.

La concentración de HPO₄²⁻ ha aumentado significativamente con el H₂O₂ a lo largo del ciclo. El volumen lixiviado de este parámetro puede estar relacionado con las necesidades que tiene la especie estudiada para este nutriente como ocurre en los resultados obtenidos por García Caparros (2017).

La concentración de HPO₄²⁻ en nuestro experimento ha sido mayor que el valor referencia (10 mg L⁻¹) propuesto para el crecimiento óptimo de plantas ornamentales leñosas (Handreck, 1996).

En el caso Cl⁻ se observa la mayor concentración de lixiviado de los parámetros muestreados, llegando a un valor medio de 32,73 mmol L⁻¹. Éste valor supera el valor de referencia contribuyendo a la contaminación por escorrentía García-Caparros et al., 2017.

La concentración de Ca²⁺ obtenido en las soluciones lixiviadas está en un valor muy superior al valor óptimo recomendado (10-15 mg L⁻¹) para el crecimiento de las plantas por Edwards y Norton, (1981) con sus consecuencias medioambientales por el riesgo de contaminación por calcio (García-Caparros et al., 2017).

En el caso del Mg²⁺ la concentración media lixiviada es de 3,81 mmol L⁻¹. Este valor es mayor que el valor recomendado (10-15 mg L⁻¹) por otros estudios (Manking y Fynn, 1996).

En el caso del Na⁺ la concentración media de lixiviación es de 20,45 mmol L⁻¹. Este valor nos hace pensar que estamos perdiendo mucha cantidad de nutrientes y perjudicando el medio ambiente de forma directa (García-Caparros et al., 2017).

En el caso del K⁺ hemos obtenido una concentración media lixiviada de 11,86 mmol L⁻¹ que es mucho mayor que las concentraciones recomendadas por Yeager et al. (2007) que propone un rango de (30-50 mg L⁻¹).

El volumen acumulado de lixiviado, que oscila entre 188,44 mL y 233,75 mL afecta de manera significativa al impacto ambiental por escorrentía (García-Caparros et al., 2017), acumulándose en el suelo altas concentraciones de fertilizantes y contaminando acuíferos. Un método para paliar estos efectos negativos sería la recirculación de soluciones lixiviadas (Paniagua, 2007).

Tabla 16. Valores medios de nutrientes (g) lixiviados por planta.

Tratamiento	NO ₃ ⁻	HPO ₄ ²⁻	SO ₄ ²⁻	Cl ⁻	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Na ⁺	K ⁺
T ₁	268,3	27,5	441,1	325,0	93,0	22,5	110,6	113,8
T ₂	245,6	10,6	374,8	224,0	62,1	16,5	80,4	63,1
T ₃	233,6	39,8	362,5	197,5	53,7	15,2	67,6	88,5
T ₁ + H ₂ O ₂	249,9	64,3	474,8	283,7	98,0	23,6	147,3	120,8
T ₂ + H ₂ O ₂	251,4	45,3	420,8	224,5	68,8	19,8	107,8	86,2
T ₃ + H ₂ O ₂	235,2	98,8	372,1	173,1	64,3	16,5	69,9	98,5

7.9.1. EVOLUCIÓN DEL pH

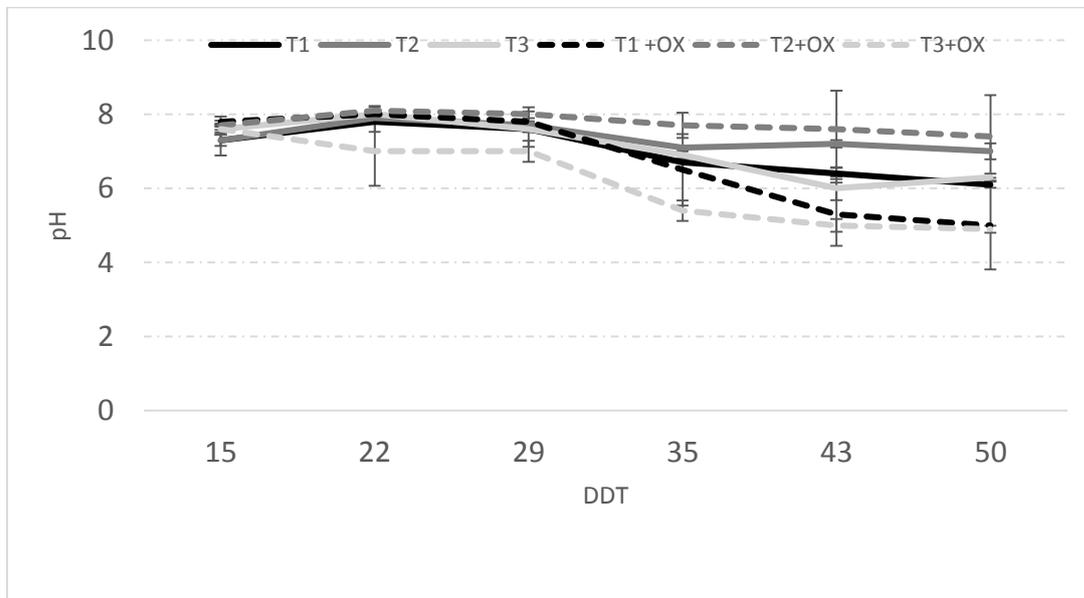


Figura 49. Evolución del pH en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

La evolución del pH en los lixiviados no presenta diferencias significativas con los valores de pH de las soluciones nutritivas de los tratamientos de base, sin embargo,

en los tratamientos con H₂O₂, si existe diferencia con el tratamiento T₂ + H₂O₂, que tiende a la acidificación, pero de forma más sensible. Según Betancur (2017), al aumentar la concentración de H₂O₂, el pH tiende a la acidificación.

En general, en las soluciones lixiviadas se observan diferencias significativas y también en las fechas de muestreo a lo largo del ciclo, observándose una caída del pH en los lixiviados a lo largo del ciclo.

7.9.2. EVOLUCIÓN DE LA CE

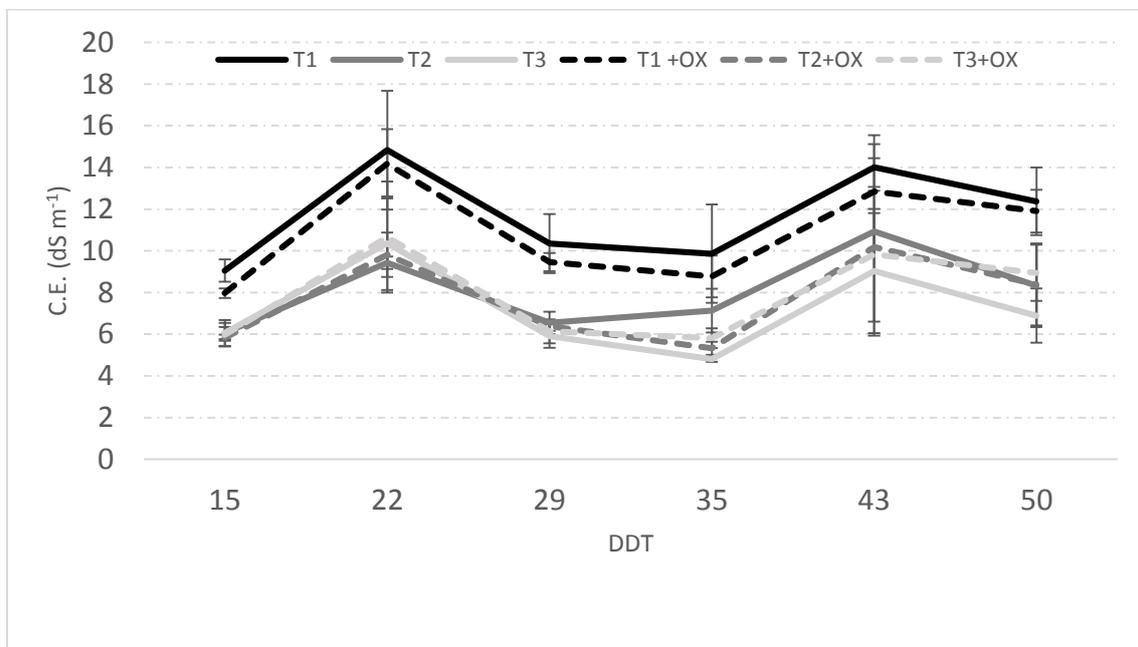


Figura 50. Evolución de la CE en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

La evolución de la CE de las soluciones lixiviadas presenta un patrón de comportamiento similar en todos los tratamientos estudiados, diferenciándose del comportamiento de las soluciones nutritivas.

Los valores de CE oscilan entre 5 y 15 dS m⁻¹ durante todo el ciclo. Con valores tan elevados de CE se provoca un mayor volumen de lixiviados, corriendo el peligro de contaminación por escorrentía (García-Caparros et al., 2017).

En los tratamientos T₁ y T₁+H₂O₂, observamos que el valor de la CE es significativamente mayor que en los otros tratamientos, esto se debe a que estos tratamientos se diseñaron con lixiviado puro.

En general, los tratamientos con H₂O₂ disminuyen significativamente el valor de la CE, sin embargo, Soto-Bravo (2015) no obtuvo diferencias significativas en la CE al inyectar H₂O₂ de forma continua en el agua de riego para el cultivo de tomate.

7.9.3. EVOLUCIÓN DE NITRATOS

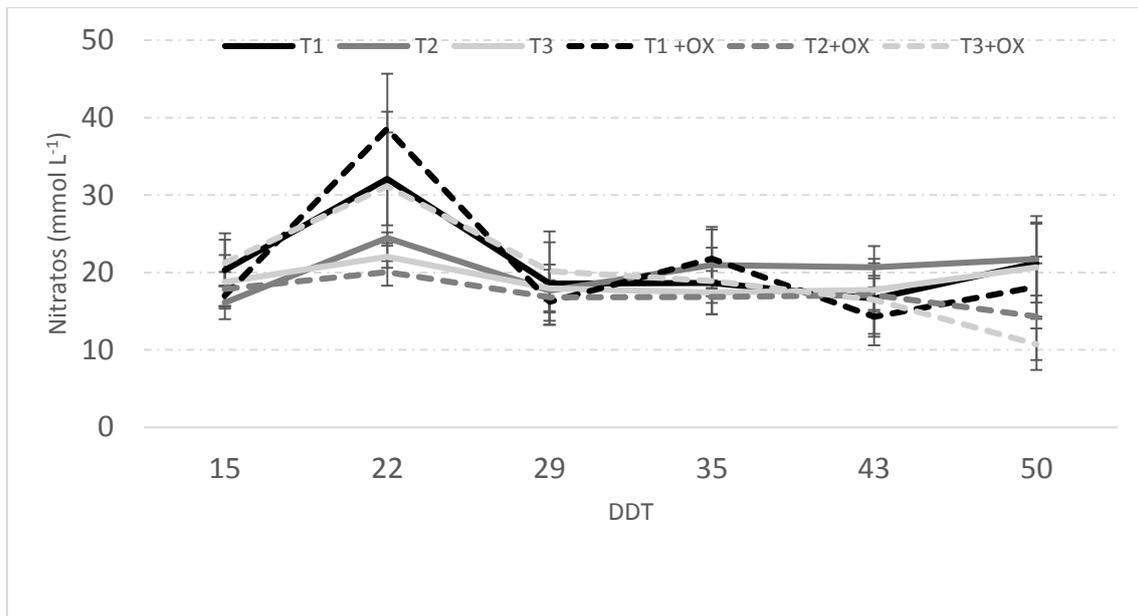


Figura 51. Evolución de los NO₃⁻ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

En cuanto a los NO₃⁻, observamos que los tratamientos de base tienen un patrón de comportamiento muy similar y los tratamientos con H₂O₂, también presentan similitud de comportamiento.

La concentración de nitratos oscila entre 11 y 38 mmol L⁻¹ durante todo el ciclo.

En los tratamientos diseñados con lixiviado puro se observa una concentración de nitratos significativamente mayor al principio del ciclo, que coincide con la necesidad de crecimiento vegetativo de *Citrullus lanatus* (Reche,2000)

Al final del ciclo, disminuye la concentración de nitratos significativamente en los tratamientos con H₂O₂, porque a partir del NO₃⁻ se puede pasar a otras formas más volátiles, eliminando el nitrato (Santos y Ríos, 2016).

Los NO₃⁻ se lixivian en mayor cantidad cuando aumenta la CE, provocando un mayor efecto contaminante (García-Caparros et al., 2017).

7.9.4. EVOLUCIÓN DE LOS SULFATOS

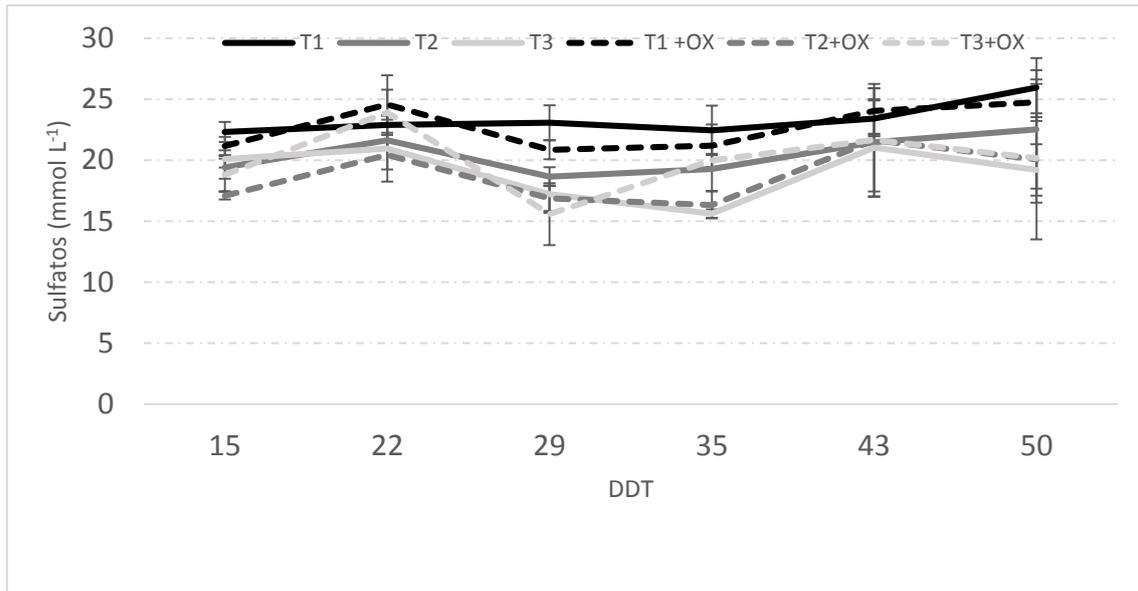


Figura 52. Evolución de los SO₄²⁻ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

En el caso de SO₄²⁻, todos los tratamientos siguen un mismo patrón de comportamiento, de manera que oscilan entre valores de 17 y 26 mmol L⁻¹.

Estos valores se mantienen altos durante todo el ciclo teniendo mucho que ver con el alto volumen de lixiviado (Baixauli et al., 2002) obtenido en el ensayo y representado en la figura 48.

Los tratamientos oxigenantes tienden a disminuir significativamente la concentración de sulfatos durante todo el ciclo.

7.9.5. EVOLUCIÓN DE LOS FOSFATOS

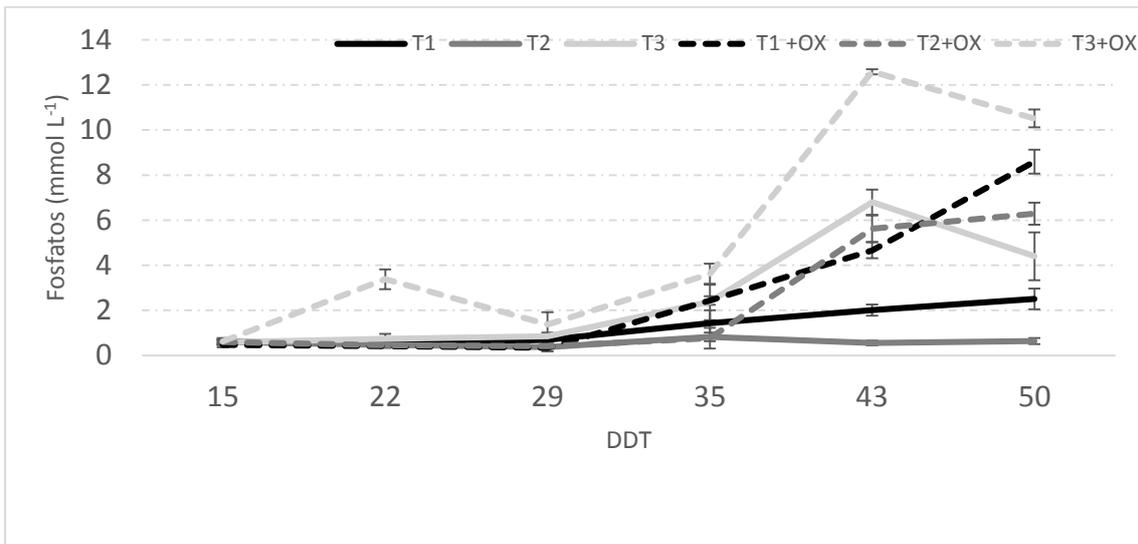


Figura 53. Evolución de los HPO₄²⁻ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

En el caso de los HPO₄²⁻ se observa que existe una correlación por pares de tratamientos durante todo el ciclo, de manera que a partir de los 35 DDT las plantas de *Cordyline*, no tienen apenas demanda de fosfatos y se lixivian en gran cantidad (Terés, 2001).

En los tratamientos con H₂O₂, se observa un aumento en la concentración de este parámetro nutricional entre 7 y 12 mmol L⁻¹ con forme avanza el ciclo, teniendo que ver con el aumento de volumen de lixiviado (Baixauli et al., 2002).

7.9.6. EVOLUCIÓN DE LOS CLORUROS

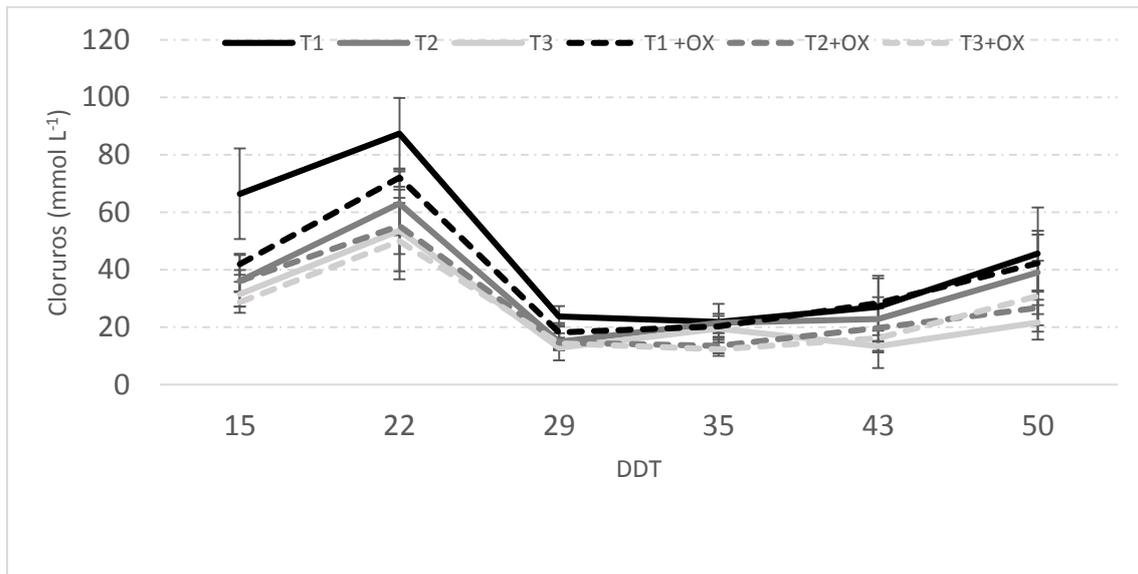


Figura 54. Evolución de los Cl⁻ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

En el caso de los Cl⁻, todos los tratamientos siguen el mismo patrón de comportamiento hasta el final del ciclo.

En general, la concentración de cloruros en los tratamientos con H₂O₂ aumenta al inicio y disminuye al final del ciclo. Esto se puede justificar porque cuando disminuye el pH se incrementa la solubilidad de los cloruros existentes en la solución lixiviada y después, por oxidación de los cloruros en óxidos de cloro, se eliminan en forma de gas, disminuyendo la concentración de cloruros al final (Parra, 2016).

Las altas concentraciones lixiviadas de este parámetro nutricional tienen un efecto muy negativo con el medio ambiente.

7.9.7. EVOLUCIÓN DEL CALCIO

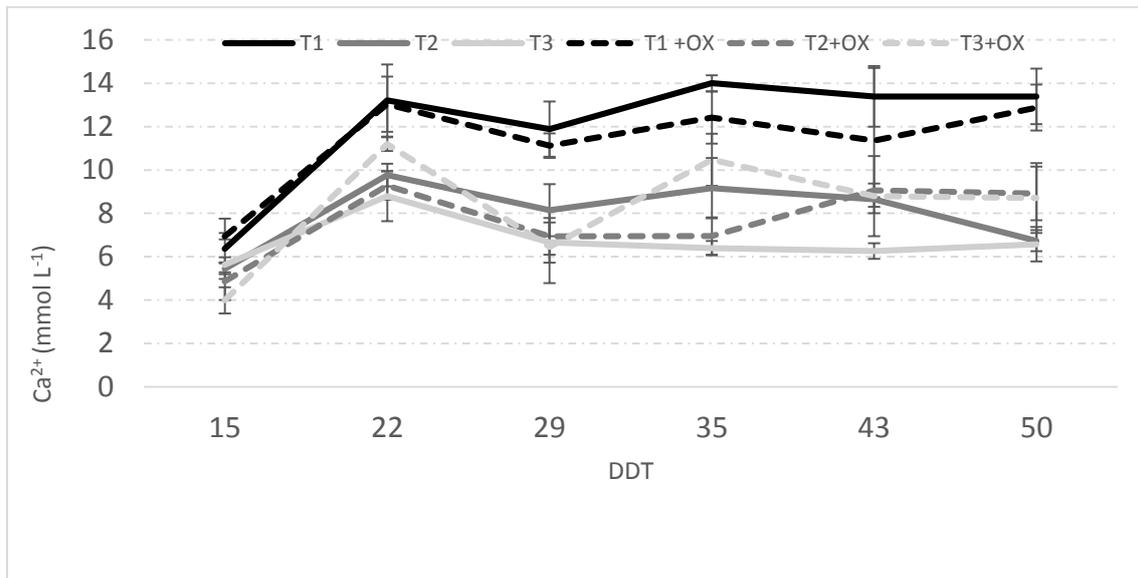


Figura 55. Evolución del Ca²⁺ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Para el Ca²⁺, observamos que los tratamientos que más concentración tiene durante todo el ciclo son T₁ y el T₁ + H₂O₂, con valores entre 11 y 14 mmol L⁻¹.

A partir de los 15 DDT aumenta la concentración de calcio significativamente para todos los tratamientos porque el aporte de este nutriente va en aumento para el cultivo de *Citrullus lanatus* (Reche, 2000).

Los tratamientos con H₂O₂ disminuyen significativamente la concentración de Ca²⁺, menos en el caso de T₁ + H₂O₂, que tiene el mismo comportamiento que el descrito por Niñirola (2013) en cultivo de berro (*Nastortium officinale*) y con los obtenidos por García Caparros (2017) en el cultivo de *Kalanchoe blossfeldiana*.

7.9.8. EVOLUCIÓN DEL MAGNESIO

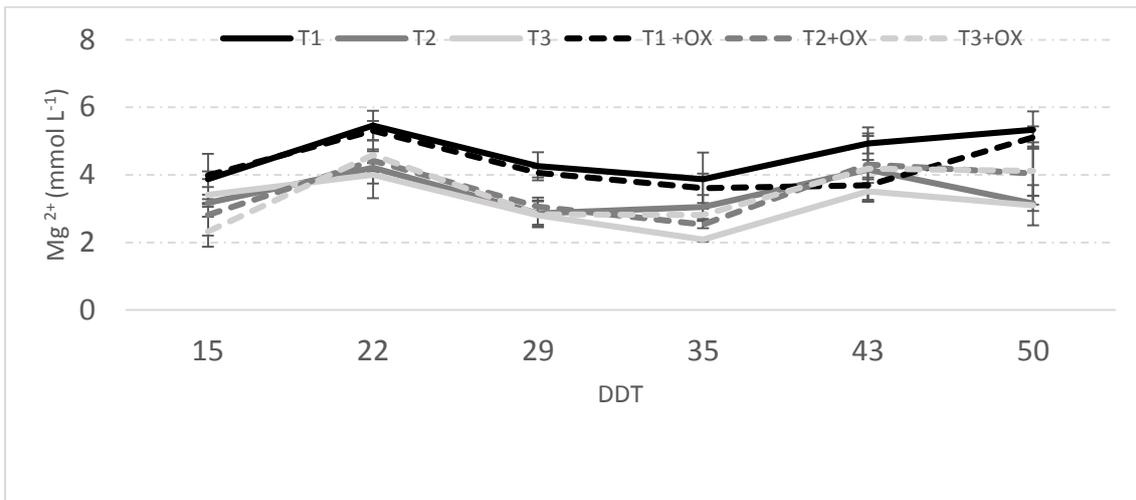


Figura 56. Evolución del Mg²⁺ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

Para el Mg²⁺, observamos que los tratamientos que más concentración tienen durante todo el ciclo son el T₁ y el T₁ + H₂O₂ con valores entre 3.8 y 4.8 mmol L⁻¹.

Todos los tratamientos siguen un mismo patrón de comportamiento, parecido al comportamiento del Ca²⁺

Los tratamientos con H₂O₂ disminuyen significativamente la concentración de Mg²⁺ menos al final del ciclo que aumenta porque la *Cordyline* no lo asimila y se lixivia (Plaza et al., 2006).

7.9.9. EVOLUCIÓN DEL SODIO

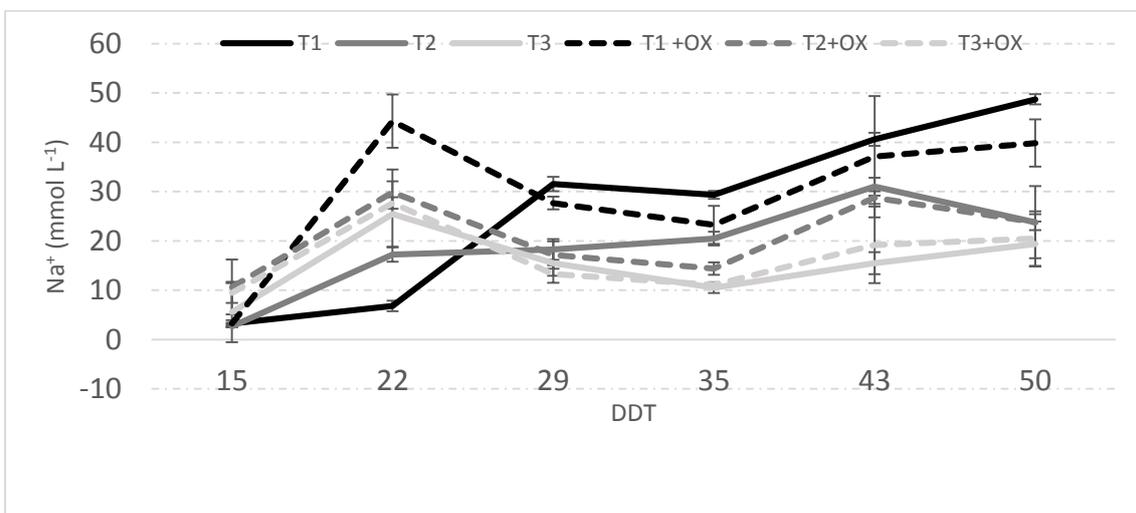


Figura 57. Evolución del Na⁺ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

La concentración de Na⁺ se encuentra entorno a valores entre 2 y 49 mmol L⁻¹ observándose un aumento significativo de este valor para el tratamiento T₁ finalizando el cultivo, que se puede deber al desequilibrio entre la tasa transpirativa y la absorción de este ión, provocado menos lixiviación y un aumento de Na⁺ (Urrestarazu, 2004).

El aumento de la concentración de este parámetro nutricional al final se asimila al del Ca²⁺. Esto se puede deber a que estos dos parámetros comparten algunas de las mismas vías en la célula ya que son iones similares (García et al., 2017).

Los tratamientos con H₂O₂ tienen el mismo patrón de comportamiento sin diferencias significativas respecto a los tratamientos de base.

7.9.10. EVOLUCIÓN DEL POTASIO

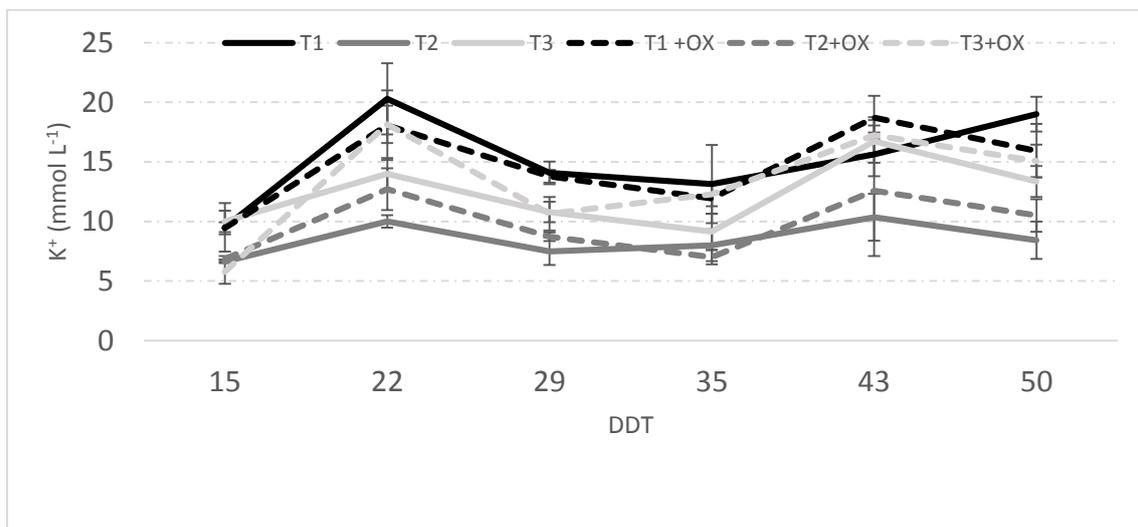


Figura 58. Evolución del K⁺ en soluciones lixiviadas durante el cultivo.

La concentración de K⁺ se encuentra entorno a valores entre 6 y 20 mmol L⁻¹ observándose un aumento significativo en el tratamiento T₁ al principio que tienen que ver con el aporte mayor de potasio para inducir a floración (Pérez, 2014) y al final del ciclo por que se pierde por aumento del volumen de lixiviado (Baixauli et al., 2002).

Los tratamientos con H₂O₂ no presentan diferencias significativas respecto a los tratamientos de base.

8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES TÉCNICAS

El cultivo de *Cordiline fruticosa* fertirrigado con soluciones lixiviadas a las que se les ha aplicado un oxidante comercial genera modificaciones morfológicas en la planta. Se reduce el número de hojas, el área foliar, modificando la distribución de biomasa de la planta con un incremento porcentual de la raíz y una disminución porcentual de las hojas y en conjunto se produce una reducción significativa biomasa total de la planta.

Otros aspectos fisiológicos también son afectados por el empleo de oxidantes en la solución nutritiva, disminuyendo el estatus hídrico de la planta.

No se han visto afectadas las concentraciones de pigmentos fotosintéticos, excepto la clorofila b, la Cla+b y el ratio Cla/b en el tratamiento T₃. No se observa que la aplicación de oxidantes genere estrés en las plantas valorado mediante la concentración de prolina.

El efecto sobre la SN de la aplicación de oxidantes supone una acidificación de la misma, sin consecuencias en la SS, aunque sí afecta al pH de la SL, disminuyendo. La CE de la SN no se ve afectada, aunque disminuye en la SS y en la SL en el tratamiento T₁. Genera un incremento de NO₃⁻ en la SN, que no se observa en la SS y que incluso disminuye en la SL en el tratamiento T₂. Los HPO₄²⁻ se incrementan de forma drástica en la SN, no presentando diferencias significativas en la SS y aunque aumentan significativamente en la SL. Los SO₄²⁻ disminuyen en la SN, sin embargo, no se modifican en la SS aunque se incrementa en la SL en el tratamiento T₂. Los Cl⁻ se incrementan en la SN del tratamiento T₁, disminuyendo en la SS y en la SL hecho que se puede valorar como positivo en relación a su uso en condiciones salinas. Los cationes presentan un comportamiento similar en la SN, no presentando diferencias en la SS y en la SL excepto para el Na⁺ que sufre un incremento. El volumen de lixiviados generado se puede relacionar con el área foliar y por lo tanto se incrementa en los tratamientos con oxidantes.

9. BIBLIOGRAFÍA.

AHMAD, I; S, M.A; BASRA, I; AFZAL, M; WAHID A. 2013. Stand establishment improvement in spring maize through exogenous application of ascorbic acid, salicylic acid and hydrogen peroxide. *Int. J. Agric. Biol.*, 15: 95–100.

ÁLAMO, M.I. 2000. Fertirrigación con aguas de elevada salinidad en suelos enarenados (Cultivo de sandía). Instituto de Estudios Almerienses. Diputación de Almería. 39-90.

BAIXAULI, C.; AGUILAR, O. 2002. Cultivo sin suelo de hortalizas: aspectos prácticos y experiencias. Serie divulgación técnica. no.53. Generalitat Valenciana. 2002.

BENNINK, J. 1978. T-cell populations specifically depleted of alloreactive potential cannot be induced to lyse H-2-different virus-infected target cells. *J Exp Med.* 148(1):128-35.

BETANCUR, J.; SÁNCHEZ, S.; RODRÍGUEZ, D.; PEÑUELA, G. 2017. Evaluación del efecto del peróxido de hidrógeno y estabilización alcalina con cal en el manejo de lodos reactivos e infecciosos.

CATALDO, D.A; HARRON, M; SCHRAEDER, L.E. 1975. Rapid colorimetric determination of nitrate in plant tissue by nitration of salicylic acid. *Commun Soil Sci Plant Analys.*

CAJAMAR CAJA RURAL. 2017. Análisis de la campaña hortofrutícola de Almería. 2016/2017.

CSIC. 2011. Consejo Superior de Investigaciones Científicas

CUERVO, Y; TORNOS, P; HERNÁNDEZ, J; ORIHUELA, D; DOMÍNGUEZ, M; MORENO, E. 2014. Eficacia de Peróxidos en la desinfección de suelos aptos para el cultivo de fresa en el Mediterráneo.

DE LIÑAN VICENTE, C. 2016. Vademécum de productos fitosanitarios y nutricionales. Ediciones Agrotécnicas. 32 edición.

DOMÍNGUEZ VIVANCOS, A. 1997. Tratado de fertilización. Editores: Mundi-Prensa. Madrid. España.

EDWARDS, D.G; NORTON, B.D. 1981. Influence of magnesium concentration in nutrient solution on growth, tissue concentration, and nutrient uptake of peach seedlings. Journal of the American Society for Horticultural Science 106:401-05.

EUROPEAN ENVIRONMENTAL AGENCY (EEA).2014. European and national drinking water quality standards. Copenhagen, Denmark: European Commission.

FOOD AND DRUG ADMINISTRATION, 2001. Métodos para la desinfección de fruta y hortaliza.

FHALMERÍA. 2017. Anuario agrícola 2017. Horticultura intensiva de Almería. pp 39-44.

FISCHER, M; STAMMER, A; QUAISER, S. 2003. Highly pure aqueous hydrogen peroxide solutions, method for producing same and their use. <http://www.patentstorm.us/patents/6592840-description.html>

GARCÍA CAPARRÓS, P. 2013. Efecto del estrés salino en el estado morfológico, fisiológico y nutricional de *Aloe vera*.

GARCÍA CAPARRÓS, P; LLANDERAL A; LAO. M.T. 2017. Effects of Salinity on Growth, Water-Use Efficiency, and Nutrient Leaching of Three Containerized Ornamental Plants.

GARCÍA JIMÉNEZ, CD. 2012. Efecto del uso de un oxigenante químico sobre parámetros de calidad en plántulas de judía y melón.

GARCÍA-LORCA, A. (1998). El modelo de la Agricultura Almeriense. 26 pp. En Desarrollo de una agricultura sostenible en el Medio y Bajo Almanzora. Junta de Andalucía. Sevilla.

GIMENO-GARCÍA, E; ANDREU V. 1996. Total content and extractable fraction of cadmium, cobalt, copper, nickel, lead, and zinc in calcareous orchard soils. Commun soil-sci-plant-anal. 27(13-14): 2633-2648.

GIMENO-GARCÍA, E; ANDREU V; BOLUDA R. 1996. Heavy Metals incident in the application of inorganic fertilizers and pesticides to rice farming soils. Environ-pollut. 92(1):19-25.

GONZÁLEZ ELIZONDO, M. 2013. Selección de especies leñosas para forestería urbana en la ciudad de Durango.

HANDRECK, K.A. 1996. Phosphorus immobilization in wood waste based potting media. Communications in Soil Science and Plant Analysis 27:2295-314. Doi:10.1080/00103629609369704.

HAMEED, A; SHAFQAT F; NAYYER I; RUBINA A. 2004. Influence of Exogenous Application of Hydrogen Peroxide on Root and Seedling Growth on Wheat (*Triticum aestivum* L.) International Journal of Agriculture & Biology 6 (2): 366-369.

HARMAN L.S; CARVER D.K; SCHREIBER J; MASON R.P. 1986. One - and Two – electron Oxidation of Reduced Glutathione by Peroxidases The Journal of Biological Chemistry 261 (4): 1642-1648.

HOGUE, E.; WILCOW, G. E; CANTLIFFE, D. J. 1970. Effect of soil P on phosphate fraction in tomato leaves. J. Am. Soc. Hortic. Sci. 95:174–176.

ISHIBASHI Y; YAMAGUCHI, H.; YUASA, T.; INOUE, M.; ARIMA, S.; HUIZHENG, S. 2011.XVIII Hydrogen peroxide spraying alleviates drought stress in soybean plants. Journal of Plant Physiology 168 (13): 1562-1567.

JIMÉNEZ, R; CABALLERO, M. 1990. El cultivo industrial de plantas en maceta. Ediciones de Horticultura S.L. 102-105, 234-238.

KEIMER, L. 1994. Die Gartenpflanzen in Alten Aegypten. Hoffmann und Campe. Hamburg, Germany. 125 pp

KROM, M.D. (1980) Spectrophotometric Determination of Ammonia: A Study of a Modified Berthelot Reaction Using Salicylate and Dichloroisocyanurate. Analyst, 105, 305-316.

LACHICA M.; AGUILAR A. y YAÑEZ J. (1973). Análisis foliar. Métodos utilizados en la Estación Experimental del Zaidín. Anal. Edad. Agrobiol. 32: 1033-1047.

LARA, L; MIRANDA, L; PAEZ, F; BAEZA, R; LÓPEZ, I; ORTIZ, F; YRUELA, C; FERNÁNDEZ, M. 2017. Aplicación de productos fitosanitarios nivel fumigador. Edita y Publica Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural.

LIU, Z; GUO, Y; BAI, J. 2010. XVIII. Exogenous Hydrogen Peroxide Changes Antioxidant Enzyme Activity and Protects Ultrastructure in Leaves of Two Cucumber Ecotypes Under Osmotic Stress. Journal of Plant Growth Regulation. 29 (2): 171–183.

LUCKWILL, L. 1994. Reguladores de crecimiento en la producción vegetal. Ed. Oikos-tau. Barcelona. 50-59.

LEY 43/2002, de 20 noviembre, de sanidad vegetal.

LIÑÁN, C. 2016. Vademecum de productos fitosanitarios y nutricionales. 2016.

MAGRAMA. 2016. Características nutricionales de los principales alimentos de nuestra dieta.

MANKIN, K.R.; FYNN, R.P. 1996. Nutrient uptake response of New Guinea impatiens to light, temperature, and nutrient solution concentration. Journal of the American Society for Horticultural Science 121:826-30.

MAROTO, J. 1989. Horticultura herbácea especial. Ed. Mundi-Prensa. Madrid. 566 pp.

MAROTO, J. 1989. "La desinfección del suelo en horticultura". Agrícola Vergel, 325 pp.

MAROTO, J. 2000. Elementos de Horticultura General. Ediciones Mundi-Prensa, Barcelona, 343pp.

MARTÍNEZ, E. 1993. Introducción en Cultivos sin Suelo: Hortalizas en clima Mediterráneo. Ediciones de Horticultura, S.L. Compendio de horticultura nº3. Barcelona: 13-19.

MATHEWS, C.K; van HOLDE, K.E; AHERN, K.G; Bioquímica, 3ª Ed. 2002, Addison-Wesley.

McGREGOR, S. 1976. Insect pollination of cultivated crop plants. U. S. Dep. Agr. Agric. Handb. 496.

MERHAUT, D.J.; BLYTHE, E.K.; NEWMAN, J.P.; ALBANO, J.P. 2006. Nutrient release from controlled-release fertilizers in acid substrate in a greenhouse environment: I. Leachate electrical conductivity, Ph, and nitrogen, phosphorus and potassium concentrations. HortScience 41:780-87.

METZGER, J. 1995. Plant hormones. Physiology, biochemistry and molecular biology. Peter J. Davis (Ed). 425 pp.

NIÑIROLA CAMPOY, D. 2013. La aireación de la solución nutritiva afecta a la producción y postcosecha del berro (*Nasturtium officinale*) en el sistema de cultivo en bandejas flotantes.

LI, J; BO OIU, Z; WEI ZHANG, X; SONG WANG; L. 2011. Acta Physiologiae Plantarum. Volume 33, Issue 3, pp 835–842. XX. Exogenous hydrogen peroxide can enhance tolerance of wheat seedlings to salt stress.

ORIHUELA, D.L.; HERNÁNDEZ, J.C.; FLORES, F.; TORNOS, P. 2012. La oxifertirrigación y su efecto sobre algunos parámetros productivos en fresa. Huelva. España.

PANIAGUA SALVADOR, F. 2007. Estudio y evaluación del lixiviado obtenido en cultivo sin suelo en *Citrullus lanatus* var. “Iris” y var. “Dulce Maravilla”, para su posible reutilización en el cultivo de plantas ornamentales.

PARRA TERRAZA, S. 2016. Relaciones cloruro/aniones y sodio/cationes en soluciones nutritivas y la composición mineral de dos cultivares de tomate. Terra Latinoamericana 34:219-227.

PÉREZ LÓPEZ, E. 2014. Cultivo de sandía en suelo e hidroponía. El cultivo de la sandía. Pp.17-55. Edición: Cajamar, Caja Rural.

PITRAT, M.; CHAUVET, M.; FOURY, C. 1999. Diversity, history and production of cultivated cucurbits. Act. Hort. 492: 21-27.

PLAZA B.M; JIMÉNEZ, S; PÉREZ, M. y LAO M.T. 2006. Sistemas recirculantes y su interés en el cultivo de plantas ornamentales. Horticultura 195 Vol XXIV, 6.

RECHE MÁRMOL, J. 2000. Cultivo intensivo de la sandía.

REGLAMENTO (CE) N° 834/2007 del Consejo, de 28 de junio de 2007, sobre producción y etiquetado de los productos ecológicos.

REGLAMENTO (CE) 889/2008 de la Comisión, de 5 de septiembre de 2008, sobre producción y etiquetado de los productos ecológicos.

REAL DECRETO 1311/2012, de 14 de septiembre, por el que se establece el marco de actuación para conseguir un uso sostenible de los productos fitosanitarios.

RHODES, D. 1998. Watermelon: General introduction. <http://www.hort.purdue.edu/rhodcv/hort410/waterm/wa00001.htm>.

RUIZ SÁNCHEZ, M; MUÑOS HERNÁNDEZ, Y; Dell ÁMICO RODRÍGUEZ, JM; CABRERA RODRÍGUEZ, J; AROCA, R; RUIZ LOZANO, JM. 2017. Respuesta de la planta de arroz (*Oryza sativa* L) a la suspensión de la lámina de agua en tres momentos de su desarrollo.

SANTOS, B.; RÍOS, D. 2016. Cálculo de soluciones nutritivas en suelo y sin suelo.

S.E.N.A.S.A., 2006. Efectividad del Ácido Peracético sobre la reducción de la carga de Esporas de Mohos causantes de Pudrición Post cosecha de Frutas y Hortalizas.

SALINAS, R.; SÁNCHEZ, E.; RUÍZ, J. M.; LAO, M.T.; & L. ROMERO, L. 2013: Proline, Betaine, and Choline Responses to Different Phosphorus Levels in Green Bean, *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 44:1-4, 465-472.

SOLANO, E; TERRAZAS, T; REYES-RIVERA, J. 2017. Anatomía comparativa de raíz, tallo, hoja y base del pedúnculo de Agavaceae.

SOTO-BRAVO, F. 2015. Oxifertirrigación química mediante riego en tomate hidropónico cultivado en invernadero. *Agronomía Mesoamericana*.

STIGLIANI W. M. (2003). *Chemistry of the Environment*. Prentice hall, Upper Saddle River, New Jersey, 382 pp.

STRASBURGER, 1990. *Tratado de Botánica*. 7ª ed. Ed. Marín. Barcelona. 241.

TERÉS, V. 2001. Relaciones aire-agua en sustratos de cultivo como base para el control del riego. *Metodología de laboratorio y modelización*.

URRESTARAZU, M. 2004. Bases y sistemas de los cultivos sin suelo. *Tratado internacional de cultivo sin suelo*. Ed. Mundi Prensa. Almería. España.

URRESTARAZU, M.; MAZUELA.P.; LOZANO, A.; VENTURA, F.; CASTELLANOS, D. 2006. Ventajas económicas de la aplicación de un oxigenante en pimiento. *Horticultura* 190: 14-19.

URRESTARAZU, M. 2015. *Manual práctico del cultivo sin suelo e hidroponía*.

WOLF, B. 1982. A comprehensive system of leaf analyses and its use for diagnosing crop nutrient status. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 13: 1035-1059.

YEAGER, T.; FARE, J.; LEA-COX, J.; RUTER, T.; BILDERBACK, C.;
GILLIAN, A; NIEMIERA, K.; TILT, S.; WARREN, R.; WRIGHT; WHITWELL, T.
2007. Best management practices: Guide for producing nursery crops. 2nd ed.
Atlanta, GA: Southern Nursery Assn.

ZAHORY, 1994. Domesticación de las plantas en el viejo mundo, 2da Oxford.
Ed. Univ. Presionar, Nueva York. 213 pp.

ZANDER, 2002. Biological resources of the del monte forest.