



UNIVERSITAT
POLITÈCNICA
DE VALÈNCIA

**Escarola (*Cichorium endivia* L.): sistemas de
manejo y ciclos como factores de la
incidencia de fisiopatías y la acumulación de
nitratos.**

TESIS DOCTORAL

Autora:

Andrea Gromaz Roig

Directores:

Dr. Josep Vicent Maroto i Borrego

Dr. Alberto San Bautista Primo

Valencia

Noviembre, 2016

Agradecimientos

En primer lugar a mis tutores Josep Vicent Maroto y Alberto San Bautista que han sido una parte fundamental todo este tiempo.

A Josep Vicent Maroto, agradecerle su confianza desde el primer día que entré en el departamento y su paciencia a lo largo de estos años. Gracias por todos los conocimientos que me ha transmitido y por los gestos de apoyo día tras día.

A Alberto San Bautista, gracias por sacar tiempo de donde no lo tenía para resolver mis dudas, por transmitirme su optimismo y no dejar que me rindiera cuando las cosas no salían.

A Jose Torres, por su apoyo, por ayudarme día tras día en todos los experimentos y por su paciencia, todo ello de manera desinteresada.

A Marisol Bono, Daniel Siurana, Daniel Vañó y Pilar Laza por su ayuda tanto en los trabajos de invernadero como en los de laboratorio.

A los profesores del departamento Salvador López Galarza, José Alagarda, Bernardo Pascual y Nuria Pascual por todos los consejos que me han dado y por su ayuda en la realización de los artículos.

Esta tesis también es en parte de los alumnos Iñigo Calvo y Adrián Irles, a los que he de agradecer su ayuda en alguno de los experimentos de la tesis.

A Carlos Baixauli por la ayuda prestada a lo largo de la tesis.

A Xelo Penella, Angeles Calatayud y Lúdia López, por permitirme emplear las instalaciones del IVIA y enseñarme diferentes metodologías.

A Jose María Bellés por permitirme utilizar los instrumentos necesarios para determinar el contenido en azúcares.

A Amparo Satorre por todas las palabras de ánimo y hacer los días más llevaderos con sus conversaciones.

Durante este tiempo han sido muchos los amigos y familiares que han estado apoyándome, pero hay algunos a los que debo de mencionar especialmente.

En primer lugar a los agrónomos y masterandos Adrián, Amparo, Laura, Marisa y Noelia; gracias por todos los momentos compartidos en este tiempo dentro y fuera de las aulas, con vosotros como compañeros no dudaría en volver a estudiar esta carrera.

A Josevi, Paco e Inés, quienes no han dejado de apoyarme todo este tiempo a pesar de que nos separan unos cuantos kilómetros.

A Héctor Díez, “qui entre les lliçons de picat, lligat, escales cromàtiques i concerts ha posat banda sonora a la tesi i ha passat de ser a més de professor, amic. Gràcies per confiar en mi més que jo mateixa, per haver-te oferit voluntari a menjar alguna de les escaroles i per la teua paciència infinita”.

A Adela, Aitor, Héctor Tadeo y Marcos, los incondicionales; gracias por soportar mis ausencias y mis cambios de humor repentino. Gracias por las palabras de ánimo, los abrazos porque sí y por sacarme siempre una sonrisa. Gracias por las clases de Photoshop, y por esas tardes de café en *el musi*. Por estar en los buenos momentos, pero sobretodo en los malos, más que amigos familia, sin vosotros esto hubiera sido mucho más difícil.

A mi familia, gracias por todo el cariño que me han transmitido ahora y durante cada una de las etapas de mi vida. En especial a mis padres y a mi hermano, a quien debo todo lo que soy.

Mención especial a mis abuelos Ramón y María, a quienes recuerdo cada día y que dedicaron su vida al trabajo en el campo. Durante los años que estuvieron conmigo me transmitieron gran cantidad de valores, entre ellos su amor hacia la agricultura. Sin duda los responsables de despertar mi interés hacia la agronomía, a ellos quiero dedicar esta tesis doctoral.

Resumen

La escarola (*Cichorium endivia* L.) es una hortaliza aprovechable por sus hojas tanto de forma directa como en presentaciones de 'IV gama'. La acumulación de nitratos en este tipo de hortalizas es un factor a tener en cuenta en su cultivo, puesto que su ingesta tiene efectos perjudiciales en la salud humana y que se encuentra influenciada por factores como la fertilización nitrogenada, la radiación y la temperatura. El 'tipburn', la subida a flor prematura y la 'mancha translúcida' son tres de las fisiopatías que afectan a la calidad comercial de la escarola. El 'tipburn' se manifiesta como una desecación marginal de las hojas, mientras que la 'mancha translúcida' se presenta como manchas aceitosas en los limbos.

En esta tesis doctoral se ha estudiado la influencia de diferentes factores ambientales (temperatura y humedad), de la fertilización nitrogenada y del cultivar empleado en la acumulación de nitratos, incidencia de fisiopatías y producción comercial en plantas de escarola. Por otro lado, se han establecido correlaciones entre los diferentes parámetros fisiológicos determinados con el fin de conocer, a través de algunas de ellas, si los medidores portátiles SPAD-502 y el colorímetro podrían emplearse para determinar de forma indirecta el contenido en nitratos y nitrógeno.

Para ello se realizaron diferentes experimentos utilizando en todos ellos cultivares de escarola de hoja lisa ('Cuartana', 'Natacha', 'Santel') que fueron cultivados tanto al aire libre como bajo invernadero y bajo distintos niveles de humedad en diferentes ciclos de cultivo.

Respecto de la fertilización, los experimentos se dividieron en dos bloques. En el primero de ellos se realizaron varios ensayos en los cuales se modificó la ratio $\text{NH}_4^+/\text{NO}_3^-$, variando el porcentaje de nitrógeno aportado en forma de amonio (0, 5, 10 y 20%). En el segundo bloque, se aportaron tres soluciones nutritivas, en las que parte de los nitratos se reemplazaron por iones cloruro representando un 0, 20 y 40% respecto del nitrógeno total.

Periódicamente se determinó el contenido en clorofilas (extracción mediante acetona y medidor SPAD-502), color, concentración de nitratos (reflectometría), porcentaje de nitrógeno total (Kjeldahl) y fósforo, así como la actividad de la enzima nitrato-reductasa. Al final del ciclo se determinó la producción y la incidencia de fisiopatías.

Los resultados mostraron que el cultivar 'Cuartana' resultó más resistente a la aparición de 'tipburn', cuya incidencia fue más severa en ciclos estivales y bajo invernadero, pero se consiguió disminuirla con incrementos de la humedad relativa. El cultivar 'Santel' presentó una mayor susceptibilidad a la subida a flor prematura, que afectó en mayor medida en condiciones de fotoperiodo corto, mientras que la 'mancha traslucida' se vio favorecida por las condiciones de humedad relativa más baja, siendo más susceptible el cultivar 'Cuartana'. La acumulación de nitratos fue superior en ciclos primaverales-estivales y bajo invernadero. Con el aporte de un 10-20% de amonio en la solución nutritiva y el reemplazo de parte de los nitratos por iones cloruro se redujo el contenido de nitratos de las hojas de escarola sin verse disminuida su calidad comercial. Por otro lado, en nuestras condiciones el medidor SPAD-502 así como el colorímetro no serían herramientas útiles para estimar de manera indirecta el contenido en nitratos y nitrógeno de la planta.

Resum

L'escarola (*Cichorium endivia* L.) és una hortalissa aprofitable per les seues fulles, tant de forma directa, com en presentacions de 'IV gama'. L'acumulació de nitrats en aquest tipus d'hortalisses, és un factor a tenir en compte en el seu cultiu, ja que la seua ingesta té efectes perjudicials en la salut humana, i es trova influenciada per factors com la fertilització nitrogenada, la radiació i la temperatura. El 'tipburn', la floració prematura i la 'taca translúcida', són tres de les fisiopaties que afecten a la qualitat comercial de l'escarola. El 'tipburn' es manifesta com una dessecació marginal de les fulles, mentre que la 'taca translúcida' es presenta en forma de taques olioses als limbes.

A aquesta tesi doctoral s'ha estudiat la influència de diferents factors ambiental, como la temperatura i la humitat relativa, així com de la fertilització nitrogenada i del cultivar emprat en l'acumulació de nitrats, incidència de fisiopaties i producció comercial en plantes d'escarola. Per altra banda, s'han establert correlacions entre els diferents paràmetres fisiològics determinats, amb l'objectiu de conèixer, mitjançant algunes d'elles, si els mesuradors portàtils de clorofil·la SPAD-502 i el colorímetre es podrien utilitzar per a determinar de forma indirecta el contingut en nitrats i nitrogen total.

Per assolir aquestos objectius, es varen realitzar diferents experiments emprant en tots ells cultivars d'escarola de fulla llisa ('Cuartana', 'Natacha', 'Santel') que foren cultivats tant a l'aire lliure com a l'hivernacle, amb distints nivells d'humitat en diferents cicles de cultiu.

Quan a la fertilització nitrogenada, els experiments es varen dividir en dos grups. En el primer d'ells es varen dur a terme diferents assaigs en els quals, es va modificar la ratio $\text{NH}_4^+/\text{NO}_3^-$ variant el percentatge de nitrogen aplicat en forma d'amoni (0, 5, 10 y 20%). En el segon bloc, s'aportaren tres solucions nutritives, en les quals part dels nitrats van ser

reemplaçats per ions clorur, representant un 0,20 y 40% respecte del nitrogen total.

Periòdicament es va determinar el contingut en clorofil·les (mitjançant extracció amb acetona i amb el mesurador SPAD-502), el color, la concentració de nitrats (reflectometria), percentatge de nitrogen (Kjeldahl) i fòsfor, així com l'activitat de l'enzima nitrat-reductasa. A la fi de cada cicle de cultiu es va determinar la producció i la incidència de fisiopaties.

Els resultats mostraren que el cultivar 'Cuartana' va ser més resistent a l'aparició de 'tipburn'. Fisiopatia que va aparèixer amb més intensitat en cicles estivals i en hivernacle, però que es va reduir amb increments de la humitat relativa. El cultivar 'Santel' presentà una major susceptibilitat a la floració prematura, que va afectar en major mesura en condicions de fotoperíode curt. La 'taca translúcida' es va veure afavorida per les condicions d'humitat relativa més baixa, sent més susceptible el cultivar 'Cuartana'.

L'acumulació de nitrats va ser superior en els cicles de primavera i estiu i en el cultiu a l'hivernacle. Amb l'aplicació d'un 10-20% d'amoni en la solució nutritiva i el reemplaçament de part dels nitrats per ions clorur, es va reduir el contingut de nitrats en les fulles d'escarola, sense veure un descens en la qualitat comercial. D'altra banda, en les nostres condicions, el mesurador SPAD-502, així com el colorímetre, no serien unes eines útils per estimar de manera indirecta el contingut en nitrats i nitrogen de la planta.

Abstract

Endive (*Cichorium endivia* L.) is a leafy vegetable mainly used in ready-to use salads. Nitrate accumulation, is a serious problem in this type of vegetables, because when ingested, nitrate has toxic effects in the human health. Solar radiation, nitrogen fertilization and temperature are some factors that affect nitrate concentration in leaves. 'Tipburn', bolting and 'glassines' are some physiological disorders that appears in endives and impairs their marketable quality. 'Tipburn' is characterized by necrosis on the outside of leaves, and 'glassines' is associated with oil spots on leaves.

In this thesis have been studied the influence of different environmental factors (temperature, relative humidity), nitrogen fertilization and cultivar in the nitrate accumulation, the incidence of physiological disorders and marketable production. Also, we studied the correlations between different parameters in order to know, with some of this, if the chlorophyll meters SPAD-502 and the colorimeter could be useful for estimating indirectly nitrate and nitrogen content in endives.

Different experiments were realized using broad-leaved endive cultivars ('Cuartana', 'Natacha', 'Santel') that were cultivated in open-field and in greenhouse with different humidity levels in different seasons.

Regarding nitrogen fertilization, the experiments were separated in two groups. In the first group the $\text{NH}_4^+/\text{NO}_3^-$ ratio was modified, increasing the percentage of nitrogen applied in ammonium form (0, 5, 10, 20%). In the second, three nutrient solutions were applied. In these solutions, a part of the nitrates were replaced by chloride (0, 20, 40% of total nitrogen).

Periodically, the chlorophyll content (extracted by acetone and measured with a chlorophyll meter SPAD-502), color parameters, nitrate concentration (reflectometry), total nitrogen (Kjeldahl) and phosphorus were determined. Also nitrate reductase activity was measured. At the end of each cycle

the production and the incidence of physiological disorders were determined.

Results showed that cv. 'Cuartana' was more resistant to 'tipburn'. The hottest cycles and greenhouse favored the incidence of 'tipburn', but increasing the relative humidity we achieved reduced it. Cv. 'Santel' presented the highest susceptibility to bolting in conditions of short photoperiod. 'Glassines' was favored by low relative humidity, and cv. 'Cuartana' was the most susceptible.

Nitrate accumulation was higher in spring-summer cycles and in greenhouse. Applying a 10-20% of ammonium with the nutrient solution and replacing part of the nitrates by chloride, nitrate concentration in endive leaves was reduced, maintaining the quality of the plants.

In the other hand, in our conditions, the chlorophyll meter SPAD-502 and the colorimeter wouldn't be useful for estimate indirectly the nitrate and nitrogen content in plants.

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Origen botánico y generalidades	1
1.2. Material vegetal	5
1.3. Importancia económica	6
1.4. Acumulación de nitratos	8
1.5. Asimilación del nitrógeno	10
1.5.1. Reducción del nitrato	11
1.5.2. Asimilación del amonio	13
1.6. Factores influyentes en la acumulación de nitratos	13
1.6.1. Genotipo	14
1.6.2. Fertilización	15
1.6.3. Radiación y temperatura	16
1.7. Determinación del contenido de nitrógeno y nitratos	18
1.7.1. Método Kjeldahl	18
1.7.2. Tiras sensibles de nitratos	19
1.7.3. Medidores SPAD	20
1.7.4. Contenido en carotenos	22
1.7.5. Medidas de color	23
1.8. Índices de crecimiento	26
1.9. Fisiopatías	27
1.9.1. ‘Tipburn’	27
1.9.1.1. Factores externos	31
1.9.1.1.1. Luz y temperatura	31
1.9.1.1.2. Humedad relativa	32
1.9.1.1.3. Fertilización	35
1.9.1.2. Factores genéticos	36
1.9.2. Subida a flor prematura	37
1.9.3. ‘Mancha translúcida’	38
1.10. Objetivos	39
2. ESTUDIOS PREVIOS	41
2.1. Material y métodos	41
2.1.1. Características comunes	41
2.1.2. Experimento 1: Evolución de distintos parámetros fisiológicos en diferentes partes del pseudocogollo	44
2.1.3. Experimento 2: Caracterización del color y SPAD en la hoja	46
2.1.4. Parámetros medidos	47
2.1.4.1. Medidas de color	47
2.1.4.2. Determinación indirecta de clorofilas. Valores SPAD	48
2.1.4.3. Determinación directa de clorofilas	49

2.1.4.4. <u>Análisis de nitratos</u>	52
2.1.4.4.1.Toma de muestras.....	52
2.1.4.4.2.Método de análisis utilizado, cálculos y operaciones realizadas para obtener el contenido en nitratos.....	52
2.1.4.5. <u>Determinación del nitrógeno total</u>	56
2.1.4.6. <u>Determinación de azúcares</u>	60
2.1.5.Análisis estadístico	63
2.2.Resultados del experimento sobre la evolución de distintos parámetros fisiológicos en el pseudocogollo	64
2.2.1.Resultados ciclo C1.....	64
2.2.2.Resultados ciclo C2.....	66
2.2.3.Resultados ciclo C3.....	69
2.3.Resultados del experimento de caracterización del color y SPAD en la hoja	73
2.3.1.Parte externa del pseudocogollo.....	73
2.3.2.Parte media del pseudocogollo.....	75
2.3.3.Parte interna del pseudocogollo.....	77
2.4.Discusión de los resultados correspondientes a los estudios previos	79
2.5.Conclusiones del capítulo	82
3. EFECTO DE DIFERENTES MODALIDADES DE CULTIVO, CICLOS, CULTIVARES Y SOLUCIONES NUTRITIVAS EN LA ACUMULACIÓN DE NITRATOS E INCIDENCIA DE FISIOPATÍAS	83
3.1.Material y métodos	83
3.1.1.Características comunes a todos los experimentos.....	83
3.1.2.Experimentos de la campaña 2013-2014.....	85
3.1.3.Experimentos de la campaña 2014-2015.....	85
3.1.4.Parámetros estudiados.....	86
3.1.4.1. <u>Determinación del color</u>	87
3.1.4.2. <u>Determinación del contenido en clorofilas</u>	87
3.1.4.3. <u>Análisis del contenido de nitratos</u>	88
3.1.4.4.Evaluación de la incidencia de las fisiopatías.....	88
3.1.4.4.1.Evaluación de la incidencia de ‘tipburn’.....	88
3.1.4.4.2.Evaluación de la subida a flor prematura.....	90
3.1.4.5. <u>Producción comercial</u>	91
3.1.5.Medida de la humedad relativa y la temperatura.....	91
3.1.6.Análisis estadístico de los resultados.....	93
3.2.Resultados y discusión de los experimentos de la campaña 2013-2014	94
3.2.1.Resultados ciclo C1.....	94
3.2.2. Resultados ciclo C2.....	106

3.2.3.Resultados ciclo C3.....	118
3.2.4.Resultados comparación entre ciclos.....	130
3.2.5.Correlaciones entre parámetros.....	135
3.2.6.Discusión de los resultados	138
3.3. Resultados y discusión de los experimentos de la campaña	
<u>2014-2015</u>	145
3.3.1.Resultados ciclo C1.....	145
3.3.2.Resultados ciclo C2.....	152
3.3.3.Resultados ciclo C3.....	161
3.3.4.Resultados ciclo C4.....	171
3.3.5.Resultados ciclo C5.....	182
3.3.6.Resultados comparación entre ciclos.....	192
3.3.7.Correlaciones entre parámetros.....	198
3.3.8.Discusión de los resultados	200
3.4. <u>Conclusiones del capítulo.</u>	205
4. EFECTO DE DIFERENTES NIVELES DE HUMEDAD,	
<u>MODALIDAD DE CULTIVO, CULTIVARES Y CICLOS EN</u>	
<u>LA ACUMULACIÓN DE NITRATOS E INCIDENCIA DE</u>	
<u>FISIOPATÍAS.</u>	207
4.1. <u>Material y métodos</u>	207
4.1.1.Características comunes a ambos experimentos	207
4.1.2.Experimento año 2013	208
4.1.3.Experimentos campaña 2013-2014	209
4.1.4.Parámetros estudiados.....	210
4.1.4.1. <u>Determinación de parámetros fisiológicos</u>	210
4.1.4.2. <u>Evaluación de la producción e incidencia de fisiopatías</u>	211
4.1.4.3. <u>Evaluación de la afección de ‘mancha translúcida’</u>	211
4.1.5.Medida de la humedad relativa y la temperatura	212
4.1.6.Análisis estadístico de los resultados	214
4.1.7.Incidencias	215
4.2. <u>Resultados y discusión experimento año 2015.</u>	216
4.2.1.Resultados ciclo C1.....	216
4.2.2.Resultados ciclo C2.....	229
4.2.3.Resultados de la comparación entre ciclos.....	249
4.2.4.Correlaciones entre parámetros.....	255
4.2.5.Discusión de los resultados	257
4.3. <u>Resultados y discusión experimentos campaña 2013-2014</u> ...	264
4.3.1.Resultados ciclo C1.....	264
4.3.2.Resultados ciclo C2.....	288
4.3.3.Resultados de la comparación entre ciclos.....	306
4.3.4. Correlaciones entre parámetros.....	312
4.3.5.Discusión de los resultados	314

4.4. Conclusiones del capítulo	320
5. MODELIZACIÓN DE DISTINTAS VARIABLES FISIOLÓGICAS	323
5.1. Material y métodos	323
5.1.1. Características del experimento	323
5.1.2. Parámetros estudiados	325
5.1.2.1. <u>Determinación del color</u>	325
5.1.2.2.1. <u>Determinación indirecta</u>	325
5.1.2.2.2. <u>Extracción directa de clorofilas</u>	326
5.1.2.2. <u>Determinación del contenido en clorofilas</u>	325
5.1.2.3. <u>Análisis del contenido de nitratos</u>	326
5.1.2.4. <u>Determinación de nitrógeno</u>	326
5.1.3. Medida de la humedad relativa y la temperatura	327
5.1.4. Análisis estadístico	327
5.2. Resultados y discusión	328
5.2.1. Resultados ciclo C1	328
5.2.1.1. <u>Evolución de los parámetros fisiológicos</u>	328
5.2.1.2. <u>Correlaciones entre parámetros fisiológicos</u>	330
5.2.2. Resultados ciclo C2	340
5.2.2.1. <u>Evolución de los parámetros fisiológicos</u>	340
5.2.2.2. <u>Correlaciones entre parámetros fisiológicos</u>	341
5.2.3. Discusión de los resultados	347
5.3. Conclusiones del capítulo	351
6. EFECTO DE LA MODIFICACIÓN DE LA RATIO NO⁻³: NH⁺⁴ EN LA ACUMULACIÓN DE NITRATOS E INCIDENCIA DE FISIOPATÍAS	353
6.1. Material y métodos	353
6.1.1. Características comunes	353
6.1.2. Experimento del año 2015	353
6.1.2.1. <u>Diseño experimental</u>	355
6.1.2.2. <u>Fechas de muestreos</u>	356
6.1.3. Experimentos campaña 2015-2016	357
6.1.3.1. <u>Diseño experimental</u>	359
6.1.3.2. <u>Fechas muestreos</u>	359
6.1.4. Experimento del año 2016	360
6.1.4.1. <u>Diseño experimental</u>	362
6.1.4.2. <u>Fechas de muestreos</u>	362
6.1.5. Parámetros estudiados	363
6.1.5.1. <u>SPAD, parámetros de color y contenido de nitratos</u>	363
6.1.5.2. <u>Evaluación de la producción e incidencia de fisiopatías</u>	36
6.1.5.3. <u>Determinación de macronutrientes</u>	364
6.1.5.3.1. <u>Determinación de nitrógeno</u>	364

6.1.5.3.2.Determinación de fósforo.....	364
6.1.5.4.Determinación de la enzima nitrato-reductasa.....	369
6.1.6.Determinación de la tasa relativa de crecimiento.....	378
6.1.7.Determinación del índice de área foliar (IAF).....	378
6.1.8.Medida del pH y la conductividad eléctrica (CE)	379
6.1.9.Datos meteorológicos.....	381
6.1.10. Análisis estadístico.....	382
6.2.Resultados y discusión de los experimentos del año 2015.....	383
6.2.1.Resultados ciclo C1.....	383
6.2.2.Resultados ciclo C2.....	395
6.2.3.Comparación de ciclos	409
6.2.4.Correlaciones entre los parámetros.....	427
6.2.5.Índices de crecimiento.....	429
6.2.6.Discusión de los resultados	432
6.3.Resultados y discusión experimentos campaña 2015-2016... 440	440
6.3.1.Resultados ciclo C1.....	440
6.3.2.Resultados ciclo C2.....	455
6.3.3.Comparación entre ciclos	471
6.3.4.Correlaciones entre los parámetros.....	494
6.3.5.Índices de crecimiento.....	496
6.3.6.Discusión de los resultados	499
6.4.Resultados y discusión experimento 2016 en cámara de cultivo	505
6.4.1.Temperatura 15-18°C	505
6.4.2.Temperatura 15-21°C	512
6.4.3.Temperatura 15-24°C	519
6.4.4.Comparación de temperaturas de manejo en cámara climática	525
6.4.5.Discusión de los resultados	536
6.5.Conclusiones del capítulo.....	539
7.EFECTO DE LA APLICACIÓN DE CLORUROS SOBRE LA SOLUCIÓN NUTRITIVA EN LA ACUMULACIÓN DE NITRATOS.....	541
7.1.Material y métodos.....	541
7.1.1. Características comunes	541
7.1.2.Experimento año 2015	542
7.1.2.1.Diseño experimental.....	544
7.1.2.2.Fechas de muestreo	545
7.1.3.Experimento campaña 2015-2016.....	545
7.1.3.1.Diseño experimental.....	547
7.1.3.2.Fechas de muestreo	548
7.1.4.Experimento año 2016	548

7.1.4.1. <u>Diseño experimental</u>	549
7.1.4.2. <u>Fechas de muestreo</u>	549
7.1.5. Parámetros estudiados	550
7.1.5.1. <u>Valores SPAD, parámetros de color y contenido en nitratos</u>	550
7.1.5.2. <u>Evaluación de la producción e incidencia de fisiopatías</u>	551
7.1.5.3. <u>Determinación de macronutrientes</u>	552
7.1.5.3.1. <u>Determinación del nitrógeno</u>	552
7.1.5.3.2. <u>Determinación del fósforo</u>	552
7.1.5.4. <u>Determinación de la actividad nitrato reductasa</u>	553
7.1.5.5. <u>Determinación de cloruros en tejidos vegetales (Experimento año 2015)</u>	553
7.1.5.6. <u>Determinación del contenido de azúcares de las hojas (Experimento campaña 2015-2016)</u>	554
7.1.5.7. <u>Materia fresca y seca de la parte aérea y de la raíz (Experimento 2016)</u>	556
7.1.6. Tasa de crecimiento (Experimentos 2015 y campaña 2015-20116)	556
7.1.7. Índice de área foliar (Experimentos 2015 y campaña 2015-20116)	557
7.1.8. Medida del pH y la CE (Experimentos 2015 y campaña 2015-2016)	557
7.1.9. Datos climatológicos	559
7.1.10. Análisis estadístico	560
7.2. Resultados y discusión	561
7.2.1. Resultados del experimento correspondiente al año 2015	561
7.2.1.1. <u>Resultados correspondientes a las soluciones S1 y S2</u>	561
7.2.1.2. <u>Resultados correspondientes a los 42 DDT (Soluciones nutritivas S1, S2, S3 y S4)</u>	572
7.2.2. Resultados del experimento de la campaña 2015-2016	579
7.2.3. Resultados del experimento correspondiente al año 2016	597
7.2.4. Correlaciones entre los parámetros	603
7.2.5. Índices de crecimiento	605
7.2.6. Discusión de los resultados	610
7.3. Conclusiones del capítulo	617
8. DISCUSIÓN GENERAL	619
9. CONCLUSIONES GENERALES	631
10. BIBLIOGRAFÍA	635
ANEJO DE LOS DATOS CLIMÁTICOS REGISTRADOS EN LOS EXPERIMENTOS	673

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 2.1.1.1. Composición de la solución nutritiva ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$)... 44	44
Cuadro 2.1.2.1. Fechas de siembra, plantación y recolección. 44	44
Cuadro 2.1.3.1. Fechas de siembra, plantación y recolección 46	46
Cuadro 3.1.1.1. Composición de la solución nutritiva ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$)... 84	84
Cuadro 3.1.2.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección de cada ciclo..... 85	85
Cuadro 3.1.3.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en cada ciclo..... 86	86
Cuadro 3.1.5.1. Valores medios de temperatura (T_m), humedad relativa (HR) y radiación (aire libre) en los diferentes ciclos y modalidades de cultivo. Experimentos campaña 2013-2014. 92	92
Cuadro 3.1.5.2. Valores medios de temperatura (T_m), humedad relativa (HR) y radiación (aire libre) en los diferentes ciclos y modalidades de cultivo. Experimentos campaña 2014-2015. 93	93
Cuadro. 4.1.1.1. Composición de la solución nutritiva ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$) 208	208
Cuadro 4.1.2.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en cada ciclo..... 209	209
Cuadro 4.1.3.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en cada ciclo..... 209	209
Cuadro 4.1.5.1. Experimentos 2013. Valores medios de temperatura (T_m), humedad relativa (HR) y radiación (aire libre) en los diferentes ciclos y modalidades de cultivo..... 214	214
Cuadro 4.1.5.2. Experimentos campaña 2013- 2014. Valores medios de temperatura (T_m), humedad relativa (HR) y radiación (aire libre) en los diferentes ciclos y modalidades de cultivo. 214	214
Cuadro 5.1.1.1. Composición de la solución nutritiva ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$). 323	323
Cuadro 5.1.1.2. Fechas los muestreos realizados. Ciclo C1 324	324
Cuadro 5.1.1.3. Fechas los muestreos realizados. Ciclo C2 324	324
Cuadro 6.1.2.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en cada ciclo..... 354	354
Cuadro 6.1.2.2. Composición de las soluciones nutritivas ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$) 354	354
Cuadro 6.1.2.3. Fechas de muestreos..... 356	356
Cuadro 6.1.3.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en cada ciclo..... 357	357
Cuadro 6.1.3.2. Composición de las soluciones nutritivas ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$) 358	358
Cuadro 6.1.3.3. Fechas de muestreos..... 360	360
Cuadro 6.1.4.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en los diferentes ciclos..... 361	361

Cuadro 6.1.4.2. Composición de las soluciones nutritivas (mmol·L ⁻¹)	362
Cuadro 6.1.4.3. Fechas de muestreos.....	363
Cuadro 7.1.2.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección	542
Cuadro 7.1.2.2. Composición de las soluciones nutritivas Experimento 2015 (mmol·L ⁻¹)	543
Cuadro 7.1.2.3. Fechas de muestreos (días después del trasplante)	545
Cuadro 7.1.3.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección	545
Cuadro 7.1.3.2. Composición de las soluciones (mmol·L ⁻¹).....	546
Cuadro 7.1.3.3. Fechas de muestreo (días después del trasplante) .	548
Cuadro 7.1.3.4. Fechas de muestreo (días después del trasplante) .	550

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.1. Escala de color L, a*, b*. (HunterLab,2012).....	24
Figura 1.2. Tonos correspondientes al ángulo Hue. (Sowards, 2016)	25
Figura 2.1.1. Distribución de las zonas de la hoja.....	47
Figura 3.2.1.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción: cultivar x solución (A), cultivar x modalidad (B)	103
Figura 3.2.1.2. Porcentaje de plantas subidas a flor. Interacción: cultivar x solución (A). Interacción cultivar x modalidad (B).	104
Figura 3.2.1.3. Porcentaje incursión del esbozo floral. Interacción cultivar x modalidad.....	105
Figura 3.2.1.4. Concentración de nitratos. Interacción cultivar x modalidad (A), solución x modalidad (B).....	105
Figura 3.2.2.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad.....	115
Figura 3.2.2.2. Peso medio comercial. Interacción cultivar x modalidad.....	115
Figura 3.2.2.3. Porcentaje de ‘tipburn’. Interacción cultivar x modalidad.....	116
Figura 3.2.2.4. IMTB. Interacción cultivar x modalidad	116
Figura 3.2.2.5. Interacción cultivar x modalidad. Ángulo Hue (A). Interacción solución x modalidad. Luminosidad (B), Croma (C)	117
Figura 3.2.2.6. Valores SPAD. Interacción solución x modalidad.	118
Figura 3.2.3.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad.....	127
Figura 3.2.3.2. Porcentaje de ‘tipburn’.....	127
Figura 3.2.3.3. Interacción cultivar x modalidad. (A) IMTB. (B) IPTB	128
Figura 3.2.3.4. Croma. Interacción solución x modalidad	129
Figura 3.2.3.5. Concentración de nitratos. Interacción cultivar x modalidad.....	129
Figura 3.3.1.1. % Incursión esbozo floral. Interacción cultivar x modalidad.....	151
Figura 3.3.2.1. IMTB. Interacción cultivar x solución.....	160
Figura 3.3.3.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad.....	169
Figura 3.3.3.2. Porcentaje de ‘tipburn’. Interacción cultivar x modalidad.....	169
Figura 3.3.3.3. IPTB. Interacción cultivar x solución.....	170
Figura 3.3.3.4. % Incursión esbozo floral. Interacción cultivar x modalidad.....	170

Figura 3.3.4.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad.....	179
Figura 3.3.4.2. Porcentaje de plantas con ‘tipburn’. Interacción cultivar x modalidad.....	179
Figura 3.3.4.3. IMTB. Interacción cultivar x modalidad	180
Figura 3.3.4.4. Porcentaje de Incursión del esbozo floral. Interacción solución x modalidad	180
Figura 3.3.4.5. Croma. Interacción solución x modalidad	181
Figura 3.3.5.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad.....	190
Figura 3.3.5.2. Porcentaje de ‘tipburn’. Interacción cultivar x modalidad.....	190
Figura 3.3.5.3. IMTB. Interacción cultivar x modalidad	191
Figura 3.3.5.4. Porcentaje de incursión esbozo floral. Interacción cultivar x modalidad.....	191
Figura 4.2.1.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B)	226
Figura 4.2.1.2. Porcentaje de plantas con ‘tipburn’. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B)	227
Figura 4.2.1.3. IMTB. Interacción humedad x modalidad	228
Figura 4.2.2.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad.....	241
Figura 4.2.2.2. Peso medio comercial. Interacción humedad x modalidad.....	241
Figura 4.2.2.3. Porcentaje de plantas con ‘tipburn’ Interacción cultivar x humedad (A) Interacción cultivar x modalidad (B)	242
Figura 4.2.2.4. Porcentaje de plantas subidas a flor. Interacción cultivar x humedad (A) Interacción cultivar x modalidad (B). Interacción humedad-modalidad (C).....	243
Figura 4.2.2.5. IMTB. Interacción cultivar x humedad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).....	244
Figura 4.2.2.6. IPTB. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B)	245
Figura 4.2.2.7. Porcentaje incursión del esbozo floral Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B). .	246
Figura 4.2.2.8. Ángulo Hue. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción humedad x modalidad (B)	247
Figura 4.2.2.9. Croma. Interacción humedad x modalidad	248
Figura 4.2.2.10. Concentración de nitratos Interacción humedad x modalidad.....	248
Figura 4.3.1.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x humedad (A) Interacción cultivar x modalidad (B) Interacción	

humedad x modalidad (C)	279
Figura 4.3.1.2. Peso medio plantas comerciales. Interacción humedad x modalidad	280
Figura 4.3.1.3. Porcentaje de plantas con ‘tipburn’. Interacción cultivar x humedad (A) Interacción cultivar x modalidad (B) Interacción humedad x modalidad (C)	281
Figura 4.3.1.4. Porcentaje de plantas subidas a flor. Interacción cultivar x humedad	282
Figura 4.3.1.5. IMTB. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción humedad x modalidad (B)	282
Figura 4.3.1.6. Porcentaje de incursión de esbozo floral. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar X modalidad (B) ...	283
Figura 4.3.1.7. Luminosidad. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B)	284
Figura 4.3.1.8. Croma. Interacción humedad x modalidad	285
Figura 4.3.1.9. Valores SPAD. Interacción cultivar x humedad. Interacción humedad x modalidad (B)	286
Figura 4.3.1.10. Concentración de nitratos. Interacción cultivar x modalidad	287
Figura 4.3.2.1. Porcentaje de plantas comerciales Interacción cultivar x humedad (A) Interacción humedad x modalidad (B)	301
Figura 4.3.2.2. Peso medio plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad	302
Figura 4.3.2.3. Porcentaje de plantas con ‘tipburn’. Interacción cultivar x humedad (A) Interacción humedad x modalidad (B) ...	302
Figura 4.3.2.4. Porcentaje de plantas con ‘tipburn’ y subidas a flor. Interacción cultivar x humedad. (A) Interacción cultivar x modalidad (B) Interacción humedad-modalidad (C)	303
Figura 4.3.2.5. Interacción humedad x modalidad. IMTB (A). IPTB (B)	304
Figura 4.3.2.6. Porcentaje de esbozo floral. Interacción cultivar x humedad (A) Interacción cultivar x humedad (B) Interacción humedad x modalidad (C)	305
Figura 5.2.1.1. Cambios en el contenido en clorofila a, clorofila b y clorofila total durante el ciclo de cultivo	335
Figura 5.2.1.2. Cambios en el contenido en carotenos a lo largo del ciclo de cultivo	336
Figura 5.2.1.3. Cambios en los valores SPAD a lo largo del ciclo de cultivo	336
Figura 5.2.1.4. Cambios en la luminosidad, ángulo Hue (°H) y Cromo (C) a lo largo del ciclo de cultivo	337
Figura 5.2.1.5. Cambios en el contenido de nitratos a lo largo del	

ciclo de cultivo	338
Figura 5.2.1.6. Cambios en el porcentaje de nitrógeno total a lo largo del ciclo de cultivo	338
Figura 5.2.2.1. Cambios en la luminosidad, ángulo Hue (°H) y Croma (C) a lo largo del ciclo de cultivo	344
Figura 5.2.2.2. Cambios en los valores SPAD a lo largo del ciclo de cultivo.....	345
Figura 5.2.2.3. Cambios en el contenido de nitratos a lo largo del ciclo de cultivo	345
Figura 6.1.1. Evolución del pH (A) y la CE ($\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$) a lo largo del experimento del año 2015	381
Figura 6.2.1.1. Interacción solución x DDT. Ángulo Hue (A). Croma (B)	394
Figura 6.2.2.1. Interacción solución x DDT. Ángulo Hue (A). Croma (B)	407
Figura 6.2.2.2. Porcentaje de fósforo. Interacción solución x DDT	408
Figura 6.2.3.1. Interacción ciclo x DDT (A). Ángulo Hue. (B). Croma	423
Figura 6.2.3.2. Interacción solución x DDT (A). Ángulo Hue (B) Croma.....	424
Figura 6.2.3.3. Concentración de nitratos	425
Figura 6.2.3.4. Actividad Nitrato Reductasa.....	425
Figura 6.2.3.5. Interacción ciclo x DDT. (A) Porcentaje de nitrógeno (B) Porcentaje de fósforo	426
Figura 6.2.3.6 Interacción ciclo x DDT	427
Figura 6.2.5.1. Respuesta de la Tasa Relativa de Crecimiento (TRC) a diferentes niveles de amonio en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo.....	430
Figura 6.2.5.2. Respuesta del índice de área foliar a diferentes niveles de amonio en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo.....	431
Figura 6.3.1.1. Interacción solución x DDT. Luminosidad (A) Ángulo Hue (B).....	453
Figura 6.3.1.2. Valores SPAD. Interacción solución x DDT	454
Figura 6.3.2.1. Interacción solución x DDT. Luminosidad (A) Ángulo Hue (B). Croma (C).....	469
Figura 6.3.2.2. SPAD. Interacción solución x DDT	470
Figura 6.3.2.3. Actividad de la enzima Nitrato Reductasa. Interacción solución x DDT	470
Figura 6.3.2.4. Peso fresco raíz. . Interacción solución x DDT	471
Figura 6.3.3.1. Interacción ciclo x DDT (A). Luminosidad. (B) Ángulo Hue. (C) Croma.....	487
Figura 6.3.3.2. Interacción solución x DDT. (A) Luminosidad (B)	

Ángulo Hue (C) Croma	488
Figura 6.3.3.3. Valores SPAD. Interacción ciclo x DDT (A). Interacción solución x DDT (B).....	489
Figura 6.3.3.4. Concentración de nitratos. Interacción ciclo x DDT	490
Figura 6.3.3.5. Actividad enzima Nitrato Reductasa. Interacción ciclo x DDT (A). Interacción solución x DDT (B).....	491
Figura 6.3.3.6. Porcentaje de nitrógeno total. Interacción ciclo x solución	492
Figura 6.3.3.7. Interacción ciclo x DDT. (A) Porcentaje de nitrógeno total. (B) Porcentaje de fósforo	493
Figura 6.3.5.1. Respuesta de la Tasa Relativa de Crecimiento (TRC) a diferentes niveles de amonio en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo.....	497
Figura 6.3.5.2. Respuesta del índice de área foliar a diferentes niveles de amonio en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo.....	498
Figura 6.4.4.1. Concentración de nitratos. Interacción temperatura x DDT.....	534
Figura 6.4.4.2. Actividad enzima nitrato reductasa. Interacción temperatura x DDT	534
Figura 6.4.4.3. Porcentaje de nitrógeno. Interacción temperatura x DDT.....	535
Figura 7.1.1. Evolución del pH (A) y la CE ($\text{ds}\cdot\text{m}^{-1}$) (B) a lo largo del Experimento 2015	558
Figura 7.1.2. Evolución del pH (A) y la CE ($\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$) (B) a lo largo del Experimento de la campaña 2015-2016	559
Figura 7.2.1.1. Concentración de nitratos. Interacción cloruro x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p\leq 0.05$).....	571
Figura 7.2.2.1. Croma. Interacción cloruro x DDT.....	594
Figura 7.2.2.2. Interacción amonio x DDT. Ángulo Hue (A). Croma (B)	594
Figura 7.2.2.3. Concentración de nitratos. Interacción cloruro x DDT	595
Figura 7.2.2.4. Actividad enzima nitrato reductasa. Interacción cloruro x amonio (A). Interacción cloruro x DDT (B). Interacción amonio x DDT (C)	596
Figura 7.2.3.1. Materia fresca parte aérea. Interacción cloruro x DDT	601
Figura 7.2.3.2. Materia seca parte aérea. Interacción cloruro x DDT	602
Figura 7.2.5.1. Tendencia de la tasa de crecimiento (%) según las	

distintas concentraciones de cloruro a lo largo de los días.....	606
Figura 7.2.5.2. Tendencia de la tasa de crecimiento (%) según las distintas concentraciones de amonio a lo largo de los días	607
Figura 7.2.5.3. Respuesta del índice de área foliar a diferentes niveles de cloruro en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo	608
Figura 7.2.5.4. Respuesta del índice de área foliar a diferentes niveles de amonio en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo	609

ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

Fotografía 2.1. Invernadero tipo Venlo.....	42
Fotografías 2.2. y 2.3. “Cooling system” y calefacción.....	42
Fotografía 2.4. Bandejas de semillero.....	43
Fotografía 2.5. Bandeja de drenaje	43
Fotografía 2.6. Colorímetro	48
Fotografía 2.7. Medidor SPAD-502.....	49
Fotografía 2.8. Extracción de clorofilas en disolvente.....	50
Fotografía 2.9. Espectrofotómetro	50
Fotografía 2.10. Triturado de los nervios.....	53
Fotografía 2.11. Tiras soporte del reactivo para la medición de nitratos.....	55
Fotografía 2.12. Medidor de nitratos por reflectometría.....	55
Fotografía 2.13. Destilador Kjeltex.....	59
Fotografía 2.14. Valoración	59
Fotografía 2.15. Liofilizador.....	60
Fotografía 2.16. “Speed vac”	61
Fotografía 2.17. Filtrado de las muestras.....	62
Fotografía 3.1. Cultivar ‘Cuartana’	84
Fotografía 3.2. Cultivar ‘Santel’	84
Fotografía 3.3. (A) Planta sana. (B) Grado 1 ‘tipburn’. (C) Grado 2 ‘tipburn’. (D). Grado 3 ‘tipburn’.....	89
Fotografía 3.4. Medida del esbozo floral	91
Fotografías 3.5 y 3.6. Sensores climáticos.....	92
Fotografía 4.1. Invernadero. Condiciones control y bajo túnel.....	208
Fotografía 4.2. Aire libre .Condiciones control y bajo túnel.....	208
Fotografía 4.3. Hojas sana (A) y afectadas por ‘mancha translúcida’. (B) Afección ligera. (C) Afección media. (D) Afección alta	212
Fotografía 4.4. Planta afectada por el exceso de temperatura.....	215
Fotografía 6.1. Plantación en invernadero	353
Fotografía 6.2. Cultivo en botes de plástico.....	357
Fotografía 6.3. Cámara de cultivo.....	360
Fotografía 6.4. Muestra en los crisoles	367
Fotografía 6.5. Lámpara de infrarrojos	367
Fotografía. 6.6. Determinación de fósforo colorimetría	368
Fotografía 6.7. Discos de los limbos con solución tampón.....	376
Fotografía 6.8. Determinación actividad de la enzima nitrato reductasa.....	377
Fotografía 6.9. Medidor de área foliar.....	379
Fotografía 6.10. Medidor de pH	380
Fotografía 6.11. Conductímetro.....	380
Fotografía 7.1. Vista general del invernadero.....	541

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 2.2.1.1. Parámetros de color y SPAD..... 65

Tabla 2.2.1.2. Concentración de nitratos..... 65

Tabla 2.2.2.1. Parámetros de color y valores SPAD 68

Tabla 2.2.2.2. Concentración de clofofilas y carotenos 68

Tabla 2.2.2.3. Concentración de nitratos. Porcentaje de nitrógeno... 69

Tabla 2.2.3.1. Parámetros de color. Valores SPAD 71

Tabla 2.2.3.2. Concentración de nitratos. Porcentaje de nitrógeno... 71

Tabla 2.2.3.3. Contenido en azúcares..... 72

Tabla 2.3.1.1. Parámetros de color y SPAD en diferentes zonas de
hojas de la parte externa del pseudocogollo,..... 74

Tabla 2.3.2.1. Parámetros de color y SPAD en diferentes zonas de
hojas de la parte media del pseudocogollo..... 76

Tabla 2.3.3.1. Parámetros de color y SPAD en diferentes zonas de
hojas de la parte interna del pseudocogollo 78

Tabla 3.2.1.1. Producción comercial y no comercial (C1) 99

Tabla 3.2.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1)..... 100

Tabla 3.2.1.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo Hue (H°),
Croma (C) y valores SPAD (C1)..... 101

Tabla 3.2.1.4. Concentración de nitratos (C1)..... 102

Tabla 3.2.2.1. Producción comercial y no comercial (C2) 111

Tabla 3.2.2.2. Incidencia de fisiopatías (C2)..... 112

Tabla 3.2.2.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo Hue (H°),
Croma (C) y valores SPAD (C2)..... 113

Tabla 3.2.2.4. Concentración de nitratos (C2)..... 114

Tabla 3.2.3.1. Producción comercial y no comercial (C3) 123

Tabla 3.2.3.2. Incidencia de fisiopatías (C3)..... 124

Tabla 3.2.3.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo Hue (H°),
Croma (C) y valores SPAD (C3)..... 125

Tabla 3.2.3.4. Concentración de nitratos (C3)..... 126

Tabla 3.2.4.1. Producción comercial y no comercial (Comparación
ciclos)..... 132

Tabla 3.2.4.2. Incidencia de fisiopatías (Comparación de ciclos)... 133

Tabla 3.2.4.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo Hue (H°),
Croma (C) y concentración de nitratos (Comparación de ciclos) 133

Tabla 3.2.4.4. Concentración de nitratos (Comparación de ciclos). 134

Tabla 3.2.5.1. Matriz de correlaciones Ciclo C1 136

Tabla 3.2.5.2. Matriz de correlaciones Ciclo C2..... 136

Tabla 3.2.5.3. Matriz de correlaciones Ciclo C3..... 137

Tabla 3.3.1.1. Producción comercial (C1)..... 148

Tabla 3.3.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1)..... 149

Tabla 3.3.1.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y concentración de nitratos (C1).....	150
Tabla 3.3.2.1. Producción comercial y no comercial (C2).....	156
Tabla 3.3.2.2. Incidencia de fisiopatías (C2).....	157
Tabla 3.3.2.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y valores SPAD (C2).....	158
Tabla 3.3.2.4. Concentración de nitratos (C2).....	159
Tabla 3.3.3.1. Producción comercial y no comercial (C3).....	165
Tabla 3.3.3.2. Incidencia de fisiopatías (C3).....	166
Tabla 3.3.3.3. Parámetros de color: luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y valores SPAD (C3).....	167
Tabla 3.3.3.4. Concentración de nitratos (C3).....	168
Tabla 3.3.4.1. Producción comercial y no comercial (C4).....	175
Tabla 3.3.4.2. Incidencia de fisiopatías (C4).....	176
Tabla 3.3.4.3. Parámetros de color: luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y valores SPAD (C4).....	177
Tabla 3.3.4.4. Concentración de nitratos (C4).....	178
Tabla 3.3.5.1. Producción comercial y no comercial (C5).....	186
Tabla 3.3.5.2. Incidencia de fisiopatías (C5).....	187
Tabla 3.3.5.3. Parámetros de color: luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y valores SPAD (C5).....	188
Tabla 3.3.5.4. Concentración de nitratos (C5).....	189
Tabla 3.3.6.1. Producción comercial y no comercial (Comparación de ciclos).....	194
Tabla 3.3.6.2. Incidencia de fisiopatías (Comparación de ciclos)...	195
Tabla 3.3.6.3. Parámetros de color: luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) (Comparación de ciclos).....	196
Tabla 3.3.6.4. Concentración de nitratos (Comparación de ciclos).....	197
Tabla 3.3.7.1. Matriz de correlaciones ciclo C1.....	198
Tabla 3.3.7.2. Matriz de correlaciones ciclo C2.....	198
Tabla 3.3.7.3. Matriz de correlaciones ciclo C3.....	199
Tabla 3.3.7.4. Matriz de correlaciones ciclo C4.....	199
Tabla 3.3.7.5. Matriz de correlaciones ciclo C5.....	199
Tabla 4.2.1.1. Producción comercial y no comercial (C1).....	221
Tabla 4.2.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1).....	222
Tabla 4.2.1.3. Parámetros de color y valores SPAD (C1).....	223
Tabla 4.2.1.4. Concentración de nitratos (C1).....	224
Tabla 4.2.1.5. Porcentaje de hojas afectadas comerciales y afectadas por mancha translúcida (C1).....	225
Tabla 4.2.2.1. Producción y fisiopatías (C2).....	236
Tabla 4.2.2.2. Incidencia de fisiopatías (C2).....	237
Tabla 4.2.2.3. Parámetros de color y valores SPAD (C2).....	238

Tabla 4.2.2.4. Concentración de nitratos (C2).....	239
Tabla 4.2.2.5. Porcentaje de hojas comerciales y afectadas por mancha translúcida (C2).....	240
Tabla 4.2.3.1. Producción y fisiopatías (Comparación ciclos).....	251
Tabla 4.2.3.2. Incidencia de fisiopatías (Comparación ciclos).....	252
Tabla 4.2.3.3. Parámetros de color, SPAD (Comparación ciclos). 253	
Tabla 4.2.3.4. Concentración de nitratos (Comparación ciclos). ...	253
Tabla 4.2.3.5. “Mancha translúcida” (Comparación de ciclos).....	254
Tabla 4.2.4.1. Matriz de correlaciones ciclo C1.....	256
Tabla 4.2.4.2. Matriz de correlaciones ciclo C2.....	256
Tabla 4.3.1.1. Producción y fisiopatías (C1).....	274
Tabla 4.3.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1).....	275
Tabla 4.3.1.3. Parámetros de color y SPAD (C1).	276
Tabla 4.3.1.4. Concentración de nitratos (C1).....	277
Tabla 4.3.1.5. Porcentaje de hojas sanas y afectadas por ‘Mancha translúcida’ (C1).....	278
Tabla 4.3.2.1. Producción comercial y no comercial (C2).....	296
Tabla 4.3.2.2. Incidencia de fisiopatía (C2).	297
Tabla 4.3.2.3. Parámetros de color y SPAD (C2).	298
Tabla 4.3.2.4. Concentración de nitratos (C2).....	299
Tabla 4.3.2.5. Porcentaje de hojas comerciales y afectadas por mancha translúcida (C2).....	300
Tabla 4.3.3.1. Producción comercial y no comercial (Comparación de ciclos).....	308
Tabla 4.3.3.2. Incidencia de fisiopatías (Comparación de ciclos)...	309
Tabla 4.3.3.3. Parámetros de color y valores SPAD (Comparación de ciclos).....	310
Tabla 4.3.3.4. Concentración de nitratos (Comparación de ciclos). 310	
Tabla 4.3.3.5. ‘Mancha translúcida’. (Comparación de ciclos).....	311
Tabla 4.3.4.1. Matriz de correlaciones ciclo C1.	313
Tabla 4.3.4.2. Matriz de correlaciones ciclo C2.	313
Tabla 5.2.1.1. Evolución del contenido en clorofilas y carotenos. Ciclo C1	332
Tabla 5.2.1.2. Evolución de los parámetros de color y valores SPAD. Ciclo C1.	333
Tabla 5.2.1.3. Evolución de la concentración de nitratos y porcentaje de nitrógeno total. Ciclo 1.	334
Tabla 5.2.1.4. Matriz de correlaciones ciclo C1.....	339
Tabla 5.2.2.1. Evolución de los parámetros de color y valores SPAD. Ciclo C2.	342
Tabla 5.2.2.2. Evolución de la concentración de nitratos y del porcentaje de nitrógeno total. Ciclo C2.....	343

Tabla 5.2.2.3. Matriz de correlaciones C2.....	346
Tabla. 6.2.1.1. Producción comercial y no comercial (C1).....	388
Tabla. 6.2.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1).....	389
Tabla 6.2.1.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Croma (C) y valores SPAD (C1).....	390
Tabla 6.2.1.4. Concentración de nitratos.(C1).....	391
Tabla 6.2.1.5. Actividad de la enzima Nitrato reductasa (C1)	392
Tabla 6.2.1.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo	393
Tabla 6.2.2.1. Producción comercial y no comercial (C2)	401
Tabla 6.2.2.2. Incidencia de fisiopatías (C2).....	402
Tabla 6.2.2.3. Parámetros de color. Valores SPAD. (C2)	403
Tabla 6.2.2.4. Concentración de nitratos (C2).....	404
Tabla 6.2.2.5. Actividad enzima nitrato reductasa (C2).....	405
Tabla 6.2.2.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo (C2)	406
Tabla 6.2.3.1. Producción comercial y no comercial, (Comparación de ciclos)	417
Tabla 6.2.3.2. Incidencia de fisiopatías. (Comparación de ciclos)..	418
Tabla 6.2.3.3. Parámetros de color. Valores SPAD (Comparación de ciclos)	419
Tabla 6.2.3.4. Concentración de nitratos.(Comparación de ciclos).	420
Tabla 6.2.3.5. Actividad Nitrato Reductasa (Comparación de ciclos)	421
Tabla 6.2.3.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno. y fósforo. (Comparación de ciclos).....	422
Tabla 6.2.4.1. Matriz de correlaciones Ciclo C1	428
Tabla 6.2.4.2. Matriz de correlaciones Ciclo C2	429
Tabla 6.3.1.1. Producción comercial y no comercial.	446
Tabla 6.3.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1).....	447
Tabla 6.3.1.3. Parámetros de color y valores SPAD (C1).....	448
Tabla 6.3.1.4. Concentración de nitratos. (C1).....	449
Tabla 6.3.1.5. Actividad enzima Nitrato Reductasa.....	450
Tabla 6.3.1.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo.	451
Tabla 6.3.1.7. Peso fresco raíz.....	452
Tabla 6.3.2.1. Producción comercial y no comercial (C2).....	462
Tabla 6.3.2.2. Incidencia de fisiopatías (C2).....	463
Tabla 6.3.2.3. Parámetros de color y valores SPAD (C2).....	464
Tabla 6.3.2.4. Concentración de nitratos. (C2).....	465
Tabla 6.3.2.5. Concentración de nitratos. Actividad Nitrato Reductasa. (C2).....	466
Tabla 6.3.2.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno. y fósforo (C2)	467

Tabla 6.3.2.7. Peso fresco raíz. (C2)	468
Tabla 6.3.3.1. Producción comercial y no comercial. (Comparación de ciclos)	481
Tabla 6.3.3.2. Incidencia de fisiopatías. (Comparación de ciclos)..	482
Tabla 6.3.3.3. Parámetros de color. Valores SPAD. (Comparación de ciclos).....	483
Tabla 6.3.3.4. Concentración de nitratos. (Comparación de ciclos)	484
Tabla 6.3.3.5. Actividad enzima nitrato reductasa. (Comparación de ciclos).....	485
Tabla 6.3.3.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo. (Comparación de ciclos).....	486
Tabla 6.3.4.1. Tabla de correlaciones Ciclo C1	495
Tabla 6.3.4.2. Tabla de correlaciones Ciclo C2	495
Tabla 6.4.1.1. Parámetros de color y valores SPAD. Temperatura diurna 18°C.....	508
Tabla 6.4.1.2. Concentración de nitratos. Temperatura diurna 18°C	509
Tabla 6.4.1.3. Actividad enzima nitrato reductasa. Temperatura diurna 18°C.....	510
Tabla 6.4.1.4. Porcentaje de nitrógeno. Temperatura diurna 18°C..	511
Tabla 6.4.2.1. Parámetros de color y valores SPAD. Temperatura diurna 21°C.....	515
Tabla 6.4.2.2. Concentración de nitratos. Temperatura diurna 21°C	516
Tabla 6.4.2.3. Actividad enzima nitrato reductasa. Temperatura diurna 21°C.....	517
Tabla 6.4.2.4. Porcentaje de nitrógeno. Temperatura diurna 21°C..	518
Tabla 6.4.3.1. Parámetros de color y valores SPAD. Temperatura diurna 24°C.....	521
Tabla 6.4.3.2. Concentración de nitratos. Temperatura diurna 24°C	522
Tabla 6.4.3.3. Actividad enzima nitrato reductasa. Temperatura diurna 24°C.....	523
Tabla 6.4.3.4. Porcentaje de nitrógeno. Temperatura diurna 24°C..	524
Tabla 6.4.4.1. Parámetros de color y valores SPAD.	530
Tabla 6.4.4.2. Concentración de nitratos.....	531
Tabla 6.4.4.3. Concentración de nitratos. Actividad enzima nitrato reductasa.....	532
Tabla 6.4.4.4. Porcentaje de nitrógeno.....	533
Tabla 7.2.1.1. Producción comercial y no comercial	565
Tabla 7.2.1.2. Incidencia de fisiopatías	566
Tabla 7.2.1.3. Parámetros de color. Valores SPAD.	567

Tabla 7.2.1.4. Concentración de nitratos.....	568
Tabla 7.2.1.5. Actividad enzima nitrato reductasa	569
Tabla 7.2.1.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno.....	570
Tabla 7.2.1.7. Concentración de cloruros.....	571
Tabla 7.2.1.8. Producción comercial y no comercial 42 DDT	575
Tabla 7.2.1.9. Incidencia de fisiopatías. 42 DDT	576
Tabla 7.2.1.10. Parámetros de color. Valores SPAD 42 DDT	576
Tabla 7.2.1.11. Concentración de nitratos. 42 DDT.....	577
Tabla 7.2.1.12. Actividad enzima nitrato reductasa 42 DDT	577
Tabla 7.2.1.13. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno 42 DDT	578
Tabla 7.2.1.14. Concentración de cloruros 42 DDT.....	578
Tabla 7.2.2.1. Producción comercial y no comercial	587
Tabla 7.2.2.2. Incidencia de fisiopatías	588
Tabla 7.2.2.3. Parámetros de color. Valores SPAD.	589
Tabla 7.2.2.4. Concentración de nitratos.....	590
Tabla 7.2.2.5. Actividad enzima nitrato reductasa	591
Tabla 7.2.2.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno.....	592
Tabla 7.2.2.7. Contenido en azúcares ($\mu\text{g}\cdot\text{mg m.f.}^{-1}$).....	593
Tabla 7.2.3.1. Materia fresca parte aérea. Materia fresca raíces.	600
Tabla 7.2.3.2. Materia seca parte aérea. Materia seca raíces.....	601
Tabla 7.2.4.1. Matriz de correlaciones experimento 2015	604
Tabla 7.2.4.2. Matriz de correlaciones experimento campaña 2015- 2016.....	604

Capítulo 1

Introducción

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Origen botánico y generalidades.

La escarola (*Cichorium endivia* L.) es una planta bianual perteneciente a la familia *Asteraceae*, cuyo origen parece situarse en la India Oriental. En la antigua civilización egipcia fue empleada como ensalada y como verdura. Ha sido utilizada tradicionalmente como ensalada y en fresco y actualmente su principal uso es como componente mayoritario de las presentaciones de ‘IV gama’. Por su sabor, ligeramente amargo debido principalmente a la presencia de distintas moléculas como lactucina, lactucopirina, se considera una planta estimulante del apetito (Maroto, 2000 a). En el siguiente cuadro se recoge la composición nutritiva de la escarola (cuadro 1.1.):

Cuadro 1.1. Composición nutritiva de las escarolas de hoja lisa (por 100 g de parte comestible) (Peirce, 1987).

Agua	93.1%	Sodio	14 mg
Prótidos	1.7 g	Potasio	294 mg
Grasas	0.1 g	Vitamina A	14000 UI*
Hidratos de C. totales	4.1 g	Tiamina	0.07 mg
Fibra	0.9 g	Riboflavina	0.14 mg
Cenizas	1.0 g	Niacina	0.5 mg
Calcio	81 mg	Ácido ascórbico	10 mg
Fósforo	54 mg	Valor energético	20 cal
Hierro	1.7 mg		

*UI (unidad internacional)

La presencia de la escarola en textos agrarios antiguos es evidente, y de estos escritos se va a hacer un breve resumen:

- Teofrasto en su obra “Historia de las plantas” (s. IV a.C.), señala a la escarola, junto con la acelga y la oruga, como una “cosecha subsidiaria” de otras (berza, rábano, nabo,..) cuyas siembras comienzan “...tras el solsticio de verano...” También aparece como una de las plantas de mayor rapidez en su germinación (tras albahaca, oruga y rábano), cubriendo este estadio en “...4 ó 5 días”. Así mismo cita a la escarola como planta de la que pueden extraerse “jugos” o látex, con fines medicinales, aunque en ésta como en otras referencias, podría estar confundida o solapada, con algún taxón de *Lactuca* (Teofrasto, 1988).

- Columela en su “De res rustica” (s. I), hace diversas citas a esta planta, como que es estimulante del “gusto embotado”. Describiendo las condiciones y técnicas de cultivo de la lechuga afirma “...El sistema se sigue igual en la escarola excepto que ella aguanta más el invierno y así se puede sembrar incluso en las regiones más frías en otoño...”, y junto con la lechuga expone la manera de conservar la escarola en salmueras aderezadas con otras plantas como “...tomillo, ajedrea, orégano...” (Columela, 1979)

- Paladio en su Tratado de Agricultura (s. II-IV?), cita el cultivo de las escarolas en diversas ocasiones, como “cosechas de

verano” o “sembradas durante el mes de octubre a fin de que sirvan para el invierno. Quieren humedad y una tierra suelta; en parajes arenosos, salados y marítimos crecen mucho...Cuando tengan cuatro hojas trasplántense a un lugar abonado” (Paladio, 1990)

- En la “Geoponica” bizantina (s.X) o los “Extractos de Agricultura de Casiano Baso (s. VI), se dice que “La endivia o escarola, bañada en vinagre y comida, es apropiada para el estómago; su jugo es altamente provechoso para los que esputan sangre si lo beben en días alternos. Restablece también a los enfermos cardíacos, machacada y aplicada bajo el pezón izquierdo...”; su jugo sirve también contra “el dolor del hígado” y en condiciones muy peculiares, puede “eliminar el dolor de muelas” (Geoponica, 1998)

- En el “Libro de Agricultura” de Ibn Al Awwam (s. XII), existe un amplio epígrafe dedicado al cultivo de la escarola: “...se siembra en agosto, le conviene el tempo fresco hasta el principio de la primavera y no le aprovecha el aire caliente por la amargura que hace descubrirse en ella de nuevo”. “Tanto la trasplantada como la criada en su propio sitio se han de acogombrar de tierra hasta cubrirle las hojas dejándole sólo los extremos....pues así cuando se arranca, se encuentra ser estas blancas, tiernas y de gusto y jugo agradable”. Distingue dos especies “una hortense” y otra “silvestre”, “de las cuales cada una tiene dos especies bajo de sí. La una de las dos hortenses

tiene la hoja más ancha, muy poco verde y un poco amarga, que es dulce. La otra especie tiene la hoja delgada, muy larga, muy amarga...si bien muy graciosa. En cuanto a las dos especies silvestres, una de ellas tiene la hoja poco más ancha que la hortense, y la otra de borde ligeramente hendido. “Las dos hortenses son comestibles, y también se hace uso de ellas en los medicamentos....” “Es planta lunar y el modo de sembrarla es...cuando la luna esté en creciente; y que hacer esto de noche, es mejor que de día....De las cuatro especies....dos se siembran al entrar el otoño, y las otras dos al entrar el verano....las dos primeras especies son suaves, una de las cuales es llamada blanca y amarilla la otra; que las otras son ásperas; y que de las dos veraniegas una es llamada blanca y la otra verde” (Ibn- Al-Awwam, 1988).

- En el “Tratado de Agricultura” (1513) de Gabriel Alonso de Herrera se hace referencia a las escarolas, junto las lechugas con comentarios que a veces inducen a confusión con las lechugas romanas “...Hay una manera de lechugas crespas que tienen la hoja carpada como sierra de aserrar...en Roma las llaman endivia; acá vulgarmente lechugas romanas, otras las llaman escarolas, estas verdaderamente son chicorias y así tienen algo de aquel amargor...y aten las puntas y cúbranlas de arena blanca, como quien acogombra cardos...” (Herrera, 1981).

Posee una raíz pivotante desde la que sale el conjunto de hojas de forma distinta según las variedades y que nunca

constituyen un cogollo. Durante el segundo año desarrollan un tallo hueco muy ramificado con flores en capítulos de color azulado, las semillas son pequeños aquenios y su capacidad germinativa es de unos tres años (Maroto, 2002).

Se considera una planta de fotoperiodo largo y vernalizante facultativa, sensible a las bajas temperaturas. Su cero vegetativo se sitúa a 7°C, y la temperatura óptima para su crecimiento varía entre 16 y 18°C (Knott, 1987)

1.2. Material vegetal.

Existen dos variedades botánicas claramente diferenciadas (Maroto, 2000 a; Marín, 2016):

- *Cichorium endivia* L. var. *crispa* L.: cuyas hojas presentan limbos muy divididos en segmentos estrechos y retorcidos con márgenes muy dentados. Pueden citarse los siguientes cvs. de otoño-invierno: ‘Cabello de Angel’, ‘Inverfine’, ‘Melany’ y como cvs. de primavera-verano: ‘Rizada doble de verano’, ‘Ascari’, ‘Dorana’.
- *Cichorium endivia* L. var. *latifolia* L.: poseen hojas muy anchas, onduladas y menos dentadas que las anteriores. En este grupo como cvs. de otoño-invierno pueden citarse: ‘Gigante’ ‘Hortelana’, ‘Cuartana’, ‘Alexia’ y de primavera-verano: ‘Natacha’, ‘Santel’, ‘Maruchka’.

1.3. Importancia económica

La escarola, junto con la lechuga, es una de las hortalizas más empleadas en las ensaladas de ‘IV gama’. Además de sus efectos beneficiosos para la salud, atribuidos a su elevado contenido en antioxidantes y en fibra, presenta una buena adaptabilidad a la cadena de frío, no teniendo graves problemas de oxidación, ni microbiológicos (Sánchez, 2003; Rico *et al.*, 2007).

En los últimos años, el consumo de este tipo de productos, se ha incrementado, debido a cambios en las preferencias de los consumidores (Baslam, *et al.*, 2013).

Así, en el año 2014, el consumo de frutas y hortalizas destinados a la ‘IV gama’ ascendió a 81.5 millones de kilogramos, lo que supuso un incremento del 4.9 % respecto del año 2013 (MAGRAMA, 2016).

Entre 1965 y 1992, el cultivo de la escarola, en determinadas comarcas valencianas (La Ribera, L’Horta...) era una producción otoñal-invernal muy importante destinada principalmente a los mercados europea (en el año 1978 la exportación de escarola en la Comunidad Valenciana fue de 9100 t., suponiendo un 65.2% del total de España), pero barreras de la CEE en forma de “limitaciones estacionales” estableciéndose como calendarios, dificultaban el negocio. Desde mediados de 1980 con la llegada de aguas del Transvase

Tajo-Segura a comarcas murcianas, junto con el desarrollo del cultivo de la lechuga, aunque algo posteriormente, se expandió el cultivo de la escarola en otras tierras.

La expansión del cultivo iba destinada tanto al consumo como posteriormente a la ‘IV gama’, en cultivo o como “Baby leaf” en siembras conjuntas con lechuga (rojas o verdes), mostaza, espinaca, etc.

Actualmente, en España, se consumen 2.8 kg por persona y años de este tipo de productos. Sin embargo, en otros países europeos el consumo por habitante es de 4 a 10 veces superior. En el Reino Unido se consumen 12 kg per cápita y en Francia e Italia 6 y 4 kg, respectivamente (CEBAS-CSIC, 2016).

La superficie dedicada en España al cultivo de la escarola en el año 2014 fue de 2.780 ha, con una producción de 75.732 t, lo que supuso un incremento respecto del año 2013, cuando se cultivaron 2.400 ha, con una producción de 59.000 t (MAGRAMA, 2016).

Las comunidades autónomas de Murcia y Cataluña fueron las principales productoras con una producción de 12.884 t y 12.177 t respectivamente en el año 2013, mientras que la Comunidad Valenciana es la tercera región productora con una producción de 9.335 t y una superficie de 329 ha (MAGRAMA, 2016).

En cuanto al comercio exterior, las exportaciones de endibia y escarola en el año 2015, fueron de 72.352 t, de las cuales, un 28.68% se produjeron en la Comunidad Valenciana, siendo Francia el principal país receptor (22.499 t) (FEPEX, 2016).

Por otro lado, las importaciones en el año 2015, sufrieron un aumento, cifrándose en ese año en 10.867 t, respecto a las 7.951t importadas en el año 2014 (FEPEX, 2016).

1.4. Acumulación de nitratos

Uno de los aspectos más importantes a tener en cuenta en el cultivo de las hortalizas de hoja como la escarola y la lechuga es su proclividad a acumular nitratos, lo que puede tener una repercusión negativa sobre la salud humana, lo cual, ha sido ampliamente estudiado en el cultivo de la lechuga desde hace algunas décadas (Asseo-Bickert, 1983; Rincón *et al.*, 2002; Anjana, Iqbal, 2007; Shao-ting *et al.*, 2007; Konstantopoulou *et al.*, 2010).

Los nitratos se acumulan en las vacuolas como una reserva temporal de nitrógeno, donde actúan como reguladores osmóticos en condiciones en las que la fotosíntesis es muy baja, reemplazando compuestos orgánicos como carbohidratos y ácidos orgánicos (Behr, Wiebe, 1992; Rincón, 2005; Pavlou *et al.*, 2007; Burns *et al.*, 2010).

Su toxicidad, es normalmente el resultado de su conversión a nitritos, debido a que alrededor del 5% del total ingerido es reducido por las enzimas presentes en la saliva y en el tracto gastrointestinal. En elevadas concentraciones, los nitritos, resultan perjudiciales por su capacidad de reaccionar con la hemoglobina formando metahemoglobina, compuesto que impide el suministro de oxígeno a los tejidos. Esta enfermedad, cuyo principal síntoma consiste en una decoloración de la piel causado por la desoxigenación de la sangre, es conocida como metahemoglobinemia y resulta especialmente grave en niños con pocas semanas de vida (síndrome del bebe azul), pudiendo, en casos graves, causar la muerte (Mensinga *et al.*, 2003; Santamaría, 2006; Anjana, Iqbal, 2007).

Por otro lado, la conversión de los nitratos al reaccionar con grupos amida y amina en nitrosaminas y nitroamidas (sustancias con efectos cancerígenos) se ha relacionado con un aumento en el riesgo de padecer cáncer estomacal y de esófago (Santamaría, 2006; Shao-ting *et al.*, 2007; Rincón, 2008).

Estos efectos provocados por la acumulación de nitratos en el organismo han contribuido a que la Unión Europea (UE) establezca unos valores máximos permitidos en la concentración de nitratos en hortalizas para que sean aptas para su consumo, de manera que tomando como referencia el cultivo de la lechuga (excepto la de tipo “Iceberg”), la concentración máxima de nitratos permitida y que se recoge en el Diario Oficial de la

Unión Europea es de 5000 mg de $\text{NO}_3^- \cdot \text{kg}^{-1}$ y 4000 mg de $\text{NO}_3^- \cdot \text{kg}^{-1}$, en lechugas cultivadas bajo invernadero y al aire libre respectivamente y recolectadas entre el 1 de octubre y el 31 de marzo, y de 4000 mg de $\text{NO}_3^- \cdot \text{kg}^{-1}$ (cultivadas bajo invernadero) y 3000 mg de $\text{NO}_3^- \cdot \text{kg}^{-1}$ (cultivadas al aire libre) para aquellas recolectadas entre el 1 de abril y 30 de septiembre (DOUE, 2011).

1.5. Asimilación del nitrógeno

Las únicas formas de nitrógeno mineral que pueden ser empleadas por las plantas son el ion nitrato (NO_3^-) y el ion amonio (NH_4^+) (Salsac, *et al.*, 1987). En el suelo, para poder transformarse en estas formas absorbibles, el nitrógeno tiene que pasar por varios procesos (Raven *et al.*, 1992):

Amonificación. Compuestos orgánicos como proteínas, aminoácidos, ácidos nucleicos y nucleótidos son descompuestos por bacterias que viven en el suelo y que incorporan el nitrógeno en los aminoácidos y proteínas liberando el exceso de nitrógeno en forma de NH_4^+ .

Nitrificación. Las bacterias nitrosomonas oxidan el amoniaco a iones nitrito que por acción de las nitrobacter son oxidados a ión nitrato.

Una vez absorbido, para que el nitrato pueda ser asimilado en forma de estructuras orgánicas, tiene que ser

reducido a amonio lo cual se produce mediante dos reacciones catalizadas por las enzimas nitrato reductasa y nitrito reductasa (Ingle *et al.*, 1966; Weissman, 1972; Guardiola, García, 1990; Riens, Heldt, 1992).

1.5.1. Reducción del nitrato

El primer paso en la asimilación del nitrato es su reducción a nitrito. Este proceso requiere energía, pudiendo consumir una parte de los electrones originados en la fotosíntesis (Riens, Heldt, 1992; Bungard *et al.*, 1999).

Si bien la reducción del nitrato puede producirse en la raíz, es más eficaz en las hojas debido a la mayor disponibilidad de energía procedente de la fotosíntesis. Cuando el suministro de nitratos es elevado, se transporta por el xilema mediante el flujo de transpiración a las hojas, donde se almacena en las vacuolas, para posteriormente reducirse en el citosol. En ambos casos, la reacción está catalizada por la acción de la enzima nitrato reductasa (NR) (Ingle *et al.*, 1966; Guardiola, García, 1990; Chen *et al.*, 2004; Matraszek, 2008).

La NR se localiza en el citosol y su síntesis está regulada por diversos factores, siendo los más importantes la disponibilidad de nitratos y la luz (Lillo, 1994).

Ésta es una enzima inducible, considerándose, la presencia de nitrato, la primera señal necesaria para la síntesis

de la misma, aumentando su actividad cuando el ion se encuentra en concentraciones elevadas en los tejidos (Ingle *et al.*, 1966; Mohanty, Fletcher, 1976; Guardiola, García, 1990; Bungard *et al.*, 1999). Por otro lado, se ha observado que aunque generalmente el ion amonio actúa como represor de la enzima (Mohanty, Fletcher, 1976), en algunas especies, cuando se aporta de manera conjunta con los nitratos, siendo estos mayoritarios en la solución nutritiva, estimula su actividad (Ingle *et al.*, 1966; Weissman, 1972; Mengel *et al.*, 1983; Aslam, 1997).

En cuanto al efecto de la luz, se ha determinado que en condiciones de elevada intensidad lumínica se estimula la actividad de la enzima, aparentemente por el incremento que se produce en la fotosíntesis y por tanto de agentes reductores necesarios para la reducción del nitrato. En situaciones de oscuridad se produce una fosforilación de la enzima, a la que en presencia de calcio y magnesio, se une una proteína inhibidora inactivándola, que en condiciones de luz se disocia (Lillo, 1994; Gonella *et al.*, 2002, Maldonado, 2008).

Una vez reducido el nitrato, el nitrito generado se transporta a los cloroplastos para su reducción a amonio mediante la enzima nitrito reductasa (NiR). Igual que en el caso de la NR, el nitrato es la principal señal que controla la síntesis de NiR y su actividad se ve influenciada por la luz, puesto que la

reducción del nitrito a amonio requiere de ferredoxina que se genera fotoquímicamente en el cloroplasto (Ingle *et al.*, 1966).

1.5.2. Asimilación del amonio

El ion amonio es metabolizado rápidamente mediante su incorporación en aminoácidos por la actuación de las enzimas glutamina sintetasa (GS) y glutamato sintasa (GOGAT), el ciclo de GS-GOGAT constituye la principal ruta de asimilación del amonio en las plantas (Temple *et al.*, 1998; Maldonado, 2008).

1.6. Factores influyentes en la acumulación de nitratos.

La acumulación de nitratos es el resultado de un desequilibrio entre su absorción y la translocación por el xilema a la parte aérea para su reducción (Pavlou *et al.*, 2007). Está determinada por el genotipo del cultivar empleado e influenciada por los factores del medio como la aplicación de nitrógeno (tanto forma como cantidad), la radiación, la temperatura o el fotoperiodo (Dapoigny *et al.*, 2000; Gonella *et al.*, 2002; Marsic, Osva, 2002; Rincón, 2005; Fallovo *et al.*, 2009).

Su contenido varía entre las diferentes partes de la planta siendo mayor la concentración en las hojas externas que en las internas y durante los diferentes estados de desarrollo de la planta descendiendo desde el momento del acogollado hasta

la madurez (Gonella *et al.*, 2002; Marsic, Osva, 2002; Ott *et al.*, 2008).

1.6.1. Genotipo

El genotipo se ha señalado como uno de los factores determinantes en la acumulación de nitratos, por lo cual, el contenido puede variar dentro de la misma especie en función del cultivar empleado (Robic, 1985; Reinink *et al.*, 1987; Behr, Wiebe, 1992; Santamaría *et al.*, 2001).

Aunque en un ensayo realizado en escarola, se determinó que la posibilidad de reducir los nitratos eligiendo un determinado cultivar, era muy escasa, debido a la baja influencia del genotipo en la acumulación de nitratos (Santamaría, Elia, 1997), estudios llevados a cabo en minilechuga, observaron claras diferencias en la acumulación de nitratos en hojas en función del cultivar empleado, así como su interacción con las condiciones de cultivo existentes en los distintos ciclos (Torres *et al.*, 2013).

Estas diferencias entre cultivares pueden ser el resultado de diferentes ratios de fotosíntesis siendo reemplazados por azúcares en aquellos con un mayor potencial fotosintético (Behr, Wiebe, 1992).

1.6.2. Fertilización

Diversos autores han determinado que para alcanzar los máximos rendimientos en los cultivos deben de realizarse elevadas aplicaciones de nitrógeno, sin embargo un aporte elevado de nitratos se ha asociado con altas concentraciones de este elemento en hortalizas de hoja (Santamaría *et al.*, 1999 a; Santamaría *et al.*, 2001; Parks *et al.*, 2008; Hoque *et al.*, 2010).

El nitrógeno puede ser aplicado mediante fertirrigación tanto en la forma aniónica, NO_3^- , como catiónica NH_4^+ (Savvas *et al.*, 2006). Una parcial sustitución de los nitratos por este elemento en la solución nutritiva puede ser efectiva para restringir la acumulación de nitratos en lechuga, ya que puede ser utilizado directamente por la planta para sintetizar aminoácidos (Gent, 2003; Andriolo *et al.*, 2006; Magnani, Oggiano, 1997; Santamaría, Elia, 1997).

Sin embargo, cuando el amonio es empleado como principal fuente de nitrógeno, muchos cultivos presentan una reducción del crecimiento así como síntomas de toxicidad. En este sentido, se ha observado que cuando el amonio representa un 20% del nitrógeno total en la solución, la concentración de nitratos en las hojas se reduce sin afectar su rendimiento, estableciéndose que en cultivo sin suelo este porcentaje no debe superar el 25% (Steingröver *et al.*, 1993; Saavas *et al.*, 2006).

Además, se ha observado que su aplicación, produce un descenso en el pH del medio de la raíz lo que favorece la absorción de fósforo, elemento que está relacionado con aumentos en el rendimiento, pero disminuye la de otros cationes como el potasio, el calcio o el magnesio (Savvas, *et al.*, 2006).

Por otro lado, teniendo en cuenta que una de las funciones de los nitratos en las células es actuar como regulador osmótico, el aporte con la solución nutritiva de otros iones que tengan una función similar, como el cloro, puede conducir a un descenso en la acumulación de nitratos en las hojas (Blom-Zandstra, Lampe, 1983; Van der Boon *et al.*, 1988; Demsar *et al.*, 2004).

Este efecto es más notable cuando en la solución nutritiva además de un mayor contenido en cloro, se reemplaza parte del nitrato por amonio, sugiriendo que el cloro actúa como sustituto de los nitratos cuando la absorción de estos es reducida (Van der Boon *et al.*, 1988).

1.6.3. Radiación y temperatura

La intensidad luminosa se ha señalado como el principal factor ambiental interviene en la asimilación de nitratos puesto que además de influir en la actividad de la enzima nitrato reductasa, afecta al contenido de carbohidratos acumulados en las vacuolas (Dapoigny *et al.*, 2000).

Condiciones de baja radiación que restrinjan la fotosíntesis, como ocurre en los ciclos otoñales e invernales, podrían conducir a una mayor concentración de nitratos en las hojas, como consecuencia de la menor disponibilidad de azúcares que se acumulan en las vacuolas; por el contrario, en ciclos primaverales y estivales cuando la fotosíntesis se ve favorecida, debido al aumento de la radiación, la cantidad de nitratos que se acumularía como osmótico sería menor (Gonella *et al.*, 2002; Pavlou *et al.*, 2007).

En el caso de la escarola, su óptimo fotosintético se encuentra en un rango bajo (Edmon *et al.*, 1975; Lorenz, Wiebe, 1980), con lo que incrementos en la temperatura pueden provocar un descenso en la fotosíntesis y por lo tanto, de la acumulación de carbohidratos favoreciendo la concentración de nitratos (Behr, Wiebe, 1992).

Cuando las condiciones de radiación en los meses de invierno no son limitantes para la fotosíntesis, la acumulación de nitratos está determinada tanto por el aporte de nitrógeno en la solución como por la temperatura, debido a la influencia que tienen en la capacidad de absorción de las raíces (Rincón, 2005; Parks *et al.*, 2008).

En este sentido, en los meses de verano, con una intensidad lumínica alta y temperaturas elevadas, la absorción de nitrógeno, principalmente en forma nítrica, se acerca al valor

máximo (superior al 90%), incrementándose considerablemente el contenido de nitratos en las plantas cuando se aumenta el aporte de este elemento. En ciclos de otoño-invierno, en que la temperatura es baja y se ve favorecida la absorción del nitrógeno en forma amoniacal, la capacidad de absorción de las plantas no supera en algunos casos el 50%, por lo que el mayor aporte de este elemento no supone un incremento significativo en la concentración de nitratos (Rincón *et al.*, 2002; Rincón, 2005; Fallovo *et al.*, 2009).

En estudios llevados a cabo en distintos cultivares minilechuga, en diferentes ciclos y modalidades de cultivo, las mayores acumulaciones de nitratos en hojas se obtuvieron en los ciclos primaverales y estivales, respecto de los otoñales, y en cultivo bajo invernadero, respecto al cultivo al aire libre (Torres *et al.*, 2013).

1.7. Determinación del contenido de nitrógeno y nitratos.

1.7.1. Método Kjeldahl

Para determinar el contenido de nitrógeno total en la planta existen diversas metodologías, dentro de las cuales la más utilizada es el método Kjeldahl (Pace *et al.*, 1982; Rodríguez *et al.*, 1998).

Este método consiste en una digestión de muestra seca empleando un ácido concentrado y en presencia de un

catalizador, bajo condiciones de temperatura elevada. El nitrógeno es liberado en forma de amonio, que es destilado y recogido en una solución ácido bórico indicadora que finalmente es valorada con ácido clorhídrico. La cantidad de ácido empleada es proporcional a la cantidad de nitrógeno presente en la muestra (Lynch, Barbano, 1999; Jaroonchon *et al.*, 2010).

1.7.2. Tiras sensibles de nitratos

Las tiras sensibles de nitratos Merkoquant® (Merck, Darmstadt, Alemania) permiten determinar de manera cuantitativa, mediante reflectometría, concentraciones de nitratos superiores a $225 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ (Parks *et al.*, 2012).

Estas tiras contienen dos zonas reactivas que adquieren una coloración violeta cuando son expuestas a soluciones con nitratos, cuya intensidad es proporcional a la concentración de estos iones en la solución.

Una vez introducidas en la solución testada durante dos segundos, el nitrato se reduce a nitrito y reacciona con una amina aromática formando un colorante violeta. Transcurrido un minuto, se insertan en el reflectómetro y la luz reflejada por las tiras genera una corriente eléctrica que es mostrada como una concentración de nitratos (Parks *et al.*, 2012).

1.7.3. Medidores SPAD.

Diversos autores han señalado que existe una estrecha relación entre el contenido de nitrógeno y el de clorofilas en las hojas (Blackmer, Schepers, 1995). Esto es debido a que el nitrógeno, además de ser necesario para la síntesis de la clorofila, forma parte de enzimas asociados a esta (Salisbury, Ross, 1992; Chapman, Barreto, 1997).

Tradicionalmente los métodos empleados para obtener la concentración en clorofilas de las hojas eran destructivos y se basaban en una extracción mediante disolventes como la acetona o el etanol, y su posterior medida con un espectrofotómetro (Arnon, 1949; Porra *et al.*, 1989).

La necesidad de poder estimar el contenido en clorofilas de una manera más rápida impulsó al estudio de los medidores portátiles de clorofila (Markwell *et al.*, 1995).

Minolta Corporation desarrolló el medidor SPAD-502 (Soil Plant Analysis Development) que determina la concentración de clorofilas de las hojas de una manera no destructiva, mediante diferencias en la transmitancia de la luz emitida por dos diodos a dos longitudes onda, 650 nm (rojo) y 940 nm (infrarrojo) (Monje, Bugbee, 1992; Blackmer, Schepers, 1995; Chang, Robinson, 2003; Martín *et al.*, 2007).

La luz roja es absorbida por la clorofila, mientras que la infrarroja es reflejada, entrando en contacto con la celda detectora del medidor SPAD-502 situada en el lado opuesto a los diodos, siendo esta cantidad de luz inversamente proporcional a la cantidad de clorofila. Esta señal es procesada y la absorbancia es cuantificada en una escala adimensional entre 0 y 199 que expresa el contenido relativo de clorofila (Rodríguez *et al.*, 1998; Ruíz-Espinoza *et al.*, 2010).

Las unidades SPAD se han relacionado con la concentración de clorofila determinada mediante extracción en numerosos cultivos hortícolas como la lechuga, el tomate, el algodón o el maíz, constatándose en todos ellos, que puede ser una herramienta útil para estimar el contenido en clorofilas de manera no destructiva (Finnan *et al.*, 1997; Rodríguez *et al.*, 1998; Martín *et al.*, 2007; León *et al.*, 2007).

Dada la fuerte correlación entre el nitrógeno y las clorofilas varios autores han estudiado la posibilidad de que estos medidores, puedan proporcionar un método rápido para estimar el contenido de nitrógeno a través de ellos, lo cual ha sido demostrado en cultivos como el maíz, tomate, trigo (Chapman, Barreto, 1997; Rodríguez *et al.*, 1998; Sainz, Echeverría, 1998; Gandrup *et al.*, 2004).

Sin embargo, se han observado algunas limitaciones en su empleo, puesto en algunas especies, las correlaciones

obtenidas entre el nitrógeno total y los valores SPAD no han resultado significativas, señalando que la correlación pueden variar en función del estado de desarrollo en el que se encuentre la planta y de las condiciones de cultivo (Wood *et al.*, 1993).

Del mismo modo, se ha determinado que en situaciones en las que la disponibilidad de nitrógeno es elevada, su correlación con las medidas SPAD es baja debido a que no todo el nitrógeno es convertido en clorofilas, sino que se encuentra formando parte de otros compuestos de reserva (Blackmer, Schepers, 1995; Schröder *et al.*, 2000; Westerveld *et al.*, 2004; Rincón, Ligarreto, 2010).

En cuanto a su empleo para conocer el contenido de nitratos, en cultivos como la remolacha y el brócoli se ha observado que diferencias en la concentración de este elemento en las hojas en distintas fechas de muestreo, no se correspondían con diferencias en los valores SPAD, por lo que se ha determinado que pueden no resultar buenos indicadores (Parks *et al.*, 2012).

1.7.4. Contenido en carotenos.

El contenido de nitrógeno también puede estar correlacionado con el contenido de otros pigmentos. Plantas que crecen con limitaciones de nitrógeno en el medio presentan normalmente una concentración de carotenos más elevada que de clorofila en comparación con plantas a las que se aportan

elevadas concentraciones de este elemento, lo que se ha atribuido a un descenso en el contenido en clorofila, o a una mayor persistencia de los carotenos en las hojas en senescencia respecto de la clorofila (Filella *et al.*, 1995).

1.7.5. Medidas de color.

Aunque existen pocos estudios al respecto, se ha señalado que mediante el uso de colorímetros triestímulos puede evaluarse el contenido en clorofila de los tejidos (Madeira *et al.*, 2003; Amarante *et al.*, 2008).

Además diversos autores, han obtenido elevadas correlaciones entre los parámetros de cromaticidad y el contenido en nitratos de las hojas (Madeira *et al.*, 2003; León *et al.*, 2007; Tuncay, 2011).

Las medidas de los colorímetros triestímulo están basadas en las propiedades de reflectancia espectral de las hojas, frutos etc. Determinan el color de la luz reflejada proporcionando unos valores de cromaticidad en diferentes sistemas de medidas entre ellos el CIEL*a*b* (Madeira *et al.*, 2003; León *et al.*, 2007).

La escala CIEL*a*b*, es el último espacio de color propuesto por La Comisión Internacional de Iluminación (C.I.E.: “*Commision Internationale de l’Eclarige*”) (HunterLab, 2012).

En este, la L^* representa la luminosidad, que está comprendida entre 0 (negro) y 100 (blanco), y a^* y b^* las coordenadas cromáticas (Konica Minolta, 2007).

En la escala a^* , los números positivos indican colores rojos y los negativos verdes mientras que en la b^* valores positivos corresponden con colores amarillos y negativos con azules (figura 1), (HunterLab, 2012).

Estos tres valores son requeridos para describir completamente el color de un objeto, sin embargo, aunque el parámetro L^* , está correctamente presentado sin ninguna transformación, los parámetros a^* y b^* , son coordenadas que indirectamente reflejan el Tono *Hue* y el *Croma* (McGuire, 1992).

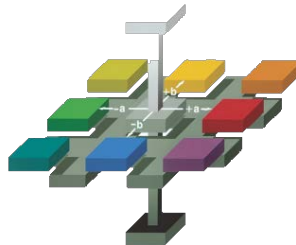


Figura 1.1. Escala de color L, a^*, b^* . (HunterLab,2012).

El Tono *Hue* (H°) es una medida angular que corresponde al ángulo de matiz que varía entre 0° y 360° , indicando la propia cualidad del color al brindar una idea

aproximada del color al que se parece el estímulo percibido del objeto iluminado (Stern, 2005). Los tonos correspondientes a cada ángulo se recogen en la figura 2.

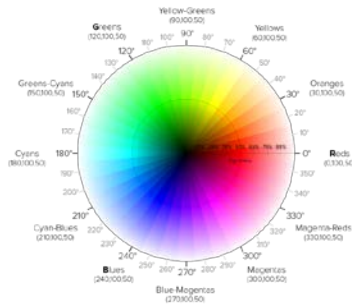


Figura 1.2. Tonos correspondientes al ángulo *Hue*. (Sowards, 2016)

Su valor se calcula empleando las siguientes fórmulas (McGuire, 1992):

- Si $a^* > 0$ y $b^* > 0$

$$H^{\circ} = \text{arc tg} \frac{b^*}{a^*}$$

- Si $a^* < 0$ y $b^* > 0$ o $a^* < 0$ y $b^* < 0$

$$H^{\circ} = 180 + \text{arc tg} \frac{b^*}{a^*}$$

El *Croma*, indica la intensidad o saturación de color, atributo que permite estimar la proporción de color cromático puro contenido en la sensación total. Numéricamente corresponde a la distancia desde el centro de la esfera de color al punto en cuestión y se calcula de la siguiente forma (McGuire, 1992; Stern, 2005):

$$C = \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2}$$

1.8. Índices de crecimiento

Para realizar un análisis de la eficiencia las plantas cultivadas en cuanto al rendimiento y la producción en función de sus parámetros de crecimiento se requiere del cálculo de diferentes índices como la tasa relativa de crecimiento (TRC) o el índice de área foliar (IAF) (Carranza *et al.*, 2009).

La tasa relativa de crecimiento expresa el incremento en masa seca de la planta en un intervalo de tiempo dado, tomando como referencia el valor inicial de la masa seca producida y acumulada (Hoyos *et al.*, 2009). Depende de la fotosíntesis total y de la respiración siendo la radiación y la temperatura los principales factores influyentes (Archila *et al.*, 1998; Grazia *et al.*, 2001).

El índice de área foliar expresa la superficie de la hoja por unidad de área de superficie ocupada por la planta. Aumenta con el crecimiento del cultivo hasta alcanzar un valor máximo

en el cual se alcanza la máxima capacidad para interceptar la energía solar (Carranza *et al.*, 2009).

1.9. Fisiopatías

En el presente trabajo se ha estudiado la aparición de diferentes fisiopatías en la escarola, ‘tipburn’, subida a flor prematura y ‘mancha translúcida’, tratándose de correlacionar con la nutrición nitrogenada.

1.9.1. ‘Tipburn’

Desorden fisiológico que causa importantes mermas comerciales y que se caracteriza por una desecación marginal de las hojas interiores y jóvenes de la planta asociada a una deficiencia localizada de calcio, que con el tiempo puede evolucionar apareciendo distintas podredumbres e infecciones microbianas secundarias sobre las plantas afectadas (Barta, Tibbitts, 1986; Maroto, 1997).

En los primeros estudios realizados sobre la incidencia de ‘tipburn’ en lechuga su aparición se asoció a la rotura de las células laticíferas, principalmente en las hojas jóvenes, que por estar inmersas en plena fase de expansión y presentar un menor contenido en calcio, verían disminuido el espesor de la membrana aumentando la flexibilidad de la pared celular (Olson *et al.*, 1967).

En condiciones favorables para el desarrollo de las plantas, se produce en estas un mayor flujo de fotoasimilados que al acumularse en las células laticíferas incrementarían su volumen y presión de turgencia ocasionando su rotura. En este sentido, diversos estudios establecieron una relación entre el grado de severidad de la fisiopatía y los factores ambientales, obteniéndose los daños más severos cuando la temperatura y la humedad favorecían el crecimiento (Tibbitts, Rao, 1968; Tibbitts, Read, 1976).

En estudios posteriores se señaló la importancia del calcio en la aparición de la fisiopatía ya que la concentración de este elemento en las hojas donde el 'tipburn' aparecía con más severidad era bajo (Barta, Tibbitts, 1986; Barta, Tibbitts, 1991; Barta, Tibbitts, 2000).

Este elemento se encuentra presente en la pared celular formando parte del pectato cálcico, cuya función es conferir estabilidad e incrementar la resistencia de la pared a la degradación, además de mantener la permeabilidad de la membrana (Simon, 1978); cuando su concentración en los tejidos es baja, la membrana pierde su integridad, lo cual se ha señalado como un factor desencadenante del desarrollo del 'tipburn' (Collier, Tibbitts, 1982).

El calcio se absorbe y se transporta en forma iónica por vía xilemática a través del flujo ascendente de agua, por lo que

depende de la transpiración. En cuanto su movilidad por el simplasto es muy reducida, de manera que los órganos que reciben la mayor parte del agua por el floema suelen presentar un aporte inadecuado de este elemento (Guardiola, García, 1990).

En cultivos que forman un cogollo o pseudocollo como la lechuga y la escarola, las hojas externas poseen un potencial transpiratorio mayor que las hojas internas de manera que reciben durante el día la mayor parte del calcio de la savia ascendente, pudiendo retirar el calcio de las hojas más jóvenes cuando la transpiración se ve favorecida (Maroto, 1997). Por otro lado, puesto que la transpiración en las hojas interiores se ve limitada, se ha determinado que el calcio llega a ellas, principalmente a través del flujo ascendente generado por la presión radicular (Grange, Hand, 1987). Estos resultados fueron observados en estudios anteriores realizados en col repollo en los que se determinó que cuando la transpiración de las hojas exteriores era inhibida, el transporte de calcio hacia las hojas en desarrollo se veía favorecido, porque se incrementaba la presión radicular, previniendo así la aparición de ‘tipburn’ (Palzkill *et al.*, 1976; Palzkill, Tibbitts, 1977; Barta, Tibbitts, 1986).

Por tanto, aunque la susceptibilidad del ‘tipburn’ de una planta puede estar relacionado con su genotipo (Rosen, 1990; Bres, Weston, 1992; Frantz *et al.*, 2004), su aparición e incidencia puede también estar influenciada por factores

externos e internos que intervienen en el flujo ascendente de agua y por consiguiente en el transporte de calcio (Palzkill, Tibbitts, 1977; Collier, Wurr, 1981; Collier, Tibbitts, 1984; Tibbitts *et al.*, 1985; Barta, Tibbitts, 1986).

Estudios más recientes han concluido que el descenso de calcio en los tejidos que presentaban ‘tipburn’ estaba relacionado con la acción de hormonas implicadas en el crecimiento (Aloni *et al.*, 1986; Saure, 1998).

El rápido desarrollo de las plantas está asociado a una excesiva nutrición nitrogenada y a niveles elevados de ácido giberélico (AG) y citoquininas, y niveles reducidos de ácido abscísico (ABA). El AG produce una menor tolerancia al estrés, mediante una acción directa, aumentando la permeabilidad de la membrana, y de manera indirecta disminuyendo la integridad que le proporciona el calcio (Saure, 1998). Aunque no existen evidencias del desplazamiento de calcio de la pared celular por el AG, es posible que ese proceso forme parte del mecanismo de desarrollo del ‘tipburn’. En plantas de col china, las aplicaciones de inhibidores de la síntesis de giberélico, como la daminozida, incrementaron el contenido de calcio en los tejidos (Aloni *et al.*, 1986).

1.9.1.1. Factores externos

La influencia de los factores externos en la incidencia de 'tipburn', se debe tanto al efecto que tienen en el crecimiento de las plantas como en la transpiración (Saure, 1998).

1.9.1.1.1. Luz y temperatura

En varios ensayos se ha observado que condiciones de luz y temperatura, que aceleran el desarrollo de las plantas aumentan la incidencia de 'tipburn' debido a que además de que se incrementa la demanda de calcio por parte de los tejidos jóvenes para la formación de la membrana, la capacidad de las plantas de transportar este elemento a las hojas interiores puede resultar insuficiente (Tibbitts, Rao, 1968; Tibbitts *et al.*, 1985; Barta, Tibbitts, 1986; Stratton, Nagata, 1993; Gaudreau *et al.*, 1994; Maroto, 1997; Everaarts, Blom-Zandstra, 2001).

En este sentido, se observó que plantas de lechuga expuestas a niveles elevados de radiación o a un fotoperiodo largo que incrementaron la ratio de crecimiento, presentaron una elevada incidencia de 'tipburn', mientras que en aquellas que crecieron en condiciones de intensidades lumínicas bajas su aparición fue menor (Tibbitts, Rao, 1968; Gaudreau *et al.*, 1994; Saure, 1998; Olle, Bender, 2009).

En cuanto la influencia de las elevadas temperaturas, se ha determinado, que además de favorecer el crecimiento,

producen un aumento de la transpiración incrementándose el contenido en ácidos orgánicos y otros metabolitos secundarios que quelatan el calcio disponible (Misaghi, Grogan, 1978 a).

Su efecto es aparentemente acumulativo, ya que tanto el porcentaje de plantas de lechuga afectadas como la severidad de la afección, se vio incrementado con el tiempo de exposición de las plantas a temperaturas superiores a 30°C mientras que si se alternaban altas y bajas temperaturas la severidad del ‘tipburn’ disminuía (Misaghi, Grogan, 1978 b). Asimismo, en el mismo cultivo, temperaturas elevadas (superiores a 35°C) en combinación con altos niveles de fertilización y humedad relativa promovieron la aparición de ‘tipburn’ (Stratton, Nagata, 1993).

El efecto de las elevadas temperaturas en la incidencia de esta fisiopatía, también ha sido constatado en otros cultivos como la col china y la minilechuga, donde ciclos con fuertes saltos térmicos y elevadas temperaturas, en cultivo bajo invernadero, incrementaron el porcentaje de plantas afectadas por esta fisiopatía (Maroto *et al.*, 1988; Ferriol *et al.*, 2009; Torres *et al.*, 2009)

1.9.1.1.2. Humedad relativa.

La humedad relativa (HR) interviene tanto en la transpiración como en la presión radicular y por consiguiente en el transporte de calcio y la aparición de ‘tipburn’ (Olle, Bender,

2009). En cuanto a su efecto, existe cierta controversia entre los autores que lo han estudiado.

Determinados autores han señalado que condiciones de humedad relativa baja durante el día y alta durante la noche consiguen disminuir la aparición de ‘tipburn’ (Grange, Hand, 1987; Everaarts, Blom-Zandstra, 2001). Estos resultados fueron determinados en varios estudios en lechuga; Collier, Tibbitts, (1984), consiguieron retrasar la aparición de ‘tipburn’ cuando las plantas se desarrollaron en condiciones de saturación en el periodo oscuro y de HR baja durante el periodo iluminado. Del mismo modo, Choi, Lee, 2008, obtuvieron plantas de lechuga sin ‘tipburn’ cuando estas crecieron con una HR del 40% durante el día y del 80% durante la noche.

Los autores asociaron estos resultados, a que por un lado, la humedad relativa baja, además de reducir la tasa de crecimiento, favoreció la transpiración y con ello el transporte de agua a las hojas en desarrollo incrementándose el contenido en calcio de las hojas, (Collier, Tibbitts, 1984; Del Amor, Marcelis, 2006) y por otro a que la HR elevada durante la noche, aunque incrementa la ratio de crecimiento, aumentó la presión radicular promoviendo el transporte de calcio a las hojas en expansión (Collier, Wurr, 1981; Oller, Bender, 2009).

Por otro lado, en trabajos realizados en col china bajo invernadero, condiciones de HR bajas por la noche y con

temperaturas elevadas se observaron incrementos en la aparición de ‘tipburn’ (Maroto *et al.*, 1986; Maroto *et al.*, 1988).

No obstante, otros autores observaron que HR altas durante la noche o durante todo el día no redujeron la aparición de ‘tipburn’. En un estudio realizado en lechuga, se determinó que una HR alta constante del 80% favorecía la incidencia de la fisiopatía (Choi, Lee, 2008), lo cual se había observado anteriormente en *Eustoma grandiflorum* (Islam *et al.*, 2004). Del mismo modo, en lechuga, se constató que condiciones de HR alta durante la noche incrementaron la incidencia de ‘tipburn’ (Altintas, Candar, 2012).

Estos resultados se ha sugerido que pueden estar asociados a dos causas principales; la primera, la limitación de la transpiración que se produce en estas condiciones, descendiendo con ello la cantidad de agua que se transporta a la parte aérea y por tanto la cantidad de calcio en los tejidos, y en segundo lugar, a que la concentración de calcio en los tejidos se redujo debido al incremento en la ratio de crecimiento de las plantas, aumentando así la demanda de este elemento en los tejidos meristemáticos (Bakker *et al.*, 1987; Everaarts, Blom-Zandstra, 2001; Del Amor, Marcelis, 2006; Olle, Bender, 2009).

Por otro lado, condiciones constantes de HR bajas se ha constatado que incrementan la aparición de ‘tipburn’, lo cual puede ser debido a que, aunque durante el día la transpiración se

ve favorecida, las hojas exteriores tienen un mayor potencial transpiratorio que limita la cantidad de calcio que reciben las hojas interiores favoreciéndose la aparición de ‘tipburn’ en ellas; mientras que por la noche, el flujo de presión de las raíces se ve restringido y con ello el transporte de calcio a los tejidos (Maroto, 1997; Everaarts, Blom-Zandstra, 2001; Choi, Lee, 2008).

1.9.1.1.3. Fertilización.

El efecto de la fertilización, está asociado principalmente al aporte de nitrógeno, tanto a la cantidad como a la forma en la que se aplica, debido a que incrementa el desarrollo de las hojas y con ello la demanda de calcio, aunque existe diferencias en los resultados expuestos por los autores (Saure, 1998; Magnusson, 2002).

En varios estudios, se ha observado que concentraciones elevadas de nitrógeno promueven la incidencia de la fisiopatía (Olle, Bender, 2009; Assimakopoulou *et al.*, 2013). Sin embargo, niveles elevados de este elemento no siempre aumentan la aparición de ‘tipburn’, sino que tal y como se obtuvo en estudios realizados en lechuga, col china y coliflor, pueden no tener efectos en su severidad, lo cual se asoció a que los cultivares desarrollados actualmente se han seleccionado bajo regímenes de fertilización nitrogenada óptimos y aquellos que presentaron ‘tipburn’ en estas condiciones habrían sido

descartados (Scaife *et al.*, 1986; Rosen, 1990; Vavrina *et al.*, 1993; Sørensen *et al.*, 1994; Altintas, Candar, 2012).

También se han observado diferencias en la severidad de la fisiopatía dependiendo de la forma en la que se aplica el nitrógeno, puesto que la absorción de calcio está limitada por el amonio debido a la competencia entre los dos cationes, y favorecida por el nitrato (Collier, Tibbitts, 1982; Everaarts, Blom-Zandstra, 2001). Así pues, aplicaciones de nitrógeno en forma amoniacal incrementaron la incidencia de ‘tipburn’ en col china y en lechuga respecto de aplicaciones en forma nítrica, mientras que con aportes de urea y urán se redujo (Vavrina *et al.*, 1993; Saure, 1998).

1.9.1.2. Factores genéticos

La sensibilidad de las plantas al ‘tipburn’, viene determinada genéticamente (Saure, 1998). En numerosos estudios se ha observado que existen diferentes respuestas varietales a la aparición de esta fisiopatía, así pues, en función, entre otros factores de su mayor o menor capacidad de formar un cogollo, del desarrollo radicular o de la ratio de crecimiento, distintos cultivares de col china, apio, escarola y lechuga que se desarrollaron en las mismas condiciones presentaban una susceptibilidad diferente (Maroto *et al.*, 1988; Maroto *et al.*, 1990; Bres, Weston, 1992; San Bautista *et al.*, 2003; Frantz *et al.*, 2004; Jenni, Hayes, 2010).

La selección de un cultivar poco sensible al ‘tipburn’, se ha señalado como el factor más efectivo para prevenir su aparición (Rosen, 1990; Maroto, 1997).

1.9.2. Subida a flor prematura

La subida a flor prematura es una fisiopatía que afecta negativamente a la formación de los pseudocogollos de la escarola, y por tanto, a su calidad comercial (Maroto, 2000 b). Sus causas son muy diversas y están influenciadas por procesos fisiológicos, la susceptibilidad de la variedad, agentes climáticos (principalmente temperatura y fotoperiodo) y en menor medida por técnicas de cultivo (Maroto, 1997). Condiciones adversas ambientales como un estrés hídrico durante la fase vegetativa también se han señalado como una posible causa de su aparición (Silva *et al.*, 1999).

La escarola se comporta como una planta de día largo y vernalizante facultativa, necesitando la incidencia de las bajas temperaturas en la fase de semillero para florecer (Maroto, 1997). En diversos estudios realizados en escarola y lechuga, se determinó que un corto periodo de vernalización en la fase de semillero, seguido por altas temperaturas y días largos en la fase de desarrollo vegetativo, adelantó la floración (Rappaport, Bonner, 1960; Ryder, 1997; Waycott, 1995; Al-Harbi, 2001).

Por otro lado, la aplicación de giberelinas se ha observado que promueve la floración en escarola, pudiendo

reemplazar el efecto de la vernalización y del fotoperiodo dependiendo de la fase de cultivo en la que se realice el tratamiento y posiblemente del propio vigor de desarrollo propiciado por una excesiva fertilización nitrogenada (mayor longitud del talamo floral) (Rappaport, Bonner, 1960).

1.9.3. ‘Mancha translúcida’

Este desorden fisiológico, del que existe una escasa bibliografía disponible y al que también se le denomina ‘Vitrescencia del limbo’, causa, en el limbo de las lechugas y las escarolas, manchas aceitosas y translúcidas delimitadas por las nerviaciones (Blancard *et al.*, 2005).

Las manchas se observan en plantas obtenidas en invernadero, donde la higrometría y el contenido de agua de las plantas son elevados. En estas condiciones la evaporación de las plantas es insuficiente y los tejidos saturados de agua son más propensos a su manifestación (Blancard *et al.*, 2005). Otros autores, señalan que esta fisiopatía puede ser importante en cultivos de invierno cuando las condiciones de baja intensidad luminosa y elevada humedad relativa, persisten durante varios días (Grange, Hand, 1987).

Por otro lado, se han constatado diferencias en la susceptibilidad de los cultivares frente a este desorden (Blancard *et al.*, 2005). Por informaciones directas se tiene constancia de que esta fisiopatía que se manifiesta con cierta frecuencia y que

puede repercutir muy negativamente en las producciones de escarola para ‘IV gama’ (Maroto cp.).

Técnicos de las compañías productoras y comercializadores de semilla, también han señalado al equipo docente de la Cátedra de Cultivos Herbáceos de la Universitat Politècnica de València (U.P.V.) que existen cultivares más propensos a manifestar esta fisiopatía y que la humedad relativa es una de las posibles causas que influye en la incidencia de la misma.

1.10. Objetivos

Los objetivos de la tesis doctoral son los siguientes:

- Estudiar, sobre distintos cultivares de escarola de hoja lisa, la influencia de dos soluciones nutritivas con diferentes concentraciones de nitratos, dos modalidades de cultivo (aire libre e invernadero) y dos niveles de humedad (control y más elevada) sobre la producción, la acumulación de nitratos y la incidencia de diversas fisiopatías (‘tipburn’, subida a flor prematura, ‘mancha translúcida’) en diferentes ciclos de cultivo.
- Modelizar de manera matemática las correlaciones entre el contenido en nitratos, nitrógeno, clorofila, valores SPAD y parámetros de color así como determinar su evolución a lo largo del ciclo de cultivo.

- Establecer la influencia de la ratio nitrato/amonio en las soluciones nutritivas sobre la producción, la acumulación de nitratos y la incidencia de fisiopatías ('tipburn' y subida a flor prematura) y en plantas de escarola.
- Observar en plantas de escarola el efecto de la temperatura en la acumulación de nitratos y la actividad de la enzima nitrato reductasa.
- Establecer la influencia de distintas concentraciones de cloruro en la solución nutritiva sobre la producción, la acumulación de nitratos y la incidencia de fisiopatías en plantas de escarola.

Capítulo 2

Estudios previos

2. ESTUDIOS PREVIOS

Este capítulo recoge diferentes estudios realizados dentro de la tesis doctoral y de manera previa a los capítulos 3, 5 y 6, con el fin de conocer la variación de los parámetros analizados en estos capítulos en las diferentes partes del pseudocogollo y de la hoja, y poder realizar el muestreo y las determinaciones de manera correcta.

2.1. Material y métodos

2.1.1. Características comunes

Los experimentos se realizaron en un invernadero tipo *Venlo* (fotografía 2.1.), de cubierta de vidrio, con abertura cenital, dotado con un sistema de “*cooling system*” y de calefacción que se activaban con temperaturas ambientales superiores a 24°C e inferiores a 10°C (fotografías 2.2. y 2.3.), perteneciente a las instalaciones del Departamento de Producción Vegetal de la Universitat Politècnica de València (U.P.V.), situado en las coordenadas 39°38’N, 0°22’W.



Fotografía 2.1. Invernadero tipo Venlo



Fotografías 2.2. y 2.3. “Cooling system” y calefacción

Semillas del cultivar de escarola de hoja ancha ‘Cuartana’, se sembraron en bandejas de poliestireno de 84 alveolos (fotografía 2.4.), utilizándose como sustrato una mezcla de fibra de coco (60%) y sustrato comercial (40%). La plantación definitiva se llevó a cabo en contenedores de 8 L rellenos con una mezcla de perlita y fibra de coco, en una proporción 1:1, albergando una planta en cada maceta.



Fotografía 2.4. Bandejas de semillero

El aporte de la solución nutritiva se realizó mediante fertirrigación, con un sistema de riego de alta frecuencia, empleando dos goteros por cada contenedor, que emitían un caudal de $2.2 \text{ L}\cdot\text{h}^{-1}$. La cantidad de solución aportada se controló mediante el número de riegos, el cual variaba en función del porcentaje de drenaje, que se intentó mantener entre el 20 y el 30% del volumen de riego total (fotografía 2.5.).



Fotografía 2.5. Bandeja de drenaje

La composición de la solución nutritiva empleada se recoge en el siguiente cuadro (Cuadro 2.1.1.1.).

Cuadro 2.1.1.1. Composición de la solución nutritiva ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$)

NO_3^-	H_2PO_4^-	SO_4^{2-}	NH_4^+	K^+	Ca^{2+}	Mg^{2+}	CE ($\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$)
12.41	1.20	2.45	0.50	5.00	3.95	2.96	2.01

2.1.2. Experimento 1: Evolución de distintos parámetros fisiológicos en diferentes partes del pseudocogollo.

Este ensayo se realizó en diferentes periodos de la tesis doctoral de manera previa a los experimentos de los capítulos 3, 5 y 6.

Las fechas de siembra, trasplante y recolección de los diferentes ciclos de cultivo se recogen en el siguiente cuadro (Cuadro 2.1.2.1.):

Cuadro 2.1.2.1. Fechas de siembra, plantación y recolección.

Ciclo	Siembra	Plantación	Recolección invernadero
C1	04-11-2013	09-12-2013	02-03-2014
C2	17-11-2014	29-12-2014	25-02-2015
C3	02-09-2015	02-10-2015	09-11-2015

En el momento de la recolección, se le separaron a cada planta las hojas una a una, siguiendo el orden de inserción desde la más externa a la más interna, extendiéndose de manera ordenada. Una vez separadas, se dividieron en tres partes

(externa, media e interna), contando cada una de ellas con un 33% del total de las hojas.

En los ciclos en los que se determinó el contenido de nitrógeno total (ciclos 2 y 3) la mitad de las hojas de cada parte se colocaron en una estufa a 65°C durante 48 horas y posteriormente se trituraron empleando un molinillo.

Con el resto de hojas, el mismo día de la recolección, se tomaron dos determinaciones indirectas de clorofila con el medidor SPAD-502 y dos medidas de color.

Una vez efectuadas estas medidas, se separaron los nervios de los limbos y se determinó la concentración de nitratos en cada una de las partes. Adicionalmente, en el ciclo C2, los limbos de estas hojas se emplearon para llevar a cabo la determinación de clorofilas mediante espectrofotometría el mismo día de la recolección.

Se realizó un diseño completamente aleatorizado, compuesto por 3 unidades de repetición (u.r.) y 1 plantas por u.r. En total el experimento ha contado con 3 u.r. y 3 plantas.

2.1.3. Experimento 2: Caracterización del color y SPAD en la hoja

Este ensayo se realizó de manera previa a los experimentos del Capítulo 3.

Las fechas de siembra, trasplante y recolección de los diferentes ciclos de cultivo se recogen en el siguiente cuadro (Cuadro 2.1.3.1.):

Cuadro 2.1.3.1. Fechas de siembra, plantación y recolección

Siembra	Plantación	Recolección invernadero
04-11-2013	09-12-2013	20-01-2014

Del mismo modo que en el experimento anterior, las hojas se separaron de manera individual desde la parte exterior hacia la interior siguiendo el orden de inserción de las hojas en la planta y se agruparon en tres grupos correspondiente a la parte externa, media e interna cada una de ellas con un 33% de las hojas.

De cada grupo se escogieron al azar cinco hojas, distinguiéndose en cada una de ellas ocho zonas tal y como se muestra en la figura 2.1.1. En cada zona, se tomaron dos medidas del contenido en clorofilas (valores SPAD) y dos lecturas de color.

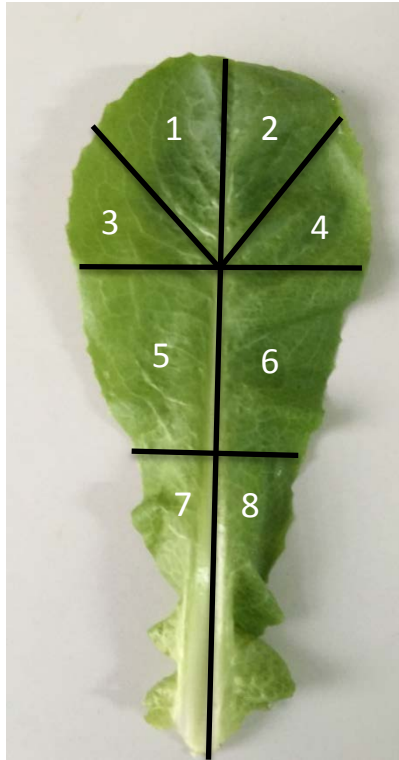


Figura 2.1.1. Distribución de las zonas de la hoja

Se realizó un diseño completamente aleatorizado, compuesto por 3 unidades de repetición (u.r.) y 1 plantas por u.r. En total el experimento ha contado con 3 u.r. y 3 plantas.

2.1.4. Parámetros medidos

2.1.4.1. Medidas de color

Las medidas de color se realizaron mediante un colorímetro modelo Chroma Meter CR-400 (Minolta, Japan)

(fotografía 2.6.) empleando la escala de la Comisión Internationale De L'éclairage (CIE) $L^*a^*b^*$.



Fotografía 2.6. Colorímetro

A partir de los valores obtenidos con el colorímetro se calculó el ángulo *Hue* y el *Croma* empleando las siguientes fórmulas:

$$H^{\circ} = 180 + \text{arc tg } \frac{b^*}{a^*}$$

$$C = \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2}$$

2.1.4.2. Determinación indirecta de clorofilas. Valores SPAD.

Para la determinación indirecta de la concentración de clorofila se empleó un medidor modelo Chlorophyll meter SPAD-502 Plus, Konica Minolta (fotografía 2.7.).



Fotografía 2.7. Medidor SPAD-502

2.1.4.3. Determinación directa de clorofilas

Se separó el limbo de los nervios de cada una de las hojas y se extrajeron discos con un sacabocados de la zona central de los limbos hasta alcanzar un peso de 500 mg. Estos discos se colocaron en un mortero y se trituraron usando acetona 80% como disolvente.

El triturado se colocó en un tubo de ensayo y se centrifugó durante 5 min a 4000 rpm. Una vez transcurrido este tiempo el sobrenadante se vertió en un matraz aforado, mientras que al precipitado se le volvió a añadir acetona 80% y se agitó con un vórtex hasta que quedó de color blanco y se volvió a centrifugar durante 5 min a 2000 ppm (fotografía 2.8.).



Fotografía 2.8. Extracción de clorofilas en disolvente

El sobrenadante obtenido en esta segunda centrifuga se vertió en el matraz aforado junto con el obtenido en la primera centrifuga y se enrasó con acetona a 50 ml.

Se realizaron medidas con el espectrofotómetro a las longitudes de onda de 663,645 y 470 nm (fotografía 2.9.).



Fotografía 2.9. Espectrofotómetro

La concentración de clorofila a (Cla), clorofila b (Clb) y carotenos se obtuvo empleando las siguientes fórmulas:

$$Cla (mg \cdot g^{-1}m. f.) = \frac{(11.73 \cdot A_{663 \text{ nm}} - 2.35 \cdot A_{645 \text{ nm}}) \cdot 50}{P \text{ muestra (g)}}$$

$$Clb (mg \cdot g^{-1}m. f.) = \frac{(18.61 \cdot A_{645 \text{ nm}} - 3.96 \cdot A_{663 \text{ nm}}) \cdot 50}{P \text{ muestra (g)}}$$

$$Clt = Cla + Clb$$

$$\begin{aligned} & \text{Carotenoides (mg} \cdot \text{g}^{-1}\text{m. f.)} \\ & = \frac{((1000 \cdot A_{470 \text{ nm}}) - (2.27 \cdot Cla) - (81.4 \cdot Clb)) / 227}{500} \cdot 50 \end{aligned}$$

A 470nm: Absorbancia a 470 nm

A663nm: Absorbancia a 663 nm

A645nm: Absorbancia a 645 nm

2.1.4.4. Análisis de nitratos

2.1.4.4.1. Toma de muestras.

Con el fin de analizar su contenido en nitratos, se tomaron el número de hojas de cada parte necesario para alcanzar un peso aproximado a 30 g.

2.1.4.4.2. Método de análisis utilizado, cálculos y operaciones realizadas para obtener el contenido en nitratos.

La determinación del contenido de nitratos, se realizó mediante reflectometría, para lo que se empleó un equipo RQflex de la marca Merck modelo KGaA, compuesto por un lector y unas tiras de plástico que sirven de soporte al reactivo.

Para ello el primer paso fue obtener el peso fresco de las muestras extraídas de cada repetición con una balanza analítica de la marca Mettler Toledo modelo AG204.

a) Peso fresco de las hojas (kg)

Una vez determinado el peso, y considerando que los nitratos se acumulan en mayor cantidad en el nervio central de la hoja, este se separó del resto de la hoja y se determinó su peso.

b) Peso de los nervios centrales.

A continuación, con un mortero y una maza, se procedió a triturar el nervio central. El triturado se filtró a través de una muselina y se obtuvo un extracto líquido, y un triturado que fueron pesados (fotografía 2.10.).



Fotografía 2.10. Triturado de los nervios

c) Peso del extracto líquido.

d) $\text{Peso fresco del triturado} = \text{Peso del nervio central (b)} - \text{Peso del extracto líquido (c)}$

El triturado en fresco se colocó en una estufa a una temperatura de 60°C durante 48 horas, hasta alcanzar peso constante, para obtener posteriormente su peso seco.

e) Peso seco del triturado.

f) $\% \text{ Materia seca del triturado} = \frac{\text{Peso seco del triturado (e)}}{\text{Peso fresco del triturado (d)}} \times 100$

g) % Líquido en el triturado = $100 - (\% \text{ materia seca del triturado})$ (f)

h) Peso de líquido del triturado = $\text{Peso fresco del triturado (d)} \times \frac{\% \text{ Líquido del triturado (g)}}{100}$

i) Peso del líquido del nervio central = $\text{Peso del extracto líquido (c)} + \text{Peso del líquido del triturado (h)}$.

Por otra parte, del extracto en líquido, se extrajo, con una pipeta, 1 mL del cual se obtuvo el peso.

j) Peso de 1 mL de extracto líquido.

Con este valor se pudo determinar el volumen total de líquido en el nervio central.

$$\text{Volumen de líquido en el nervio central (mL)} = \frac{\text{Peso del líquido del nervio central (i)}}{\text{Peso mL (j)}}$$

Este volumen se empleó para hacer una disolución con agua destilada 1:25 (m), sobre la cual se efectuaron las medidas de reflectometría. Para realizar las lecturas de nitratos se siguieron los siguientes pasos:

- Primero se sumerge durante 4-5 segundos la tira en la dilución (fotografía 2.11).

- A continuación, con la ayuda de un papel de trapicel se retira por capilaridad, el líquido sobrante.
- Antes de que transcurra 1 minuto se introduce la tira en el adaptador de varillas del aparato.
- Obtener la lectura ($\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$) (n) (fotografía 2.12).



Fotografía 2.11. Tiras soporte del reactivo para la medición de nitratos



Fotografía 2.12. Medidor de nitratos por reflectometría

Las muestras con un valor superior a $225 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ (máxima lectura del equipo) de nitratos se diluyeron con agua destilada a 1/50, repitiéndose los pasos citados anteriormente.

Para expresar la medida en $(\text{mg de nitratos}) \cdot (\text{kg de materia fresca})^{-1}$ se realizaron los siguientes cálculos:

$$o) \text{ mg nitratos en la dilución} = \text{Lectura} \times \frac{\text{Volumen dilución (ml)}(m)}{1000}$$

Los miligramos de nitratos de la dilución estaban contenidos en un mililitro de líquido,

$$p) \quad \text{mg de nitratos en el nervio central} = \frac{\text{mg de nitratos}}{\text{mL de líquido}}$$

(o) x Vol de líquido en el nervio central (K)

$$q) \quad \frac{\text{mg de nitratos}}{\text{kg de materia fresca}} = \frac{\text{mg de nitratos en el nervio central (p)}}{\text{kg de materia fresca (a)}}$$

2.1.4.5. Determinación del nitrógeno total

El análisis del nitrógeno se realizó mediante el método convencional de Kjeldhal. En este método, el material vegetal, seco y triturado, es atacado con ácido sulfúrico concentrado a ebullición, en presencia de un catalizador, para transformar el nitrógeno en sulfato amónico. A continuación, se destila en presencia de un exceso de hidróxido sódico y se valora el amoniaco destilado con ácido clorhídrico.

Los materiales, aparatos y reactivos utilizados fueron:

- Balanza de precisión.
- Campana extractora
- Placa agitadora marca selecta, modelo Agimatic-N
- pHmetro marca Mettler Toledo, modelo Easyseven
- Batería 2020 DIGESTOR Foss Tecator.

- Unidad de destilación KJELTEC modelo 2300 Foss Tecator
- Catalizador Kjeldal (Cu) (0.3 % en $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$) en tabletas.
- Agua oxigenada (H_2O_2) al 33 % p/v
- NaOH 40 %
- Agua destilada
- Mezcla ácida (H_3PO_4 y H_2SO_4)
- Solución ácido bórico indicador

La mezcla ácida se obtuvo añadiendo, por cada 50 mL de H_3PO_4 concentrado ($d=1.75 \text{ g cm}^{-3}$), 1000 mL de H_2SO_4 concentrado ($d=1.82\text{-}1.84 \text{ g cm}^{-3}$). El proceso se llevó a cabo en campana extractora.

Para preparar 0.5 L de disolución indicadora, se pesaron 0.495 g de verde de bromocresol y 0.330 g de rojo de metilo y se disolvieron en 0.5 L de etanol.

La disolución ácido bórico-indicador (1 L) se obtuvo pesando 20 g de H_3BO_3 que se disolvieron en 0.8 L de agua destilada, con la ayuda de un imán, placa agitadora y el calefactor conectado. Se le añadieron 20 mL de la disolución indicadora y se continuó agitando. Con la ayuda de un pHmetro se dejó el pH en 5.01, utilizando HCl para bajarlo y NaOH para subirlo. Se aforó con agua destilada a 1L y se homogeneizó.

En cada uno de los muestreos se colocaron las plantas correspondientes en una estufa a 65.5°C durante 48 horas y posteriormente se trituraron con un molinillo eléctrico.

Para realizar la digestión se pesaron 0.5 g de muestra seca y se introdujeron en el tubo de digestión, poniendo, al menos, dos tubos como blancos (sin muestra).

En cada tubo (incluido el blanco) se añadieron una pastilla de catalizador, 10 mL de mezcla ácida y 10 mL de H₂O₂ al 33 % que se aplicó en dos tandas (en la primera se añadieron 5 mL y se dejó hervir, pasando unos minutos se añadieron los 5 mL restante), dejando reposar los tubos unos 30 minutos para que se enfriasen.

A continuación los tubos se colocaron en el bloque de digestión (en campana extractora), que previamente se había calentado hasta 420°C, y se dejaron durante 1 hora para que el ácido atacase totalmente a la muestra. Trascurrido este tiempo, se dejaron enfriar 10 minutos y se les añadió a cada uno 50 mL de agua destilada.

Los tubos se llevaron a la unidad de destilación Kjeltex, que aportó el volumen de NaOH requerido para la destilación y recogió el amonio liberado sobre el ácido bórico (fotografía 2.13).

Por último, el destilado obtenido (de color verde) se valoró con HCl 0.1 N, empleando una bureta, hasta que viró a color rosa, anotando la cantidad empleada en la valoración en mL (fotografía 2.14).



Fotografía 2.13. Destilador Kjeltec



Fotografía 2.14. Valoración

Los valores del porcentaje de nitrógeno en la materia seca de las plantas se obtuvieron de la siguiente forma:

$$\% N = [(V_M) * f * N * 100 * 14] / P_m$$

donde: V_M = Volumen HCl gastados en la valoración de la muestra (mL), f = Factor del HCL, N = Normalidad del HCl, P_m = Peso de la muestra (mg).

2.1.4.6. Determinación de azúcares.

El método empleado para la determinación de sacarosa, glucosa y fructosa fue el siguiente:

Primero se colocaron las hojas en el congelador y posteriormente se secaron durante 72 horas con un liofilizador (fotografía 2.15). Una vez secas las muestras se trituraron con un molinillo.



Fotografía 2.15. Liofilizador

En tubos de vidrio se pesaron 200 mg de muestra y se le añadió a cada uno de ellos 4 mL de etanol (80%) a 75°C y 0.2 mL de la disolución de lactosa (30 mg/mL).

Los tubos se colocaron en un agitador eléctrico IKA MS 3 basic (color azul) y se dispusieron 10 minutos en el baño a 75°C. Transcurrido este tiempo se centrifugaron 20 minutos a 4500 r.p.m.

El sobrenadante se pasó a tubos de “speed vac” ($\text{Ø}=18$ mm), numerados correspondientemente, de forma que a cada tubo de centrífuga le correspondía uno de “speed vac” (fotografía 2.16).



Fotografía 2.16. “Speed vac”

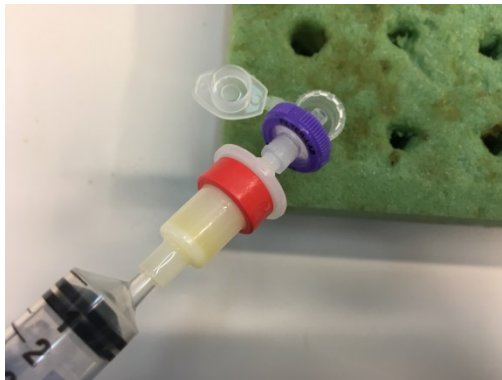
Este proceso se repitió dos veces más, es decir, se volvió a añadir al residuo 2 mL de etanol (pero no de lactosa), agitar, calentar, centrifugar y pasar el sobrenadante al tubo de “speed vac” correspondiente. De forma que al final el tubo de “speed vac” contuvo 8 mL de etanol y 0.2 mL de la disolución de lactosa.

Posteriormente se secó en el “speed vac” a 55 °C, hasta obtener un residuo sólido de azúcares (Hay que enchufar el “speed vac” una hora antes para que enfríe y se ponga en marcha, por ejemplo, cuando se haya terminado la primera de las tres ocasiones en que añadimos etanol).

Una vez seco se añadió a cada tubo 1 mL de agua mQ previamente calentada en el baño a 70 °C. Para facilitar la disolución agitar con agitador eléctrico IKA MS 3 basic (color azul) completando el desprendimiento de la muestra adherida al tubo con una varilla.

El contenido de cada tubo se pasó a un “eppendorf”, que se centrifugó durante 20 minutos a 12000 r.p.m. en una centrífuga modelo (MIKRO 20 Hettich Zentrifugen)

Por último, se filtró cada “eppendorf”, con filtros $\text{Ø}=0.45$ μm y cartuchos C-18. Los cartuchos C-18 se activan haciéndoles pasar, sucesivamente 5 mL de metanol y 5 mL de agua MQ. Este mismo método se utilizará para limpiar tantos los filtros como los cartuchos ya usados (cada filtro y cartucho pueden utilizarse 3 veces) (fotografía 2.17).



Fotografía 2.17. Filtrado de las muestras

Las muestras se analizaron en HPLC, previamente fueron conservadas en el congelador.

2.1.5. Análisis estadístico

Los datos fueron analizados estadísticamente con el programa Statgraphics Centurión XV. La separación de medias se llevó a cabo usando el tes LSD ($p \leq 0.05$).

2.2.Resultados del experimento sobre la evolución de distintos parámetros fisiológicos en el pseudocogollo.

2.2.1.Resultados ciclo C1.

Parámetros de color (Tabla 2.2.1.1.)

No se observó un efecto e.s. de la parte de la planta en el ángulo *Hue* ni en el *Croma*, mientras que la luminosidad fue aumentando desde la parte externa hasta la parte interna donde alcanzó los valores más elevados ($p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 2.2.1.1.)

Las medidas más elevadas de SPAD se determinaron en la parte externa y media con diferencias e.s. respecto de la parte interna ($p \leq 0.05$).

Concentración de nitratos (Tabla 2.2.1.2.)

La concentración de nitratos fue más elevada en la parte externa y disminuyó hasta la parte interna donde el valor fue más bajo ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (2.2.1.1., 2.2.1.2.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 2.2.1.1. Parámetros de color y SPAD

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Parte				
‘Externa’	47.54 c	126.95 -	20.94 -	24.29 a
‘Medio’	50.55 b	123.95 -	40.91 -	26.19 a
‘Interna’	56.72 a	123.51 -	31.45 -	19.82 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Parte (2)	63.8**	4.1 ^{ns}	4.3 ^{ns}	59.1**
Residual (32)	36.2	95.5	95.7	40.9
Desv. estándar	2.7	7.1	41.7	2.3

Tabla 2.2.1.2. Concentración de nitratos

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f. ⁻¹)
Parte	
‘Externa’	3586.18 a
‘Medio’	2356.76 b
‘Interna’	1111.06 c
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Parte (2)	80.7**
Residual (32)	19.3
Desv. estándar	457.5

m.f.: materia fresca

2.2.2.Resultados ciclo C2

Parámetros de color (Tabla 2.2.2.1.)

Tanto la luminosidad como el *Croma* presentaron los valores más elevados en la parte interna con diferencias e.s. respecto de la parte media y la externa ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

En cuanto al ángulo *Hue* no se observaron diferencias e.s. entre las diferentes partes aunque los valores más elevados se dieron en la parte externa.

Valores SPAD (Tabla 2.2.2.1.)

Se obtuvo una influencia e.s. de la parte de muestreo en los valores obtenidos con el medidor SPAD-502 observándose que fueron más altos en la parte externa y la parte media con diferencias e.s respecto de la parte interna ($p \leq 0.05$).

Concentración de clorofilas y carotenos (Tabla 2.2.2.2.)

En la parte externa y en la parte media se obtuvo la concentración más elevada de clorofila a, clorofila b y clorofila total, hallándose diferencias e.s. respecto de la parte interna ($p \leq 0.05$).

Del mismo modo el contenido en carotenos también fue superior en estas mismas proporciones (externa y media), obteniéndose el valor más bajo en la parte interna ($p \leq 0.05$).

Concentración de nitratos (Tabla 2.2.2.3.)

En la acumulación de nitratos hubo diferencias e.s. entre todas las partes de manera que fue más elevada en las hojas de la parte externa, disminuyendo paulatinamente su contenido hasta la parte interna donde fue más bajo ($p \leq 0.05$).

Contenido de nitrógeno (Tabla 2.2.2.3.)

Las hojas de la parte externa presentaron un porcentaje de nitrógeno total más bajo con diferencias e.s. respecto de las hojas de la parte media y de la parte interna ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (2.2.2.1, 2.2.2.2., 2.2.2.3.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 2.2.2.1. Parámetros de color y valores SPAD

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Parte				
‘Externa’	51.32 b	124.60 -	28.31 b	33.10 a
‘Medio’	53.75 b	124.38 -	29.87 b	31.52 a
‘Interna’	60.81 a	121.33 -	38.55 a	24.04 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Parte (2)	44.1**	13.2 ^{ns}	34.0**	22.9**
Residual (32)	55.9	86.8	66.0	77.1
Desv. estándar	3.5	2.9	4.8	5.6

Tabla 2.2.2.2. Concentración de clorofilas y carotenos

	Clorofilas*			Carotenos**
	a	b	Total	
Parte				
‘Externa’	0.87 a	0.26 a	1.13 a	1.53 a
‘Medio’	0.91 a	0.25 a	1.16 a	1.53 a
‘Interna’	0.55 b	0.13 b	0.68 b	0.94 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Parte (2)	50.1**	60.2**	51.8**	59.2**
Residual (32)	49.9	39.8	48.2	40.8
Desv. estándar	0.1	0.0	0.2	0.2

*mg clorofila · g⁻¹ materia seca

** mg carotenos · g⁻¹ materia seca

Tabla 2.2.2.3. Concentración de nitratos. Porcentaje de nitrógeno

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)	%Nitrógeno
Parte		
‘Externa’	2771.68 a	2.50 b
‘Medio’	1751.54 b	3.25 a
‘Interna’	872.16 c	3.46 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Parte (2)	68.5**	38.2**
Residual (32)	31.5	31.8
Desv. estándar	451.5	0.5

m.f.: materia fresca

2.2.3.Resultados ciclo C3

Parámetros de color (Tabla 2.2.3.1.)

Hubo un efecto e.s. de la parte muestreada en los parámetros de color estudiados, de manera que en la parte interna se alcanzaron los valores más elevados de luminosidad y *Croma* con diferencias e.s. respecto de las partes externa y media ($p \leq 0.05$). Por otro lado en la parte media se determinaron los valores de ángulo *Hue*, más altos seguidos por los de la parte externa y por último los de la parte interna, donde se dieron los más bajos con diferencias e.s. entre todas ellas ($p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 2.2.3.1.)

El contenido en clorofilas (valores SPAD) descendió desde la parte externa y media, donde se tomaron las medidas más elevadas, a la parte interna con diferencias e.s. entre ellas ($p \leq 0.05$).

Concentración de nitratos (Tabla 2.2.3.2.)

En la parte externa se determinó una mayor concentración de nitratos que fue descendiendo progresivamente hasta la parte interna donde se observó la concentración más baja, encontrándose diferencias e.s. entre todas las partes ($p \leq 0.05$).

Contenido de nitrógeno (Tabla 2.2.3.2.)

No se observó un efecto de la parte de la planta en el porcentaje de nitrógeno total de las hojas.

Contenido en azúcares (Tabla 2.2.3.3.)

Los valores más altos de fructosa y glucosa se determinaron en la parte media, mientras que en la parte externa se hallaron los más bajos en estos carbohidratos con diferencias e.s. entre ambas partes ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, en el caso de la sacarosa y el mioinositol, las diferencias encontradas entre las distintas partes no resultaron e.s.

En las siguientes tablas (2.2.3.1, 2.2.3.2, 2.2.3.3.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 2.2.3.1. Parámetros de color. Valores SPAD

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Parte				
‘Externa’	49.87 b	130.35 b	19.36 b	37.10 a
‘Medio’	50.16 b	131.86 a	18.16 b	36.05 a
‘Interna’	54.59 a	128.46 c	23.07 a	30.93 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Parte (2)	37.3**	22.5**	22.5**	21.4**
Residual (86)	62.7	77.5	77.5	78.6
Desv. estándar	2.8	2.6	3.9	5.3

Tabla 2.2.3.2. Concentración de nitratos. Porcentaje de nitrógeno

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f. ⁻¹)	%Nitrógeno
Parte		
‘Externa’	3081.7 a	4.99 -
‘Medio’	2235.0 b	4.66 -
‘Interna’	1135.2 c	4.86 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados		
Factor		
Parte (2)	93.5**	23.1 ^{ns}
Residual (32)	6.5	76.9
Desv. estándar	256.8	0.3

m.f.: materia fresca

Tabla 2.2.3.3. Contenido en azúcares ($\mu\text{g}\cdot\text{mg m.f.}^{-1}$)

	Fructosa	Glucosa	Sacarosa	Myoinositol
Parte				
‘Externa’	2.86 b	1.43 c	0.78 -	0.16 -
‘Medio’	9.68 a	10.77 a	0.93 -	0.16 -
‘Interna’	6.38 ab	6.19 b	0.82 -	0.27 -
Resumen ANOVA (gdl)		% suma de cuadrados		
Factor				
Parte (2)	78.3**	89.2**	1.6 ^{ns}	29.1 ^{ns}
Residual (32)	21.7	10.8	98.4	70.9
Desv. estándar	1.8	1.6	0.6	0.1

2.3.Resultados del experimento de caracterización del color y SPAD en la hoja

2.3.1. Parte externa del pseudocogollo

Parámetros de color (Tabla 2.3.1.1.)

Tanto la luminosidad como el *Croma* alcanzaron los valores más elevados en la base de la hoja (zonas 7-8) mientras que los más bajos se dieron en las zonas del ápice (zonas del 1 al 4,) encontrándose diferencias e.s. entre ellas ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

En cuanto al ángulo *Hue* las zonas del ápice (del 1 al 4) presentaron valores más elevados que el resto de zonas de la hoja con diferencias e.s. entre ellas ($p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 2.3.1.1.)

Las medidas más elevadas de SPAD se detectaron en la zona 2, situada en la porción apical de la hoja aunque sin diferencias e.s. respecto de las zonas 1 y 3 pero sí con el resto de zonas situadas más cerca de la base de la hoja ($p \leq 0.05$). Por otro lado, los valores más bajos se observaron en las zonas más basales (7 y 8) con diferencias e.s. con el resto de zonas ($p \leq 0.05$).

En la siguiente tabla (2.3.1.1), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 2.3.1.1. Parámetros de color y SPAD en diferentes zonas de hojas de la parte externa del pseudocogollo,

Zona	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
1	51.86 c	309.22 a	20.29 c	31.47 abc
2	53.19 bc	308.27 ab	21.57 bc	34.81 a
3	52.48 c	308.45 ab	20.97 bc	34.37 ab
4	51.86 c	308.78 ab	21.40 bc	30.29 c
5	55.63 b	306.04 bc	24.62 ab	31.14 bc
6	55.50 b	306.24 bc	24.22 ab	30.93 c
7	58.90 a	304.12 c	26.84 a	24.40 d
8	59.11 a	303.47 c	27.76 a	25.71 d
Resumen ANOVA (gdl)		% suma de cuadrados		
Factor				
Zona (7)	39.6**	22.2**	22.3**	68.0**
Residual (16)	60.4	77.8	77.7	32.0
Desv. estándar	3.6	4.0	5.1	2.6

2.3.2. Parte media del pseudocogollo

Parámetros de color (Tabla 2.3.2.1.)

Los valores más altos de luminosidad y *Croma* se observaron en las zonas más basales de la hoja (7 y 8), que correspondieron con los valores más bajos del ángulo *Hue* encontrándose diferencias e.s. entre estas zonas y el resto en todos los parámetros de color ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Por otro lado fue en las zonas más cercanas al ápice (1, 2, 3 y 4), donde el ángulo *Hue* alcanzó los valores más elevados mientras que la luminosidad y el *Croma* presentaron los valores más bajos con diferencias e.s. respecto del resto de zonas ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 2.3.2.1.)

La concentración de clorofilas fue más elevada en la zona 2 aunque sin diferencias e.s. respecto del resto de zonas del ápice (1, 3 y 4). En las zonas correspondientes a la base del limbo foliar, (7 y 8), se obtuvieron las medidas más bajas de SPAD con diferencias e.s. respecto del resto de zonas ($p \leq 0.05$).

En la siguiente tabla (2.3.2.1.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 2.3.2.1. Parámetros de color y SPAD en diferentes zonas de hojas de la parte media del pseudocogollo

Zona	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
1	51.94 d	310.31 a	19.44 c	29.10 abc
2	53.80 c	309.02 ab	21.17 c	30.45 a
3	52.87 cd	309.16 ab	20.79 c	29.58 ab
4	51.89 d	310.23 a	20.41 c	28.44 abc
5	55.55 b	307.27 c	23.98 b	26.46 c
6	55.49 b	307.65 bc	23.33 b	27.01 bc
7	58.24 a	305.44 d	26.25 a	21.93 d
8	58.08 a	305.57 d	26.45 a	23.44 d
Resumen ANOVA (gdl)				
Factor	% suma de cuadrados			
Zona (7)	33.2**	23.7**	30.7**	46.8**
Residual (16)	66.8	76.3	69.3	53.2
Desv. estándar	3.4	3.3	3.8	3.2

2.3.3. Parte interna del pseudocogollo

Parámetros de color (Tabla 2.3.3.1.)

Los valores más altos de luminosidad se dieron entre las zonas 5 y 8 con diferencias e.s. respecto del resto ($p \leq 0.05$). Por otro lado los valores más bajos se observaron en la zona 4 con diferencias e.s. respecto del resto de zonas, salvo en la 1 y la 2 ($p \leq 0.05$).

En la zona 4 se observó el valor más alto del ángulo *Hue* con diferencias e.s. respecto de las zonas 6, 7 y 8, pero no del resto ($p \leq 0.05$).

En cuanto al *Croma* fue superior en la zona 5, aunque sin diferencias e.s. respecto de las zonas 6, 7 y 8 pero si con las más apicales ($p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 2.3.3.1.)

Los valores más altos del SPAD, se determinaron en las zonas 1, 2, 3 y 4 con diferencias e.s. respecto del resto de zonas ($p \leq 0.05$). Los valores fueron disminuyendo en la parte basal de la hoja donde se obtuvieron los más bajos (zona 8) ($p \leq 0.05$).

En la siguiente tabla (2.3.3.1), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 2.3.3.1. Parámetros de color y SPAD en diferentes zonas de hojas de la parte interna del pseudocogollo

Zona	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
1	52.56 bc	310.97 ab	19.02 b	24.75 a
2	54.42 bc	310.52 ab	20.35 b	24.74 a
3	54.65 b	310.19 ab	20.42 b	24.63 a
4	52.16 c	312.27 a	18.55 b	25.75 a
5	57.53 a	311.19 ab	32.84 a	18.54 bc
6	57.02 a	308.53 bc	23.60 ab	18.91 b
7	58.80 a	306.58 c	26.48 ab	14.47 c
8	59.23 a	305.83 c	27.28 ab	9.75 d
Resumen ANOVA (gdl)		% suma de cuadrados		
Factor				
Zona (7)	41.7**	19.2**	11.8**	77.2**
Residual (16)	58.3	80.8	88.2	22.8
Desv. estándar	3.1	4.6	13.2	3.3

2.4. Discusión de los resultados correspondientes a los estudios previos

Las hojas mostraron un gradiente de la luminosidad y del *Croma* que se incrementó desde la parte externa hasta la interna. Resultados similares fueron obtenidos en lechuga, donde se observó que las hojas externas del pseudocogollo presentaron un color verde más oscuro que las de la parte interna, donde resultaron más claras (Henriques, Parks, 1976).

Del mismo modo, el contenido en clorofilas medido, tanto de manera indirecta con el medidor SPAD-502, como de manera directa con la extracción mediante acetona, resultó más bajo en la parte interna de la planta. Estos resultados corroboran los obtenidos en estudios anteriores realizados en lechuga, en los cuales asoció esta menor concentración de clorofilas en la parte interior del cogollo a la menor exposición de estas hojas a la luz (Henriques, Parks, 1976; Baslam *et al.*, 2013).

En cuanto al porcentaje de nitrógeno total se observó que en las hojas pertenecientes a la parte interna del pseudocogollo su contenido era más elevado, lo cual se halló también en lechuga (Baslam *et al.*, 2013). Determinados autores han señalado que la edad de la hoja sería uno de los factores que determinaría su contenido en nitrógeno, de manera que se produciría un descenso de este elemento con el incremento de la

edad, tratándose de un proceso genéticamente programado (Hikosaka *et al.*, 1994).

Por otro lado, la concentración de nitratos disminuyó desde la parte externa hacia la interna. Este descenso en la acumulación de nitratos en las hojas internas, fue observado anteriormente, en lechuga y podría estar asociado al mayor tamaño de las vacuolas, órganos donde se almacenan los nitratos, en las hojas desarrolladas (más externas), respecto de las hojas en crecimiento (hojas internas) (Asseo-Bickert, 1983; Santamaría *et al.*, 1999 b; Marsic, Osvald, 2002; Ott *et al.*, 2008).

El contenido de azúcares fue más más bajo en la parte exterior, lo cual podría indicar que las hojas de esta parte se encontrarían en periodo de senescencia, aunque, como se ha comentado anteriormente, el contenido en clorofilas de esta parte resultó superior que el de la parte interna. Resultados similares habrían sido obtenidos en lechuga, en los que se determinó un mayor contenido de azúcares en partes más internas de la planta, los que podría ser debido a que estas hojas actuarían como sumidero de los carbohidratos sintetizados en las hojas exteriores con el fin de emplearlos para diferentes funciones metabólicas (Baslam *et al.*, 2013).

En cuanto a las distintas zonas de la hoja, en la parte apical se obtuvo una coloración verde más intensa que se

correspondió con los valores más elevados del SPAD (contenido en clorofilas).

Teniendo en cuenta los resultados obtenidos, la parte media resultó la más indicada para muestrear las hojas necesarias en aras a realizar los diferentes análisis de esta tesis doctoral, mientras que las zonas óptimas de la hoja para obtener las medidas de color y SPAD resultaron ser las apicales.

2.5. Conclusiones del capítulo

- El contenido de nitratos disminuyó desde la parte externa del pseudocogollo hacia la parte interna.
- Las hojas más internas presentaron un mayor contenido de nitrógeno total.
- Los mayores contenidos en clorofila se encuentran en la parte externa y media.
- La zona apical de la hoja presentó un color verde (ángulo *Hue*) más intenso, así como el contenido en clorofilas más elevado.
- El contenido de glucosa y fructosa resultó más elevado en la parte media.
- Los valores más altos de luminosidad y *Croma* se obtuvieron en la zona basal de la hoja.
- La parte del pseudocogollo más indicada para realizar las determinaciones de clorofila, nitratos, nitrógeno, azúcares y color resultaron la parte media.
- La zona apical de la hoja sería la más indicada en la realización de las determinaciones de color y SPAD.

Capítulo 3

Efecto de diferentes modalidades de cultivo, ciclos, cultivares y soluciones nutritivas en la acumulación de nitratos e incidencia de fisiopatías.

3. EFECTO DE DIFERENTES MODALIDADES DE CULTIVO, CICLOS, CULTIVARES Y SOLUCIONES NUTRITIVAS EN LA ACUMULACIÓN DE NITRATOS E INCIDENCIA DE FISIOPATÍAS

Este capítulo consta de dos experimentos realizados durante entre los años 2013-2014 y 2014-2015.

3.1. Material y métodos

3.1.1. Características comunes a todos los experimentos

Los experimentos se llevaron a cabo en las instalaciones del Departamento de Producción Vegetal de la Universitat Politècnica de València (U.P.V.), situado en las coordenadas 39°38'N, 0°22'W. Estas instalaciones consisten en un invernadero tipo *Venlo*, de las mismas características que las explicadas en el apartado 2.1.1. del Capítulo 2 y una parcela perteneciente al campus de la U.P.V., situada en L'Horta de València.

Se emplearon dos cvs. de escarola de hoja ancha 'Cuartana' (más tolerante al 'tipburn') y 'Santel' (en principio más sensible al 'tipburn'). La siembra y la plantación definitiva, tanto en invernadero como en la parcela, se llevó a cabo de manera idéntica a la explicada en el apartado 2.1.1. del Capítulo 2.



Fotografía 3.1. Cultivar 'Cuartana'



Fotografía 3.2. Cultivar 'Santel'

El aporte de la solución nutritiva se realizó mediante fertirrigación, con un sistema de riego de alta frecuencia, de las mismas características que las expuestas en el apartado 2.1.1. del Capítulo 2 manteniendo el drenaje entre el 20 y el 30% del volumen de riego total.

Se aplicaron dos soluciones nutritivas con distintos niveles de nitratos cuya composición se recoge el cuadro 3.1.1.1:

- **S1:** nivel bajo de nitratos
- **S2:** nivel alto de nitratos

Cuadro 3.1.1.1. Composición de la solución nutritiva ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$)

Solución nutritiva	NO_3^-	H_2PO_4^-	SO_4^{2-}	NH_4^+	K^+	Ca^{2+}	Mg^{2+}	CE ($\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$)
S1	7.91	1.20	2.45	0.50	4.00	3.70	1.46	1.56
S2	16.91	1.20	2.45	0.50	6.00	4.20	4.46	2.46

3.1.2. Experimentos de la campaña 2013-2014

Los experimentos se realizaron en tres ciclos de cultivo cuyas fechas de siembra, trasplante y recolección se recogen en el siguiente cuadro (cuadro 3.1.2.1.).

Cuadro 3.1.2.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección de cada ciclo

Ciclo	Siembra	Trasplante	Recolección	
C1	04-11-13	09-12-13	Invernadero	03-03-14 a 05-03-14
			Aire libre	31-03-14 a 02-04-14
C2	28-02-14	01-04-14	Invernadero	26-05-14 a 30-05-14
			Aire libre	02-06-14 a 03-06-14
C3	06-05-14	02-06-14	Invernadero	23-07-14 a 25-07-14
			Aire libre	28-07-14 a 30-07-14

Se realizó un diseño en Split-plot-plot, compuesto por 2 cultivares (sub-subparcela), 2 soluciones nutritivas (subparcela), 2 modalidades de cultivo (parcela principal), con 3 unidades de repetición (u.r.) y 5 plantas por u.r. En total el experimento ha contado con 24 u.r. y 120 plantas.

3.1.3. Experimentos de la campaña 2014-2015

Los experimentos se realizaron durante cinco ciclos de cultivo cuyas fechas de siembra, trasplante y recolección se recogen en el cuadro 3.1.3.1.

Cuadro 3.1.3.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en cada ciclo

Ciclo	Siembra	Trasplante	Recolección	
C1	05-09-14	10-10-14	Invernadero	05-12-14 a 19-12-14
			Aire libre	22-12-14 a 23-12-14
C2	19-12-14	30-01-15	Invernadero	30-03-15 a 07-04-15
			Aire libre	29-04-15 a 30-04-15
C3	01-04-15	02-05-15	Invernadero	11-06-15 a 12-06-15
			Aire libre	25-06-15 a 26-06-15
C4	01-06-15	29-06-15	Invernadero	05-08-15 a 06-08-15
			Aire libre	06-08-15 a 07-08-15
C5	20-07-15	13-08-15	Invernadero	01-10-15 a 02-10-15
			Aire libre	13-10-15 a 14-10-15

Se realizó un diseño en Split-plot-plot, compuesto por 2 cultivares (sub-subparcela), 2 soluciones nutritivas (subparcela), 2 modalidades de cultivo (parcela principal), con 3 unidades de repetición (u.r.) y 5 plantas por u.r. En total el experimento ha contado con 24 u.r. y 120 plantas.

3.1.4. Parámetros estudiados.

Tras la recolección de las escarolas, se procedió a determinar los parámetros de color y contenido en clorofila así como la concentración de nitratos, la incidencia de fisiopatías y la producción.

Para la determinación del color, valores SPAD (concentración de clorofilas) y el contenido en nitratos se emplearon las mismas hojas. El muestreo se realizó eliminando las 12 primeras hojas del pseudocogollo y escogiendo el número necesario hasta alcanzar un peso aproximado de 30 g preciso para la determinación de los nitratos, teniendo en cuenta que todas ellas estuvieran sanas.

3.1.4.1. Determinación del color

Por cada unidad de repetición, se efectuaron 8 determinaciones de color en la parte apical de las hojas muestreadas, empleando un colorímetro del mismo modelo que el citado en el apartado 2.1.4.1. del Capítulo 2.

A partir de los valores obtenidos con el colorímetro se calculó el ángulo *Hue* y el *Croma* utilizando las fórmulas detalladas en el apartado 2.1.4.1. del Capítulo 2.

3.1.4.2. Determinación del contenido en clorofilas

Las determinaciones de la concentración de clorofila (en vivo) se tomaron mediante un medidor SPAD-502 de la misma marca y modelo que el explicado en el apartado 2.1.4.2. del Capítulo 2.

En cada una de las hojas se realizaron dos medidas SPAD en la parte apical de la hoja.

3.1.4.3. Análisis del contenido de nitratos

El contenido en nitratos se determinó mediante refractometría a partir de un extracto de la savia de los nervios de las hojas muestreadas y empleadas para realizar las mediciones de color y SPAD, siguiendo la misma metodología que la explicada en el apartado 2.1.4.4. del Capítulo 2.

3.1.4.4. Evaluación de la incidencia de las fisiopatías

3.1.4.4.1. Evaluación de la incidencia de ‘tipburn’

Para valorar el grado de incidencia del “tipburn” se empleó una escala cualitativa, de valores entre el 0 y el 3 (fotografía 3.3.). Siendo el 0 el valor correspondiente a plantas que no presentaban síntomas de las fisiopatía, el 1 para aquellas que mostraban pequeños indicios, el 2 para las que presentaban un nivel medio y el 3 para aquellas cuya incidencia fue elevada. El “tipburn” se evaluó en el momento de la recolección.



Fotografía 3.3. (A) Planta sana. (B) Grado 1 ‘tipburn’. (C) Grado 2 ‘tipburn’. (D). Grado 3 ‘tipburn’.

Las plantas que presentaban un grado de incidencia de 0 o 1 se consideraban comerciales, mientras que las de grado 2 o 3 no comerciales. Se determinó entonces el porcentaje de las plantas no comerciales (para el “tipburn”), así como los índices medio (IMTB) y ponderado (IPTB) de “tipburn”, que se calcularon con las siguientes expresiones:

$$IMTB =$$

$$1x(n^{\circ}plant. grado1/u.r.) + 2x(n^{\circ}plant. grado2/u.r.) + 3x(n^{\circ}plant. grado3/u.r.)$$

$$IPTB$$

$$= \frac{IMTB}{n^{\circ} plant. grado 1/u.r. + n^{\circ}plant. grado 2/u.r + n^{\circ}plant. grado 3/u.r}$$

El IMTB, sirve para estimar la incidencia de “tipburn” por cada u.r. Como se disponen de 5 plantas por u.r. el valor máximo para este índice es de 15.

El IPTB, permite observar la incidencia media de la fisiopatía en cada planta. Según el criterio empleado para evaluar la afección de “tipburn”, el valor máximo de este índice es 3.

3.1.4.4.2. Evaluación de la subida a flor prematura.

Para estudiar la susceptibilidad de los cultivares a la subida a flor prematura, se determinó la altura y la longitud del esbozo floral de cada planta (fotografía 3.4.), y con ambos parámetros se obtuvo la incursión del esbozo floral (en porcentaje) en el pseudocogollo de hojas mediante la siguiente expresión:

$$(\%) = \frac{\text{Esbozo floral (cm)}}{\text{Altura de la planta (cm)}} \cdot 100$$

Para calcular el porcentaje de plantas subidas a flor, se consideraron aquellas en las que el esbozo superó los 6 cm lo que equivalía aproximadamente a un 20% del tamaño de la planta.



Fotografía 3.4. Medida del esbozo floral.

3.1.4.5. Producción comercial

Se consideraron plantas comerciales aquellas cuya incidencia de “tipburn” presentaba valores entre 0-1, y no mostraban externamente problemas de subida a flor. De las plantas comerciales se determinó el porcentaje (%) y el peso medio.

3.1.5. Medida de la humedad relativa y la temperatura

Los valores de temperatura, humedad y radiación que se dieron a lo largo de los dos experimentos en ambas modalidades de cultivo cuyas gráficas se recogen en el anejo de temperaturas (Figuras 11.1, 11.2, 11.3, 11.4, 11.5, 11.6, 11.7 y 11.8) se tomaron de la siguiente manera:

Los datos climáticos de la parcela, se obtuvieron a través del servicio de meteorología de la U.P.V., mientras que los del invernadero se registraron a partir de sensores climáticos

instalados en el mismo asociado al software de control del clima (fotografía 3.5. y 3.6).



Fotografías 3.5 y 3.6. Sensores climáticos.

En los cuadros 3.1.5.1. y 3.1.5.2. se recogen los valores medios de temperatura, humedad y radiación (al aire libre) de los diferentes ciclos de cultivo estudiados en ambos experimento

Cuadro 3.1.5.1. Valores medios de temperatura (T_m), humedad relativa (HR) y radiación (aire libre) en los diferentes ciclos y modalidades de cultivo. Experimentos campaña 2013-2014.

	C1	C2	C3
T_m invernadero ($^{\circ}\text{C}$)	18.7	26.0	27.5
T_m aire libre ($^{\circ}\text{C}$)	11.2	22.5	24.4
HR invernadero (%)	48.6	45.9	48.0
HR aire libre (%)	65.6	74.9	75.3
Radiación ($\text{W}\cdot\text{m}^{-2}$)	1451	2182	2331

Cuadro 3.1.5.2. Valores medios de temperatura (T_m), humedad relativa (HR) y radiación (aire libre) en los diferentes ciclos y modalidades de cultivo. Experimentos campaña 2014-2015

	C1	C2	C3	C4	C5
T^a invernadero ($^{\circ}\text{C}$)	20.9	20.4	26.1	28.8	28.1
T^a aire libre ($^{\circ}\text{C}$)	16.5	14.4	21.3	25.8	24.8
HR invernadero (%)	45.7	38.1	40.3	48.4	45.1
HR aire libre (%)	72.7	64.2	70.2	77.5	72.0
Radiación ($\text{W}\cdot\text{m}^{-2}$)	1109	2088	2448	2201	1880

3.1.6. Análisis estadístico de los resultados

Los datos obtenidos para cada uno de los experimentos se sometieron a un análisis de la varianza, empleando para ello el programa Statgraphics Centurión XV, y mediante el test LSD ($p \leq 0.05$) se realizó la separación de las medias. Para el análisis de los porcentajes (% de plantas comerciales, plantas afectadas por “tipburn”, plantas subidas a flor, esbozo floral) se realizó una transformación angular de los datos o arcoseno, determinado el ángulo cuyo seno es la raíz cuadrada de la proporción (porcentaje (%)/100). Para el cálculo de la matriz de correlaciones se realizó un modelo de regresión simple entre los dos parámetros.

3.2. Resultados y discusión de los experimentos de la campaña 2013-2014

3.2.1. Resultados ciclo C1

Producción comercial (Tabla 3.2.1.1.)

El porcentaje de plantas comerciales fue mayor en el cultivar ‘Cuartana’ que en el cultivar ‘Santel’, con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la cual, al aire libre las diferencias entre cultivares no fueron e.s. (Figura 3.2.1.1.A)

Las plantas regadas con la solución S1 presentaron un porcentaje de plantas comerciales más alto que las regadas con la solución S2 ($p \leq 0.05$), sin embargo, se encontró una interacción cultivar x solución e.s. ($p \leq 0.05$), determinándose que en el cultivar ‘Cuartana’, las diferencias entre soluciones nutritivas no fueron tales (Figura 3.2.1.1.B)

En cuanto a la modalidad de cultivo, se observó que al aire libre los valores de este parámetro fueron superiores respecto del cultivo bajo invernadero ($p \leq 0.05$). Se obtuvo una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la cual, en el cultivar ‘Cuartana’, las diferencias entre modalidades de cultivo no resultaron e.s. (Figura 3.2.1.1.A)

Por otro lado, no hubo una influencia e.s. ni del cultivar ni de la solución nutritiva empleada en el peso medio comercial,

mientras que sí que se observó un efecto de la modalidad de cultivo obteniéndose en las plantas cultivadas en invernadero valores más elevados de este parámetro que en las cultivadas al aire libre ($p \leq 0.05$). No se observó ninguna interacción e.s. para este parámetro.

Producción no comercial (Tabla 3.2.1.1.)

No se observó un efecto e.s. de ninguno de los parámetros estudiados en el porcentaje de plantas afectadas por 'tipburn', aunque en cultivo bajo túnel la incidencia media de 'tipburn' fue sensiblemente superior que al aire libre. Las interacciones obtenidas entre los factores para este parámetro tampoco resultaron e.s.

En cuanto al porcentaje de plantas subidas a flor, el cultivar 'Santel' resultó más susceptible que el cultivar 'Cuartana', puesto que presentó valores más altos ($p \leq 0.05$). Del mismo modo, se observó una influencia e.s. de la solución nutritiva empleada, siendo mayor este parámetro cuando la solución empleada era la S2 ($p \leq 0.05$). Se determinó una interacción cultivar x solución e.s., ($p \leq 0.01$), por la que, en el caso del cultivar 'Cuartana' las diferencias entre soluciones no resultaron e.s. (Figura 3.2.1.2. A)

Por otro lado, también se obtuvieron diferencias e.s. entre las modalidades de cultivo, de manera que las plantas cultivadas bajo invernadero dieron un porcentaje de plantas

subidas a flor superior al cultivo al aire libre ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), observándose que estas diferencias no resultaron tales en el caso del cultivar ‘Cuartana’ (Figura 3.2.1.2. B).

Incidencia de fisiopatías (Tabla 3.2.1.2)

No se encontró una influencia del cultivar empleado ni de la solución nutritiva en los índices IMTB e IPTB, mientras que para la modalidad de cultivo, las diferencias entre ambas solo resultaron e.s. en el caso del índice IMTB, obteniéndose los valores más elevados en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$).

El cultivar ‘Santel’ presentó un porcentaje de incursión del esbozo floral superior al cultivar ‘Cuartana’, con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$), sin embargo, no hubo una influencia e.s. de la solución nutritiva empleada.

Por otro lado las condiciones de invernadero favorecieron a una mayor incursión del esbozo floral, con diferencias e.s. respecto del aire libre ($p \leq 0.05$), aunque se obtuvo una interacción cultivar x modalidad, por la cual, en el caso del cultivar ‘Cuartana’ las diferencias entre modalidades no fueron e.s. ($p \leq 0.01$) (Figura 3.2.1.3.)

Parámetros de color (Tabla 3.2.1.3)

Para la luminosidad (L), no hubo diferencias e.s. en el cultivar empleado, como tampoco se obtuvieron entre soluciones nutritivas. En cuanto a la modalidad de cultivo, la luminosidad fue más elevada al aire libre que bajo invernadero ($p \leq 0.05$).

El cultivar y la solución nutritiva empleados no tuvieron una influencia e.s. en el valor del ángulo *Hue* ni del *Croma* (C), mientras que sí que se observó un efecto de la modalidad de cultivo, aunque las diferencias solo resultaron e.s. para el *Croma*, obteniéndose los valores más altos en el cultivo al aire libre, con diferencias e.s. respecto del cultivo en invernadero ($p \leq 0.05$).

Ninguna de las interacciones estudiadas resultó e.s. para los parámetros de color.

Valores SPAD (Tabla 3.2.1.3.)

El valor del SPAD fue superior para el cultivar ‘Cuartana’ que para el cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$).

Las plantas regadas con la solución nutritiva S1, y las cultivadas bajo invernadero presentaron concentraciones de clorofilas superiores a los obtenidos en las plantas a las que se les aplicó la solución S2 y a las cultivadas al aire libre ($p \leq 0.05$, $p \leq 0.05$).

Concentración de nitratos (Tabla 3.2.1.4.)

La acumulación de nitratos fue mayor en el cultivar ‘Cuartana’ que en el cultivar ‘Santel’, con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$), sin embargo, se halló una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), observándose, que en las plantas cultivadas al aire libre no hubo diferencias entre ambos cultivares (Figura 3.2.1.4.A)

Por otro lado, las plantas regadas con la solución nutritiva S2, presentaron una concentración de nitratos en hojas superior a aquellas en las que se empleó la solución S1 ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción solución x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, al aire libre no se encontraron diferencias entre las soluciones nutritivas (Figura 3.2.1.4.B).

Las condiciones de invernadero favorecieron la acumulación de nitratos respecto del cultivo al aire libre, encontrándose diferencias e.s. entre ambas modalidades ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (3.2.1.1, 3.2.1.2., 3.2.1.3., 3.2.1.4.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 3.2.1.1. Producción comercial y no comercial (C1)

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Cultivar				
‘Santel’	46.66 b	268.21 -	0.00 -	52.78 a
‘Cuartana’	95.83 a	281.66 -	4.16 -	0.00 b
Solución nutritiva				
S1	75.00 a	251.84 -	2.77 -	22.22 b
S2	67.50 b	298.04 -	1.39 -	30.55 a
Modalidad de cultivo				
Invernadero	48.33 b	327.71 a	4.16 -	47.27 a
Aire libre	94.16 a	222.16 b	0.00-	5.56 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Cultivar (1)	39.1**	0.4 ^{ns}	8.8 ^{ns}	45.8**
Solución (1)	1.8*	6.7 ^{ns}	0.3 ^{ns}	1.9**
Modalidad (1)	31.7**	23.3**	8.8 ^{ns}	23.5**
Interacción				
Cult. x Sol. (1)	2.2*	0.03 ^{ns}	0.3 ^{ns}	1.9**
Cult. x Mod. (1)	17.9**	0.4 ^{ns}	8.8 ^{ns}	23.5**
Sol. x Mod. (1)	0.5 ^{ns}	4.1 ^{ns}	0.3 ^{ns}	0.3 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.3 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.3 ^{ns}	0.3 ^{ns}
Residual (16)	6.5	25.3	72.5	2.9
Desv. estándar	11.1	45.0	8.7	7.5

Ciclo 1. Siembra: 04-11-13; Recolección: 05-03-14 (Invernadero); 02-04-14 (aire libre). S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.2.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Santel’	0.75 -	1.00 -	50.91 a
‘Cuartana’	1.91-	1.10 -	10.78 b
Solución nutritiva			
S1	1.08 -	1.10-	28.45 -
S2	1.58 -	1.00-	33.25 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	2.66 a	1.10 -	39.93 a
Aire libre	0.00 b	-	21.76 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	7.1 ^{ns}	12.5 ^{ns}	65.4**
Solución (1)	1.3 ^{ns}	0.5 ^{ns}	0.7 ^{ns}
Modalidad (1)	37.0**	0.0 ^{ns}	10.4**
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	0.6 ^{ns}	0.5 ^{ns}	1.3 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	7.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}	15.5**
Sol. x Mod. (1)	1.3 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.5 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.6 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.6 ^{ns}
Residual (16)	45.1	86.5	5.7
Desv. estándar	1.8	0.1	4.8

Ciclo I. Siembra: 04-11-13; Recolección: 05-03-14 (Invernadero); 02-04-14 (aire libre). S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.2.1.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y valores SPAD (C1)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Santel’	43.28 - 132.95 -	17.62 -		36.55 b
‘Cuartana’	42.45 - 126.27 -	17.56 -		39.20 a
Solución nutritiva				
S1	42.10 - 129.21 -	17.06 -		39.00 a
S2	43.68 - 129.93 -	18.02 -		36.75 b
Modalidad de cultivo				
Invernadero	39.07 b	129.19 -	14.16 b	44.77 a
Aire libre	46.65 a	129.93 -	20.92 a	30.97 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Cultivar (1)	0.8 ^{ns}	12.3 ^{ns}	0.0 ^{ns}	2.8*
Solución (1)	2.7 ^{ns}	0.1 ^{ns}	1.7 ^{ns}	2.0*
Modalidad (1)	66.0**	0.1 ^{ns}	86.7**	75.6**
Interacción				
Cult. x Sol. (1)	0.0 ^{ns}	0.38 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.00 ^{ns}
Cult. x Mod. (1)	0.7 ^{ns}	9.7 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	4.2 ^{ns}	4.5 ^{ns}	1.5 ^{ns}	12.3 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.0 ^{ns}	5.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}	1.84*
Residual (16)	25.5	67.7	10.0	5.4
Desv. estándar	2.8	9.7	1.4	2.3

Ciclo I. Siembra: 04-11-13; Recolección: 05-03-14 (Invernadero); 02-04-14 (aire libre). S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.2.1.4. Concentración de nitratos (C1)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cultivar	
‘Santel’	1486.01 b
‘Cuartana’	1996.69 a
Solución nutritiva	
S1	1345.21 b
S2	2137.49 a
Modalidad de cultivo	
Invernadero	2650.47 a
Aire libre	832.22 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Cultivar (1)	2.7 **
Solución (1)	6.9**
Modalidad (1)	78.9**
Interacción	
Cultivar x Sol. (1)	0.01 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	2.7**
Sol. x Mod. (1)	6.9**
Cult x Sol x Mod (1)	0.0 ^{ns}
Residual (16)	2.0
Desv. estándar	247.9

Ciclo 1. Siembra: 04-11-13; Recolección: 05-03-14 (Invernadero); 02-04-14 (aire libre). S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

m.f.: materia fresca

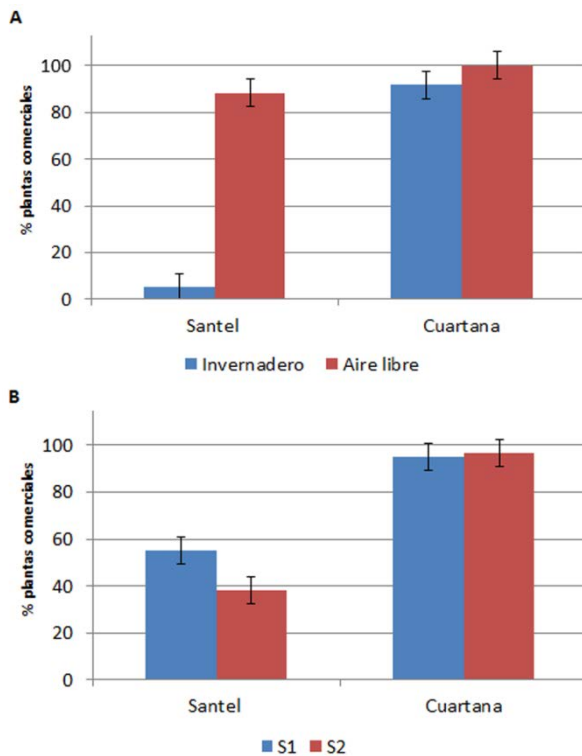


Figura 3.2.1.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción: cultivar x solución (A), cultivar x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

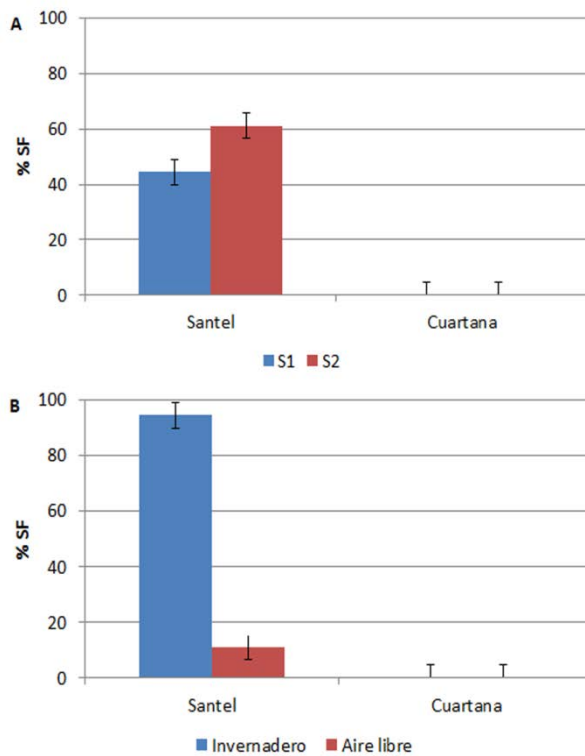


Figura 3.2.1.2. Porcentaje de plantas subidas a flor. Interacción: cultivar x solución (A). Interacción cultivar x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

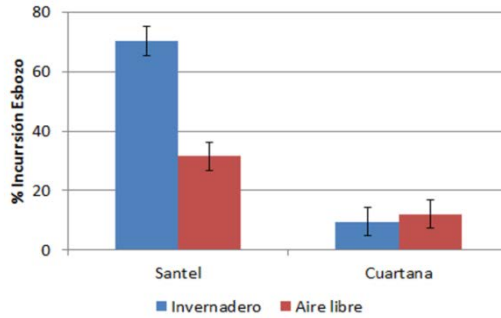


Figura 3.2.1.3. Porcentaje incursión del esbozo floral. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

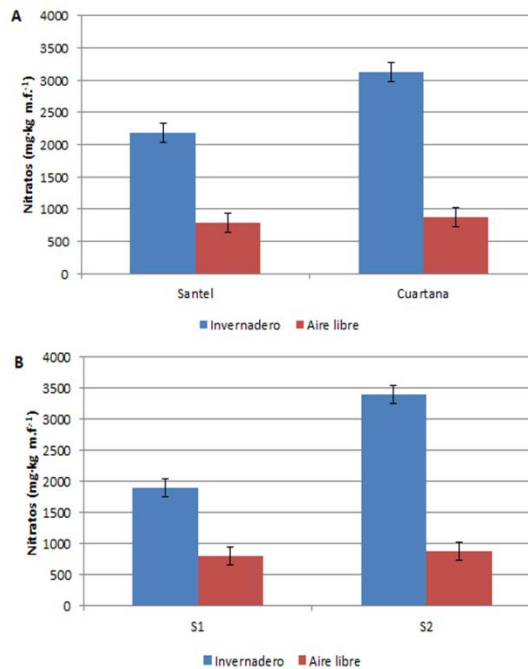


Figura 3.2.1.4. Concentración de nitratos. Interacción cultivar x modalidad (A), solución x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

3.2.2. Resultados ciclo C2

Producción comercial (Tabla 3.2.2.1)

El cultivar ‘Cuartana’ presentó un porcentaje de plantas comerciales superior al cultivar ‘Santel’, con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$), mientras que el peso medio comercial fue más elevado en el cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción cultivar x modalidad e.s., para ambos parámetros, por la que, en las condiciones del aire libre, no hubo diferencias entre cultivares ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) (Figura 3.2.2.1.)

Por otro lado, no hubo una influencia e.s. de la solución nutritiva empleada ni en el porcentaje de plantas comerciales ni en el peso medio comercial.

En cuanto al efecto de la modalidad, al aire libre, se encontró un porcentaje de plantas comerciales mayor que bajo invernadero ($p \leq 0.05$). Sin embargo, el peso medio comercial fue más elevado en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$). La interacción cultivar x modalidad resultó e.s. para el peso medio comercial, de manera que para el cultivar ‘Cuartana’ las diferencias entre modalidades no resultaron e.s ($p \leq 0.01$) (Figura 3.2.2.2.).

Producción no comercial (Tabla 3.2.2.1)

El mayor porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ se observó en el cultivar ‘Santel’, con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción cultivar x modalidad e.s., por las que, en el cultivo al aire libre las diferencias entre cultivares no fueron e.s. ($p \leq 0.01$) (Figura 3.2.2.3)

Las plantas regadas con la solución S2 presentaron una mayor incidencia de ‘tipburn’ que las regadas con la solución S1 con diferencias e.s. entre ambas ($p \leq 0.05$).

Bajo invernadero se obtuvo un porcentaje de plantas afectadas más elevado que al aire libre ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s., observándose que en el cultivar ‘Cuartana’, las diferencias entre modalidades de cultivo no fueron e.s. ($p \leq 0.01$) (Figura 3.2.2.3.).

En cuanto al porcentaje de plantas subidas a flor, las diferencias encontradas solo resultaron e.s. en el caso del cultivar, de manera que fue el cultivar ‘Santel’ el que presentó los valores más altos de este parámetro ($p \leq 0.05$).

No hubo ningún efecto e.s. de los factores analizados sobre ninguno de los parámetros estudiados en las plantas afectadas evaluadas conjuntamente por ‘tipburn’ y subida a flor prematura.

Las interacciones obtenidas tanto en las plantas subidas a flor como para las afectadas por subida a flor y ‘tipburn’ simultáneamente no resultaron e.s.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 3.2.2.2.)

Los valores más elevados del índice IMTB se obtuvieron en el cultivar ‘Santel’ con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción cultivar x modalidad e.s., por la que, al aire libre, las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. ($p \leq 0.01$) (Figura 3.2.2.4.)

Respecto del efecto de la solución nutritiva empleada en este parámetro, las diferencias encontradas entre ambas no resultaron e.s., mientras que sí que lo hubo por parte de la modalidad de cultivo, observándose que bajo invernadero el índice IMTB fue superior que al aire libre ($p \leq 0.05$).

En el caso del porcentaje de incursión del esbozo floral, se encontraron diferencias e.s. tanto entre los cultivares empleados como entre las soluciones nutritivas, observándose que fue superior para el cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$) y en las plantas regadas con la solución S1 ($p \leq 0.05$). Por otro lado, las diferencias entre modalidades de cultivo no resultaron e.s.

Parámetros de color (Tabla 3.2.2.3.)

No se detectó influencia alguna del cultivar empleado sobre los valores de luminosidad y *Croma* (C), sin embargo, los valores más altos del ángulo *Hue* se observaron en el cultivar ‘Cuartana’, con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s. para el ángulo *Hue* ($p \leq 0.01$) por la que, en el cultivo bajo invernadero, no hubo diferencias e.s. entre los cultivares empleados (Figura 3.2.2.5. A)

La solución nutritiva empleada, no manifestó un efecto e.s. sobre ninguno de los parámetros de color estudiados. Tanto para la luminosidad como para el *Croma*, se hallaron sendas interacciones solución x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), por las que en el cultivo bajo invernadero los valores más elevados de ambos parámetros se obtuvieron con las plantas regadas con la solución S2, con diferencias e.s. respecto de la solución S1 ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$) (Figura 3.2.2.5. B; Figura 3.2.2.5. C)

Para la modalidad de cultivo, los valores más elevados de luminosidad y *Croma*, se observaron en las plantas cultivadas al aire libre, mientras las obtenidas bajo invernadero alcanzaron los valores más altos del ángulo *Hue* ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 3.2.2.3.)

No hubo diferencias en la concentración de clorofilas entre los cultivares empleados, como tampoco se halló una influencia clara de la solución nutritiva empleada. En cuanto al efecto de la modalidad de cultivo, la concentración de clorofilas fue superior en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$).

Se detectó una interacción solución x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, las plantas cultivadas al aire libre, presentaron valores de SPAD más elevados cuando se regaron con la solución S1 ($p \leq 0.05$) (Figura 3.2.2.6.).

Acumulación de nitratos (Tabla 3.2.2.4)

No hubo diferencias e.s. en la acumulación de nitratos entre los cultivares empleados.

Las plantas regadas con la solución S2 presentaron una concentración de nitratos en hojas superior que las regadas con la solución S1 ($p \leq 0.05$).

En las plantas cultivadas bajo invernadero, la acumulación de nitratos fue más elevada que al aire libre ($p \leq 0.05$).

No se detectaron interacciones e.s. entre factores para este parámetro.

En las siguientes tablas (3.2.2.1., 3.2.2.2., 3.2.2.3., 3.2.2.4), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 3.2.2.1. Producción comercial y no comercial (C2)

	Producción comercial		Producción no comercial		
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)	Porcentaje plantas sf+tb(%)
Cultivar					
‘Santel’	48.33 b	873.50 a	38.33 a	10.00 a	3.33 -
‘Cuartana’	93.33 a	781.32 b	6.67 b	0.00 b	0.00 -
Solución nutritiva					
S1	71.66 -	849.61 -	18.33 b	6.67 -	3.33 -
S2	70.00 -	805.26 -	26.66 a	3.33 -	0.00 -
Modalidad de cultivo					
Invernadero	46.66 b	908.71 a	45.00 a	5.00 -	3.33 -
Aire libre	95.00 a	746.14 b	0.00 b	5.00 -	0.00 -
Resumen ANOVA (gdl)		% suma de cuadrados			
Factor					
Cultivar (1)	33.3**	12.1*	17.0**	25.3*	9.1 ^{ns}
Solución (1)	0.1 ^{ns}	2.8 ^{ns}	2.8*	1.8 ^{ns}	9.1 ^{ns}
Modalidad (1)	41.4**	37.8**	51.1**	0.2 ^{ns}	9.1 ^{ns}
Interacción					
Cult. x Sol. (1)	1.0 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.03 ^{ns}	1.8 ^{ns}	9.1 ^{ns}
Cult. x Mod. (1)	14.2**	21.6**	17.0**	0.2 ^{ns}	9.1 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	1.0 ^{ns}	6.4 ^{ns}	2.8 ^{ns}	0.2 ^{ns}	9.1 ^{ns}
Cult xSol xMod (1)	0.1 ^{ns}	3.1 ^{ns}	0.03 ^{ns}	0.2 ^{ns}	9.1 ^{ns}
Residual (16)	8.9	36.5	9.1	70.0	36.4
Desv. estándar	12.1	92.2	10.9	12.3	5.4

Ciclo 2. Siembra: 28-02-2014; Recolección: 30-05-14 (Invernadero); 03-06-14 (aire libre). S1: $[\text{NO}_3^-]$: 7.91 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$; S2: $[\text{NO}_3^-]$: 16.91 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$

Tabla 3.2.2.2. Incidencia de fisiopatías (C2)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Santel’	5.00 a	2.00 a	32.55 a
‘Cuartana’	2.75 b	1.00 b	15.75 b
Solución nutritiva			
S1	3.75 -	1.50 -	27.04 a
S2	4.00 -	1.60 -	21.26 b
Modalidad de cultivo			
Invernadero	7.75 a	1.60 -	24.90 -
Aire libre	0.00 b	-	23.40 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	7.0 **	77.3**	64.6**
Solución (1)	0.1 ^{ns}	2.4 ^{ns}	6.6*
Modalidad (1)	82.5 **	0.0 ^{ns}	0.3 ^{ns}
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	0.01 ^{ns}	0.0 ^{ns}	4.7 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	7.0 **	0.0 ^{ns}	2.6 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.05 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.02 ^{ns}
Residual (16)	3.4	20.2	21.1
Desv. estándar	1.0	0.3	3.9

Ciclo 2. Siembra: 28-02-2014; Recolección: 30-05-14 (Invernadero); 03-06-14 (aire libre). S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.2.2.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo *Hue* (H°), Croma (C) y valores SPAD (C2)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Santel’	42.45 - 126.16 b	17.46 -		37.67 -
‘Cuartana’	40.91 - 126.71 a	16.90 -		39.18 -
Solución nutritiva				
S1	41.15 - 126.62 -	16.67 -		39.37 -
S2	42.21 - 126.25 -	17.71 -		37.48 -
Modalidad de cultivo				
Invernadero	38.39 b	128.63 a	13.91 b	43.93 a
Aire libre	44.97 a	124.25 b	20.46 a	32.92 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Cultivar (1)	3.5 ^{ns}	1.4*	0.6 ^{ns}	1.4 ^{ns}
Solución (1)	1.7 ^{ns}	0.3 ^{ns}	2.1 ^{ns}	2.3 ^{ns}
Modalidad (1)	65.3*	85.1**	82.8**	76.3**
Interacción				
Cult. x Sol. (1)	0.2 ^{ns}	0.2 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cult. x Mod. (1)	0.1 ^{ns}	3.3**	0.3 ^{ns}	0.1 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	10.6*	3.6**	4.1*	6.8**
Cult. x Sol x Mod (1)	2.2 ^{ns}	1.61*	0.36 ^{ns}	0.89 ^{ns}
Residual (16)	16.4	4.4	9.8	12.2
Desv. estándar	2.0	0.6	1.4	2.7

Ciclo 2. Siembra: 28-02-2014; Recolección: 30-05-14 (Invernadero); 03-06-14 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.2.2.4. Concentración de nitratos (C2)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f. ⁻¹)
Cultivar	
‘Santel’	2372.52 -
‘Cuartana’	2684.50 -
Solución nutritiva	
S1	1804.28 b
S2	3252.73 a
Modalidad de cultivo	
Invernadero	3418.71 a
Aire libre	1638.31 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Cultivar (1)	0.3 ^{ns}
Solución (1)	4.7 ^{**}
Modalidad (1)	83.9 ^{**}
Interacción	
Cultivar x Sol. (1)	0.1 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.2 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	2.7 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.04 ^{ns}
Residual (16)	8.1
Desv. estándar	618.5

Ciclo 2. Siembra: 28-02-2014; Recolección: 30-05-14 (Invernadero); 03-06-14 (aire libre). S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹
m.f.: materia fresca

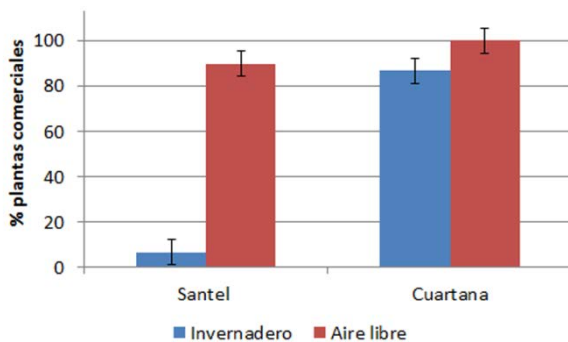


Figura 3.2.2.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

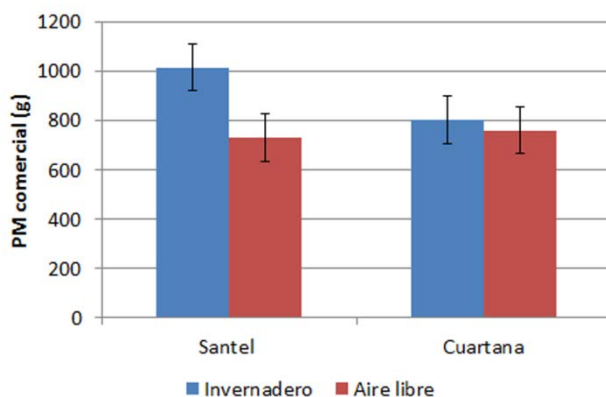


Figura 3.2.2.2. Peso medio comercial. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

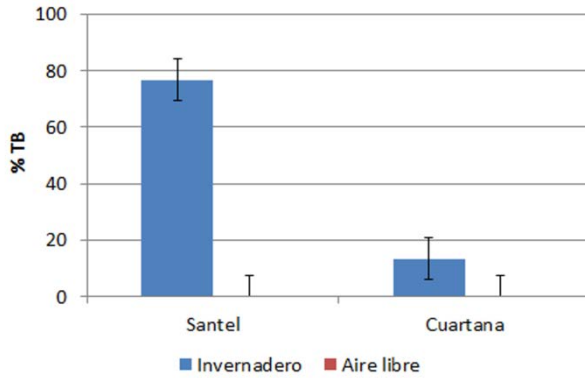


Figura 3.2.2.3. Porcentaje de 'tipburn'. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor LSD ($p \leq 0.05$)

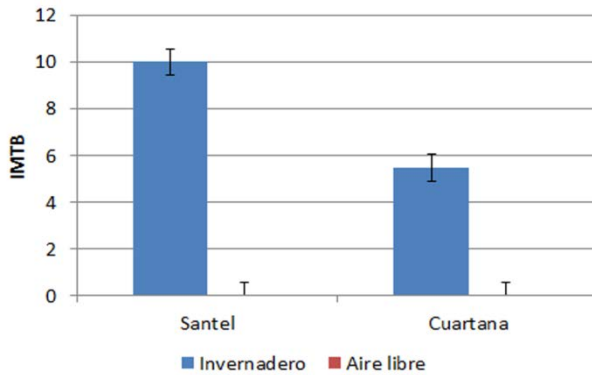


Figura 3.2.2.4. IMTB. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

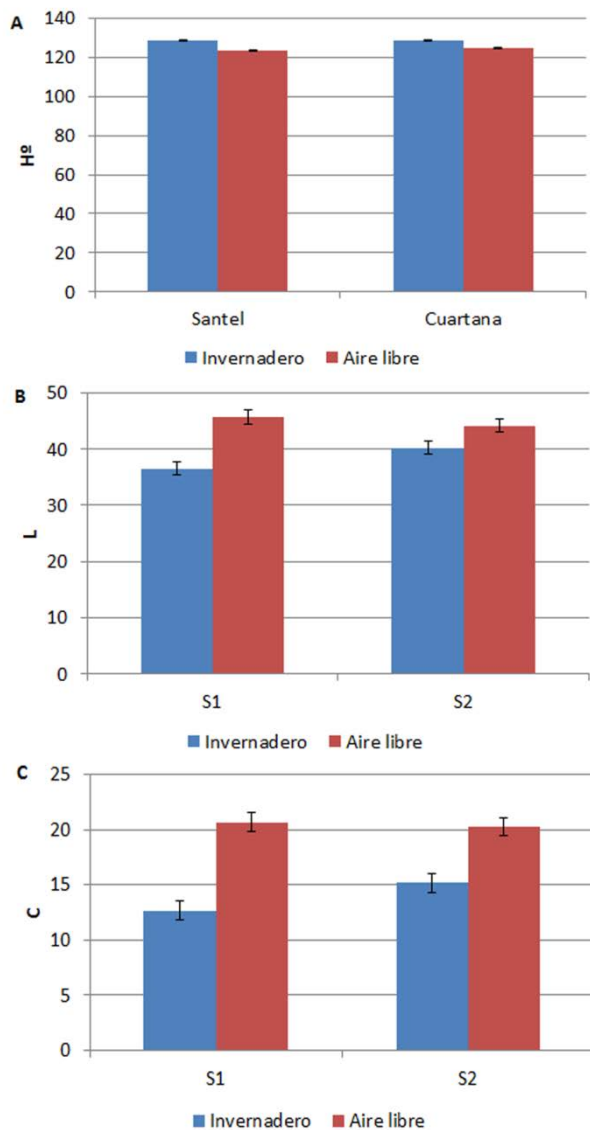


Figura 3.2.2.5. Interacción cultivar x modalidad. Ángulo *Hue* (A). Interacción solución x modalidad. Luminosidad (B), Croma (C). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

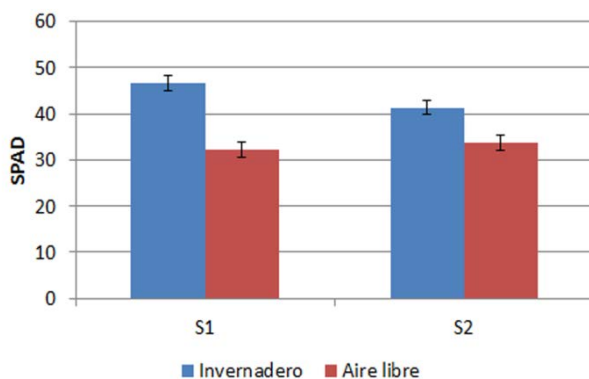


Figura 3.2.2.6. Valores SPAD. Interacción solución x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

3.2.3. Resultados ciclo C3

Producción comercial (Tabla 3.2.3.1.)

Se encontró una influencia e.s. del cultivar empleado sobre el porcentaje de plantas comerciales, de manera que el cultivar ‘Cuartana’ presentó valores más elevados de este parámetro que el cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$). En el peso comercial no hubo diferencias e.s. entre ellos. Se determinó, para el porcentaje de plantas comerciales, una interacción cultivar x modalidad e.s., por la que, al aire libre las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. ($p \leq 0.01$) (Figura 3.2.3.1.)

La solución nutritiva empleada no tuvo un efecto e.s. ni en el caso del porcentaje de plantas comerciales ni en el peso medio comercial.

En cuanto la modalidad de cultivo, al aire libre se alcanzó el mayor porcentaje de plantas comerciales, con diferencias e.s. respecto del cultivo en invernadero ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s., por la cual, para el cultivar ‘Cuartana’, las diferencias entre modalidades no resultaron e.s. ($p \leq 0.01$) (Figura 3.2.3.1.).

Por otro lado, el peso medio comercial no presentó diferencias e.s. entre las modalidades de cultivo empleadas. Las interacciones halladas entre factores para este parámetro tampoco resultaron e.s.

Producción no comercial (Tabla 3.2.3.1.)

El cultivar ‘Santel’ presentó un porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ mayor que el cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$). Sin embargo, se halló una interacción cultivar x modalidad e.s., encontrándose que al aire libre las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. ($p \leq 0.01$) (Figura 3.2.3.2.)

Las diferencias encontradas en el porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ entre las dos soluciones nutritivas no resultaron e.s. Por otro lado, en el cultivo bajo invernadero, se alcanzaron valores más elevados de esta fisiopatía que al aire libre ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s., por la que, en el caso del cultivar ‘Cuartana’, no hubo diferencias entre ambas modalidades de cultivo ($p \leq 0.01$) (Figura 3.2.3.2.).

Por otro lado, en este ciclo no se observaron plantas subidas a flor.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 3.2.3.2.)

Tanto el índice IMTB como el índice IPTB, fueron superiores en el cultivar ‘Santel’ con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Para ambos índices se obtuvo una interacción cultivar x modalidad e.s., de manera que, en el cultivo al aire libre, las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) (Figura 3.2.3.3.A, Figura 3.2.3.3.B)

Las diferencias encontradas entre soluciones nutritivas no resultaron e.s. en ninguno de los dos índices estudiados.

En cuanto al efecto de la modalidad de cultivo, ambos índices fueron superiores en las plantas cultivadas bajo invernadero, con diferencias e.s. respecto del aire libre ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Se hallaron sendas interacciones cultivar x modalidad e.s. para estos parámetros, por las que, en el caso del cultivar ‘Cuartana’, no se encontraron diferencias e.s. entre modalidades ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) (Figura 3.2.3.3.A, Figura 3.2.3.3.B)

Respecto de la incursión del esbozo floral, solo se encontraron diferencias e.s. entre soluciones nutritivas, siendo superior en las plantas regadas con la solución S1 ($p \leq 0.05$).

Parámetros de color (Tabla 3.2.3.3.)

No hubo una influencia e.s. del cultivar empleado en ninguno de los parámetros de color estudiados, como tampoco la hubo de la solución nutritiva empleada.

Se determinó para el *Croma* (C), una interacción solución x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$), por la que, en el cultivo al aire libre, las plantas a las que se les aplicó la solución S2 presentaron valores más altos de este parámetro, con diferencias e.s. respecto de la solución S1 ($p \leq 0.05$) (Figura 3.2.3.4.).

En cuanto a la modalidad de cultivo, la luminosidad no presentó diferencias e.s. entre ambas.

Los valores más altos del ángulo *Hue* se hallaron en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$), mientras que los valores del *Croma* fueron superiores al aire libre ($p \leq 0.05$). Se obtuvo una interacción solución x modalidad e.s. para *Croma* ($p \leq 0.05$), por la que, en las plantas regadas con la solución S1, las diferencias encontradas entre modalidades no resultaron e.s. (Figura 3.2.3.4.)

Valores SPAD (Tabla 3.2.3.3.)

No se observaron diferencias e.s. para este parámetro ni entre cultivares, ni entre las soluciones nutritivas empleadas.

Por otro lado, se obtuvo un efecto e.s. de la modalidad de cultivo empleada, de manera que los valores más altos de SPAD se hallaron en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$).

Las interacciones estudiadas para los valores SPAD no resultaron e.s.

Concentración de nitratos (Tabla 3.2.3.4.)

No se encontró una influencia e.s. del cultivar empleado en la acumulación de nitratos, sin embargo, se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$), por la que, bajo invernadero, el cultivar 'Santel', presentó una concentración de nitratos superior al cultivar 'Cuartana' ($p \leq 0.05$) (Figura 3.2.3.5.)

Las plantas regadas con la solución nutritiva S2, acumularon un mayor contenido de nitratos en hojas que las regadas con la solución S1 ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, bajo invernadero, la concentración de nitratos de las plantas fue superior que al aire libre, con diferencias e.s. entre ambas modalidades ($p \leq 0.05$).

No se detectaron interacciones e.s. entre factores para este parámetro.

En las siguientes tablas (3.2.3.1., 3.2.3.2., 3.2.3.3., 3.2.3.4), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 3.2.3.1. Producción comercial y no comercial (C3)

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Cultivar				
‘Santel’	41.67 b	459.31 -	58.33 a	0.00 -
‘Cuartana’	88.33 a	515.93 -	11.67 b	0.00 -
Solución nutritiva				
S1	65.00 -	516.67 -	35.00 -	0.00-
S2	65.00 -	458.65 -	35.00 -	0.00 -
Modalidad de cultivo				
Invernadero	43.33 b	478.40 -	56.67 a	0.00 -
Aire libre	86.67 a	440.28 -	13.33 b	0.00 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Cultivar (1)	35.3**	9.3 ^{ns}	35.3**	-
Solución (1)	0.03 ^{ns}	9.8 ^{ns}	0.03 ^{ns}	-
Modalidad (1)	28.2**	5.5 ^{ns}	28.2**	-
Interacción				
Cult. x Sol. (1)	0.2 ^{ns}	1.1 ^{ns}	0.2 ^{ns}	-
Cult. x Mod. (1)	21.9**	0.0 ^{ns}	21.9**	-
Sol. x Mod. (1)	0.6 ^{ns}	0.2 ^{ns}	0.6 ^{ns}	-
Cult x Sol x Mod (1)	0.2 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.2 ^{ns}	-
Residual (16)	13.6	74.1	13.6	-
Desv. estándar	15.9	66.6	15.9	-

Ciclo 3. Siembra: 06-05-14; Recolección: 23-07-14 (Invernadero) 28-07-14 (aire libre). S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.2.3.2. Incidencia de fisiopatías (C3)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Cultivar			
'Santel'	8.92 a	1.88 a	16.22 -
'Cuartana'	4.92 b	1.14 b	16.78 -
Solución nutritiva			
S1	7.17 -	1.52 -	17.35 a
S2	6.67 -	1.50 -	15.65 b
Modalidad de cultivo			
Invernadero	9.33 a	1.87 a	16.41 -
Aire libre	4.50 b	1.16 b	16.59 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	28.2**	32.3**	1.9 ^{ns}
Solución (1)	0.4 ^{ns}	0.04 ^{ns}	15.5*
Modalidad (1)	41.2**	29.5**	0.1 ^{ns}
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	1.8 ^{ns}	0.3 ^{ns}	3.0 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	15.9**	25.5**	2.8 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	0.4 ^{ns}	0.04 ^{ns}	1.6 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.0 ^{ns}	0.9 ^{ns}	1.7 ^{ns}
Residual (16)	12.0	11.4	73.5
Desv. estándar	1.6	0.3	1.7

Ciclo 3. Siembra: 06-05-14; Recolección: 23-07-14 (Invernadero) 28-07-14 (aire libre). S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.2.3.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y valores SPAD (C3)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Santel’	40.79 -	126.91 -	15.14 -	41.17 -
‘Cuartana’	40.93 -	127.42 -	16.19 -	39.83 -
Solución nutritiva				
S1	40.60 -	127.24 -	15.38 -	41.11 -
S2	41.27 -	127.09 -	16.05 -	39.89 -
Modalidad de cultivo				
Invernadero	39.64 -	127.94 a	14.00 b	43.09 a
Aire libre	42.13 -	126.39 b	17.34 a	37.91 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Cultivar (1)	0.3 ^{ns}	5.5 ^{ns}	4.7 ^{ns}	3.3 ^{ns}
Solución (1)	2.4 ^{ns}	0.4 ^{ns}	2.6 ^{ns}	2.8 ^{ns}
Modalidad (1)	44.1 ^{ns}	49.1 ^{**}	47.9 ^{**}	49.6 ^{**}
Interacción				
Cult. x Sol. (1)	3.6 ^{ns}	0.3 ^{ns}	1.1 ^{ns}	1.9 ^{ns}
Cult. x Mod. (1)	9.0 ^{ns}	0.8 ^{ns}	2.3 ^{ns}	4.4 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	3.4 ^{ns}	4.6 ^{ns}	10.3 [*]	8.2 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.2 ^{ns}	6.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Residual (16)	37.1	33.2	31.1	29.6
Desv. estándar	1.4	0.8	1.6	2.4

Ciclo 3. Siembra: 06-05-14; Recolección: 23-07-14 (Invernadero) 28-07-14 (aire libre). S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.2.3.4. Concentración de nitratos (C3)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cultivar	
‘Santel’	3291.33 -
‘Cuartana’	3087.67 -
Solución nutritiva	
S1	2700.24 b
S2	3678.76 a
Modalidad de cultivo	
Invernadero	4283.99 a
Aire libre	2095.01 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Cultivar (1)	0.5 ^{ns}
Solución (1)	11.0*
Modalidad (1)	54.9**
Interacción	
Cultivar x Sol. (1)	0.3 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	6.6*
Sol. x Mod. (1)	0.7 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	6.8*
Residual (16)	19.3
Desv. estándar	794.5

Ciclo 3. Siembra: 06-05-14; Recolección: 23-07-14 (Invernadero) 28-07-14 (aire libre). S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

m.f.: materia fresca

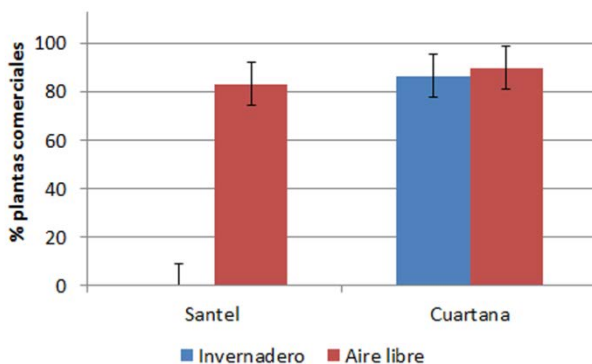


Figura 3.2.3.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

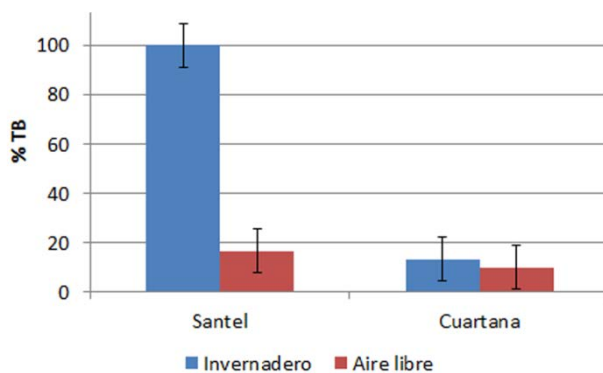


Figura 3.2.3.2. Porcentaje de 'tipburn'. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

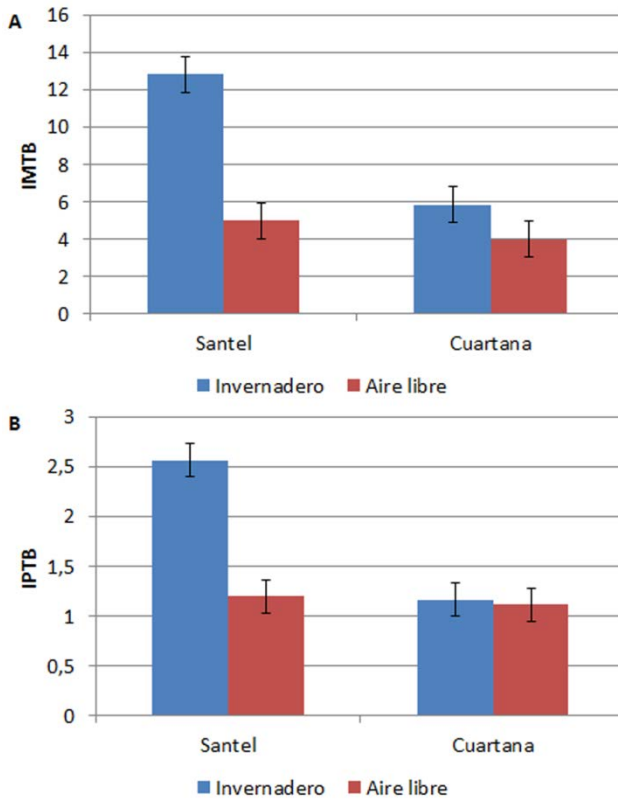


Figura 3.2.3.3. Interacción cultivar x modalidad. (A) IMTB. (B) IPTB. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

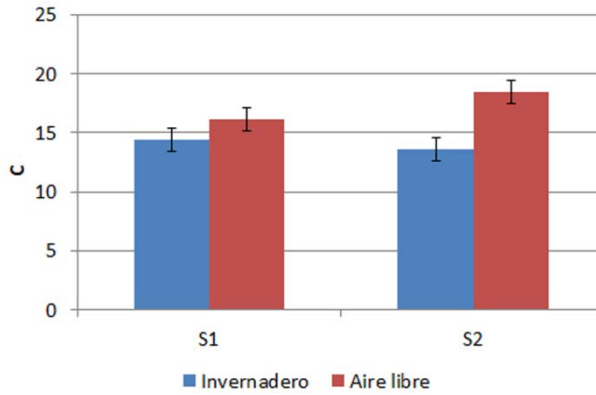


Figura 3.2.3.4. Cromo. Interacción solución x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

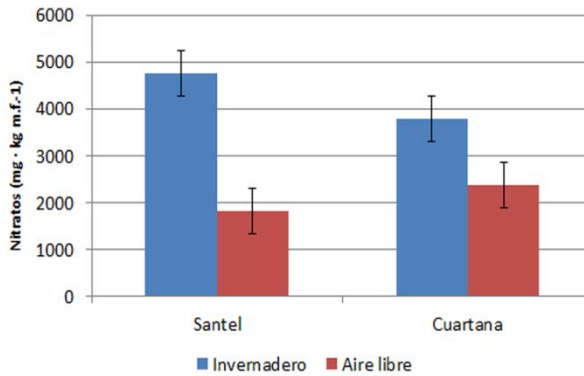


Figura 3.2.3.5. Concentración de nitratos. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

3.2.4. Resultados comparación entre ciclos

Producción comercial (Tabla 3.2.4.1.)

El ciclo de cultivo no afectó de manera e.s. al porcentaje de plantas comerciales.

En el ciclo C2 las plantas comerciales presentaron un peso medio más elevado que en el resto de ciclos, obteniéndose, los valores más bajos en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$).

Producción no comercial (Tabla 3.2.4.1)

En los ciclos C2 y C3 se obtuvo un mayor porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ ($p \leq 0.05$), mientras que el porcentaje de plantas subidas a flor fue superior en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$),

Incidencia de fisiopatías (Tabla 3.2.4.2.)

Mientras que para el índice IPTB las diferencias entre ciclos no resultaron e.s., en el caso del IMTB, alcanzó valores más elevados en el ciclo C3 con diferencias e.s. respecto del resto de ciclos, hallándose en el ciclo C1 los valores más bajos.

En cuanto al porcentaje de incursión del esbozo floral, fue superior en el ciclo C1, con diferencias e.s. respecto del ciclo C3 ($p \leq 0.05$), los valores obtenidos en el ciclo C2 resultaron intermedios sin diferencias e.s. con el resto de ciclos.

Parámetros de color (Tabla 3.2.4.3)

No se observaron diferencias entre los ciclos estudiados para los parámetros de color determinados.

Valores SPAD (Tabla 3.2.4.3.)

No se detectaron diferencias e.s. en la concentración de clorofilas entre los diferentes ciclos del experimento.

Concentración de nitratos (Tabla 3.2.4.4.)

En los ciclos C2 y C3 la acumulación de nitratos resultó superior que en el ciclo C1, con diferencias e.s. entre ellos ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (3.2.4.1. 3.2.4.2., 3.2.4.3., 3.2.4.4.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 3.2.4.1. Producción comercial y no comercial (Comparación ciclos)

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Ciclo				
C1	71.25 -	260.80 c	2.08 b	26.39 a
C2	70.83 -	789.63 a	22.50 a	5.00 b
C3	65.00 -	489.76 b	35.00 a	0.00 b
Resumen ANOVA (gdl)		% suma de cuadrados		
Factor				
Ciclo (2)	0.8 ^{ns}	85.2**	18.9**	18.3**
Residual (69)	99.2	14.8	81.1	81.7
Desv. estándar	35.4	94.2	27.4	22.5

Ciclo 1. Siembra: 04-11-13; Recolección: 05-03-14

Ciclo 2. Siembra: 28-02-2014; Recolección: 30-05-14

Ciclo 3. Siembra: 06-05-14; Recolección: 23-07-14

Tabla 3.2.4.2. Incidencia de fisiopatías (Comparación de ciclos)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incurción esbozo floral (%)
Ciclo			
C1	1.33 c	1.05 -	30.85 a
C2	3.87 b	1.57 -	24.15 ab
C3	6.91 a	1.51 -	16.50 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Ciclo (2)	29.6**	11.3 ^{ns}	9.3*
Residual (69)	70.4	88.7	90.7
Desv. estándar	3.6	0.6	0.8

Ciclo 1. Siembra: 04-11-13; Recolección: 05-03-14

Ciclo 2. Siembra: 28-02-2014; Recolección: 30-05-14

Ciclo 3. Siembra: 06-05-14; Recolección: 23-07-14

Tabla 3.2.4.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo *Hue* (H°), Croma (C) y concentración de nitratos (Comparación de ciclos)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Ciclo				
C1	42.86 -	129.56 -	17.54 -	37.88 -
C2	41.68 -	126.44 -	17.18 -	38.43 -
C3	40.88 -	127.17 -	15.67 -	40.50 -
Resumen ANOVA (gdl)				
Factor				
Ciclo (2)	4.5 ^{ns}	5.1 ^{ns}	5.8 ^{ns}	3.2 ^{ns}
Residual (69)	95.5	94.9	94.2	96.8
Desv. estándar	3.8	5.9	3.3	6.4

Ciclo 1. Siembra: 04-11-13; Recolección: 05-03-14

Ciclo 2. Siembra: 28-02-2014; Recolección: 30-05-14

Ciclo 3. Siembra: 06-05-14; Recolección: 23-07-14

Tabla 3.2.4.4. Concentración de nitratos (Comparación de ciclos)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f. ⁻¹)
Ciclo	
C1	1741.35 b
C2	2528.51 a
C3	3189.50 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Ciclo (2)	16.9**
Residual (69)	83.1
Desv. estándar	1341.5

Ciclo 1. Siembra: 04-11-13; Recolección: 05-03-14

Ciclo 2. Siembra: 28-02-2014; Recolección: 30-05-14

Ciclo 3. Siembra: 06-05-14; Recolección: 23-07-14

m.f.: materia fresca

3.2.5. Correlaciones entre parámetros (Tabla 3.2.5.1; Tabla 3.2.5.2; Tabla 3.2.5.3)

Se ha obtenido, en todos los ciclos estudiados, la relación entre el contenido de nitratos y los parámetros de color obtenidos a partir de la escala CIEL*a*b* (Luminosidad, tono *Hue* (H°) y *Croma*), así como entre el contenido de nitratos y los valores del SPAD. También se determinó la relación entre los parámetros de color y los valores del SPAD.

La correlación obtenida entre la luminosidad (L) y los valores del SPAD, resultó e.s. en todos los ciclos ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), observándose una fuerte relación lineal en sentido negativo, de manera que valores más altos de luminosidad correspondieron con concentraciones de clorofila más elevado.

Tanto en el ciclo C2 como en el C3, se obtuvo una elevada relación lineal positiva entre el ángulo *Hue* y el SPAD e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), encontrándose que valores más altos de este ángulo correspondían con valores mayores del SPAD.

Por otro lado, la correlación entre el *Croma* y el SPAD, también resultó e.s. en los tres ciclo ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), detectándose una elevada relación lineal en sentido negativo.

Respecto de las correlaciones con los nitratos, el único parámetro de color estudiado que presentó una correlación e.s.

en todos los ciclos fue la luminosidad ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.05$; $p \leq 0.01$), sin embargo la relación lineal obtenida fue baja.

La correlación obtenida entre el contenido de nitratos y los valores del SPAD, aunque fue e.s. en los tres ciclos ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), presentó una relación lineal débil.

Tabla 3.2.5.1. Matriz de correlaciones Ciclo C1

	H°	C	Nitratos	SPAD
L*	0.157 ^{ns}	0.820**	-0.533**	-0.840**
H°		-0.061 ^{ns}	0.047 ^{ns}	-0.162 ^{ns}
C			-0.699**	-0.869**
Nitratos				0.595**

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 3.2.5.2. Matriz de correlaciones Ciclo C2

	H°	C	Nitratos	SPAD
L*	-0.919**	0.954**	-0.498*	-0.983**
H°		-0.954**	0.606**	0.944**
C			-0.502*	-0.992**
Nitratos				0.496*

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 3.2.5.3. Matriz de correlaciones Ciclo C3

	H°	C	Nitratos	SPAD
L*	-0.698**	0.840**	-0.599**	-0.924**
H°		-0.750**	0.370 ^{ns}	0.747**
C			-0.475 ^{ns}	-0.983**
Nitratos				0.539**

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

3.2.6. Discusión de los resultados

En el presente estudio, se ha observado que la aparición de ‘tipburn’ está determinada por el cultivar empleado, y que su severidad se ve influenciada por la temperatura y humedad.

La diferente susceptibilidad a la aparición de ‘tipburn’ de cultivares desarrollados en las mismas condiciones ambientales, fue constatada en lechuga, observándose en diversos ensayos que la mayor o menor incidencia de esta fisiopatía en la planta se encuentra genéticamente determinada, pero altamente influenciada por las condiciones ambientales (Collier, Tibbitts, 1982; Bres, Weston, 1992).

El aumento de las temperaturas observado a lo largo del experimento, incrementó la aparición de ‘tipburn’, en el ciclo primaveral y en el estival respecto del ciclo invernal. Estos resultados confirmarían los obtenidos previamente en lechuga, en los cuales el incremento de temperaturas se asoció a un aumento en la disponibilidad de ácidos orgánicos y otros compuestos que quelatarían el calcio disponible cuando la exposición de las plantas a temperaturas elevadas fue mayor (Misaghi, Grogan, 1978 b, Saure, 2008).

En los ciclos C2 y C3, con temperaturas altas y humedades relativas bajas (HR) que se dieron bajo invernadero resultaron más favorables para su aparición, observándose, en estas condiciones que el cultivar ‘Santel’ presentaba una mayor

susceptibilidad a la incidencia de ‘tipburn’. Por otro lado, en las condiciones de aire libre los dos cultivares tuvieron un comportamiento similar debido a un descenso de la fisiopatía en las plantas del cultivar ‘Santel’, lo cual pondría de manifiesto la correlación existente entre las variables climáticas y la respuesta del cultivar.

La mayor incidencia de ‘tipburn’ en condiciones de HR baja, corrobora los resultados obtenidos en varios estudios realizados en lechuga, en los cuales los autores sugirieron que HR bajas durante el día podrían producir un desequilibrio en la transpiración entre las hojas externas e internas, siendo superior en las hojas más expuestas del cogollo, de manera que el transporte de calcio hacia las hojas internas se vería limitado. Por otro lado, en el periodo nocturno, HR bajas disminuirían el potencial de turgencia de las hojas y la presión radicular, lo que provocaría una pérdida del calcio que es ascendido a los tejidos por gutación (Everaarts, Blom-Zandstra, 2001; Frantz *et al.*, 2004).

Determinados autores han encontrado una correlación positiva entre la aparición de ‘tipburn’ y el aporte de nitratos que estaría ocasionada por un incremento en el desarrollo de las plantas producido por elevadas concentraciones de este elemento en la solución nutritiva (Gaudreau *et al.*, 1994; Olle, Bender, 2009).

En el presente experimento, no se obtuvo un aumento del peso medio comercial de las plantas, con un incremento de los nitratos en la solución nutritiva, lo cual, podría explicar, que no hubiera diferencias en la aparición de ‘tipburn’ entre ambas soluciones en el ciclo invernal y en el estival.

En el ciclo primaveral, aunque el mayor aporte de nitrógeno tampoco indujo a diferencias en el peso medio comercial, se determinó que concentraciones más altas de nitratos incrementaron la afección de ‘tipburn’. Esto podría indicar que, en las condiciones del experimento, cuando las temperaturas resultaron favorables para la incidencia de esta fisiopatía, pero sin ser excesivamente elevadas, los mayores aportes de nitrógeno podrían favorecer la aparición de ‘tipburn’.

Los cultivares empleados presentaron diferencias en su comportamiento frente a la subida a flor prematura, de manera que el cultivar ‘Santel’ resultó más proclive a esta fisiopatía en el ciclo C1 y en el ciclo C2, si bien en los ciclos con mayor iluminación (C2 y C3) la incidencia de la fisiopatía resultó menos severa.

La subida a flor prematura es un fenómeno complejo, en el que existen interacciones pronunciadas entre el cultivar y determinados factores ambientales como la temperatura y el fotoperiodo (Waycott, 1995).

Esta relación entre la diferente respuesta de los cultivares a los cambios de temperatura y la subida a flor prematura, ha sido ampliamente estudiada en lechuga (Waycott, 1995; Al-Harbi, 2001) y corroborada en el presente estudio, en el que en condiciones de fotoperiodo corto (ciclo C1), se detectó una mayor susceptibilidad del cultivar ‘Santel’ a la subida a flor prematura cuando fue regado con la solución con un mayor contenido en nitratos (S2) y bajo temperaturas moderadas (invernadero).

La acumulación de nitratos en las plantas fue superior en el cultivo bajo invernadero y en los ciclos primaveral y estival (C2) y (C3), sin superar en ningún caso los límites establecidos por la Unión Europea para el cultivo de la lechuga (DOUE, 2011).

Estos resultados podrían indicar, que a diferencia de lo expuesto por diversos autores, que señalan que en ciclos estivales, donde la intensidad lumínica es mayor, la actividad de la enzima nitrato reductasa se vería favorecida y la acumulación de nitratos, respecto de ciclos invernales, sería inferior (Gonella *et al.*, 2002; Neely *et al.*, 2010; Konstantopoulou *et al.*, 2010), el factor que tendría una mayor influencia, en nuestras condiciones sería la temperatura, viéndose favorecida la acumulación en aquellas en las que se dieron las más elevadas, lo cual reafirmaría lo obtenido por otros estudios realizados en lechuga romana y minilechuga (Parks *et al.*, 2008; Torres *et al.*, 2013).

Estos autores señalan que la concentración de nitratos estaría negativamente relacionada con la tasa fotosintética y por tanto con el contenido en carbohidratos de la planta (Behr, Wiebe, 1992). En comparación con otros cultivos, la escarola y la lechuga, presentan su óptimo fotosintético en el rango medio-bajo, de manera que con temperaturas elevadas se produciría un descenso en la actividad fotosintética y con ello del contenido en azúcares en la célula, acumulándose más nitratos con una función osmorreguladora (Edmon *et al.*, 1975; Lorenz, Wiebe, 1980).

Tal y como han señalado numerosos autores, la mayor aportación de nitratos en la solución nutritiva incrementa su acumulación en las plantas (Santamaría *et al.*, 1999 a; Santamaría *et al.*, 2001; Marsic, Osvald, 2002), lo cual, fue observado en los ciclos primaveral y estival. Por el contrario, en el ciclo invernal, un mayor aporte de nitratos con la solución nutritiva no indujo a una mayor acumulación de este parámetro en las plantas, lo que podría estar relacionado, con la variabilidad de la absorción del nitrato a diferentes temperaturas, de manera que en ciclos otoñales-invernales no se superaría el 50% del potencial máximo, mientras que en ciclos primaverales-estivales alcanzaría valores cercanos al 90% (Rincón, 2008).

Por otro lado, aunque incrementos en el aporte de nitrógeno se han asociado a coloraciones verdes más intensas (Vieira *et al.*, 1998; Bakker *et al.*, 2008), en el presente

experimento una aplicación de nitrógeno más elevada no estuvo asociada con coloraciones verdes más intensas.

La concentración de clorofilas está influenciada por la disponibilidad de nitrógeno (Finnan *et al.*, 1997); aproximadamente un 75% del nitrato reducido en la hoja está asociado con los cloroplastos y las proteínas solubles, sin embargo, las medidas SPAD solo pueden predecir parcialmente la concentración de nitrógeno en las hojas (Gandrup *et al.*, 2004).

En el presente experimento, los valores más elevados de SPAD, en el ciclo invernal (C1) y bajo invernadero en el ciclo C2, se hallaron en las plantas regadas con la solución nutritiva que contenía un menor contenido en nitrógeno, mientras que en el ciclo C3, un aumento de nitrógeno no indujo diferencias en el contenido de clorofilas en las hojas.

Estos resultados podrían indicar que las soluciones nutritivas empleadas contendrían una concentración de nitrógeno excesiva, lo que ha sido indicado por varios autores que observaron en maíz y en trigo que con aportes demasiado elevados de nitrógeno, las lecturas de los medidores SPAD permanecían constantes, mientras que el contenido de nitrógeno en las hojas se incrementaba. Este hecho, podría estar asociado a que todo el nitrógeno no sería convertido en clorofilas, sino que

formaría parte de otros compuestos de reserva (Blackmer, Schepers, 1995; Gandrup *et al.*, 2004).

3.3. Resultados y discusión de los experimentos de la campaña 2014-2015

3.3.1. Resultados ciclo C1

Producción comercial (Tabla 3.3.1.1.)

No se detectaron efectos e.s. de ninguno de los factores estudiados ni sobre el porcentaje de plantas comerciales ni sobre el peso medio comercial.

Del mismo modo, las interacciones obtenidas para estos parámetros no resultaron e.s.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 3.3.1.2.)

En este ciclo no se observaron plantas no comerciales (afectadas por 'tipburn' de grado 2 o 3, o subidas a flor a simple vista). Sin embargo, se determinaron los índices de severidad del 'tipburn' así como la altura del esbozo floral.

Ni los cultivares ni las soluciones nutritivas empleadas tuvieron una influencia apreciable en los índices IMTB e IPTB, aunque, se observó un efecto claro de la modalidad de cultivo sobre el índice IMTB, encontrándose los valores más elevados en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$).

Las interacciones halladas entre los factores estudiados para estos parámetros no resultaron e.s.

En cuanto al porcentaje de incursión de esbozo floral, fue superior en el cultivar ‘Santel’ con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Cuartana’. Se obtuvo una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$), por la que, al aire libre las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 3.3.1.1.).

Por otro lado, las diferencias halladas entre soluciones nutritivas y modalidades de cultivo sobre este último parámetro no fueron e.s., aunque se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$), por la cual, para el cultivar ‘Cuartana’, las plantas cultivadas al aire libre presentaron un porcentaje de incursión del esbozo floral más alto que las cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$) (Figura 3.3.1.1.).

Parámetros de color (Tabla 3.3.1.3.)

Los valores más altos de luminosidad y ángulo *Hue* se dieron en las plantas del cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$, $p \leq 0.05$), mientras que los de *Croma* (C), se obtuvieron en el cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$).

La solución nutritiva empleada, no tuvo un efecto e.s. en ninguno de los parámetros de color estudiado.

Por otro lado, sólo se observó una influencia e.s. de la modalidad de cultivo en el ángulo *Hue*, bajo invernadero, con valores más altos y diferencias e.s. respecto de las plantas cultivadas al aire libre ($p \leq 0.05$).

No se obtuvo ninguna interacción e.s. para los parámetros de color estudiados.

Concentración de nitratos (Tabla 3.3.1.3.)

No se observaron diferencias e.s. entre cultivares en la acumulación de nitratos.

Las plantas regadas con la solución S2 presentaron una concentración de nitratos superior a las regadas con la solución S1 ($p \leq 0.05$).

En condiciones de invernadero las plantas acumularon una concentración de nitratos más elevada que al aire libre ($p \leq 0.05$).

Las interacciones entre factores determinadas no resultaron e.s.

En las siguientes tablas (3.3.1.1., 3.3.1.2., 3.3.1.3.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 3.3.1.1. Producción comercial (C1)

	Producción comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g plant ⁻¹)
Cultivar		
‘Santel’	100.00 -	499.13 -
‘Cuartana’	100.00 -	476.60 -
Solución nutritiva		
S1	100.00 -	489.47 -
S2	100.00 -	486.27 -
Modalidad de cultivo		
Invernadero	100.00 -	499.09 -
Aire libre	100.00 -	476.64 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Cultivar (1)	-	1.9 ^{ns}
Solución (1)	-	0.0 ^{ns}
Modalidad (1)	-	1.9 ^{ns}
Interacción		
Cultivar x Sol. (1)	-	0.5 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	-	4.2 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	-	5.7 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	-	9.5 ^{ns}
Residual (16)	-	76.3
Desv. estándar	-	87.7

Ciclo 1. Siembra: 05-09-2014; Recolección: 19-12-2014 (Invernadero); 23-12-2014 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Santel’	0.33 -	1.00 -	12.53 a
‘Cuartana’	0.33 -	1.00 -	10.42 b
Solución nutritiva			
S1	0.25 -	1.00 -	12.04 -
S2	0.42 -	1.00 -	10.91 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	0.67 a	1.00 -	10.86 -
Aire libre	0.00 b	-	12.09 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	0.0 ^{ns}	-	16.7 ^{ns}
Solución (1)	1.3 ^{ns}	-	4.5**
Modalidad (1)	20.0 *	-	8.2 ^{ns}
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	1.3 ^{ns}	-	3.8 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.0 ^{ns}	-	14.8*
Sol. x Mod. (1)	1.3 ^{ns}	-	9.6 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	1.3 ^{ns}	-	3.7 ^{ns}
Residual (16)	75.0	-	38.7
Desv. estándar	0.8	-	1.7

Ciclo 1. Siembra: 05-09-2014; Recolección: 19-12-2014 (Invernadero); 23-12-2014 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.1.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y concentración de nitratos (C1).

	Parámetros de color			Concentración de nitratos (mg·kg m.f. ⁻¹)
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Santel’	42.10 b	127.02 b	19.69 a	1413.49 -
‘Cuartana’	39.93 a	127.99 a	18.35 b	1543.19 -
Solución nutritiva				
S1	40.95 -	127.46 -	18.70 -	1199.13 b
S2	41.09 -	127.45 -	19.35 -	1757.56 a
Modalidad de cultivo				
Invernadero	40.59 -	128.56 a	19.39 -	2664.00 a
Aire libre	41.45 -	126.36 b	18.66 -	292.68 b

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor				
Cultivar (1)	30.0*	11.2**	18.4*	0.9 ^{ns}
Solución (1)	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}	4.3 ^{ns}	4.3 *
Modalidad (1)	4.7 ^{ns}	72.7**	5.5	76.2**
Interacción				
Cult. x Sol. (1)	0.2 ^{ns}	0.0 ^{ns}	6.7 ^{ns}	0.9 ^{ns}
Cult. x Mod. (1)	0.8 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.9 ^{ns}	0.2 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	0.7 ^{ns}	0.6 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.2 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	2.9 ^{ns}	0.4 ^{ns}	4.5 ^{ns}	5.8**
Residual (16)	60.6	15.1	59.7	11.5
Desv. estándar	1.9	0.6	1.5	297.9

Ciclo 1. Siembra: 05-09-2014; Recolección: 19-12-2014 (Invernadero); 23-12-2014 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹
m.f.: materia fresca

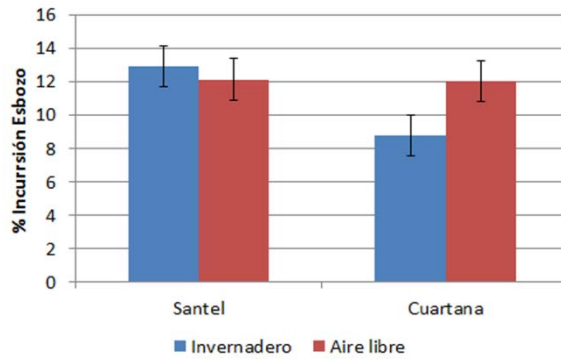


Figura 3.3.1.1. % Incurción esbozo floral. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

3.3.2.Resultados ciclo C2

Producción comercial (Tabla 3.3.2.1)

Las diferencias encontradas entre cultivares y soluciones nutritivas no fueron e.s, tanto para el porcentaje de plantas comerciales como para el peso medio comercial.

Por otro lado, las plantas cultivadas en invernadero presentaron un peso medio comercial superior que las obtenidas al aire libre ($p \leq 0.05$), mientras que en el porcentaje de plantas comerciales no hubo diferencias e.s. entre ambas modalidades.

Las interacciones entre factores obtenidas tanto para el porcentaje de plantas comerciales como para el peso medio comercial no resultaron e.s.

Producción no comercial (Tabla 3.3.2.1.)

No hubo un efecto e.s. de ninguno de los factores estudiados en el porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’.

Tampoco hubo interacciones, entre factores, con significación estadística para estos parámetros.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 3.3.2.2.)

Los valores más elevados del índice IMTB se encontraron en las plantas del cultivar ‘Santel’ con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x solución e.s. ($p \leq 0.05$), por la que, en el

caso de las plantas regadas con la solución S2, las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. (Figura 3.3.2.1.)

También se observó un efecto claro de la solución nutritiva empleada en este parámetro, de manera las plantas regadas con la solución S2 mostraron un índice IMTB superior que aquellas a las que se le aplicó la solución S1 ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x solución e.s., por la que, en el caso del cultivar ‘Santel’ no hubo diferencias entre soluciones nutritivas ($p \leq 0.05$) (Figura 3.3.2.1.)

En relación a la modalidad de cultivo, este índice fue mayor en las plantas cultivadas bajo invernadero, con diferencias e.s. respecto del aire libre ($p \leq 0.05$).

En cuanto al índice IPTB, las diferencias encontradas entre los factores estudiados no resultaron e.s.. Del mismo modo, para la incursión del esbozo floral, solo se detectaron diferencias e.s. entre modalidades de cultivo, siendo superior en las plantas cultivadas al aire libre ($p \leq 0.05$).

Parámetros de color (Tabla 3.3.2.3.)

Tanto la luminosidad como los valores de *Croma* (C), fueron superiores en las plantas del cultivar ‘Santel’, por otro lado, el ángulo *Hue*, fue mayor en el cultivar ‘Cuartana’, resultando las diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

La influencia de la solución nutritiva no resultó e.s. como tampoco lo fue de la modalidad de cultivo, salvo para el valor del ángulo *Hue*, que alcanzó los valores más altos en las plantas cultivadas en invernadero.

Las interacciones entre factores determinadas, no resultaron e.s. para los parámetros de color estudiados.

Valores SPAD (Tabla 3.3.2.3.)

El cultivar ‘Cuartana’ presentó un contenido en clorofila (valores SPAD) superior al cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$).

No hubo una influencia e.s. de la solución nutritiva ni de la modalidad de cultivo, en los valores SPAD.

Para los valores del SPAD, no se hallaron interacciones entre los factores e.s..

Concentración de nitratos (Tabla 3.3.2.4.)

La acumulación de nitratos fue superior en el cultivar ‘Cuartana’ con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$).

Las plantas regadas con la solución S2, presentaron una mayor concentración de nitratos en hojas que aquellas a las que se les aplicó la solución S1 ($p \leq 0.05$).

Bajo invernadero, la acumulación de nitratos fue más elevada que al aire libre ($p \leq 0.05$).

Ninguna de las interacciones determinadas, entre factores, resultó e.s. para este parámetro.

En las siguientes tablas (3.3.2.1., 3.3.2.2., 3.3.2.3., 3.3.2.4.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 3.3.2.1. Producción comercial y no comercial (C2)

	Producción comercial		Producción no comercial
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)
Cultivar			
‘Santel’	96.67 -	675.81 -	3.33 -
‘Cuartana’	98.33 -	645.81 -	1.67 -
Solución nutritiva			
S1	100.00 -	655.98 -	0.00 -
S2	95.00 -	665.63 -	5.00 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	96.67 -	717.97 a	3.33 -
Aire libre	98.33 -	603.65 b	1.67 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	1.6 ^{ns}	1.7 ^{ns}	1.6 ^{ns}
Solución (1)	14.3 ^{ns}	0.2 ^{ns}	14.3 ^{ns}
Modalidad (1)	1.6 ^{ns}	24.4*	1.6 ^{ns}
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	1.6 ^{ns}	1.7 ^{ns}	1.6 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	1.6 ^{ns}	0.1 ^{ns}	1.6 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	1.6 ^{ns}	0.1 ^{ns}	1.6 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	1.6 ^{ns}	1.9 ^{ns}	1.6 ^{ns}
Residual (16)	76.2	70.0	76.2
Desv. estándar	9.4	118.5	9.4

Ciclo 2. Siembra: 19-12-2014; Recolección: 07-04-2015 (Invernadero); 30-04-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.2.2. Incidencia de fisiopatías (C2)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Santel’	3.75 a	1.11 -	6.31 -
‘Cuartana’	2.58 b	1.02 -	5.92 -
Solución nutritiva			
S1	2.42 b	1.00 -	6.23 -
S2	3.92 a	1.13 -	6.01 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	3.92 a	1.04 -	5.60 b
Aire libre	2.42 b	1.08 -	6.63 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	13.3**	4.6 ^{ns}	3.8 ^{ns}
Solución (1)	22.00**	8.5 ^{ns}	1.0 ^{ns}
Modalidad (1)	22.00**	0.9 ^{ns}	26.5*
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	9.8*	4.6 ^{ns}	3.0 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	1.1 ^{ns}	3.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	4.3 ^{ns}	0.9 ^{ns}	0.1 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	2.4 ^{ns}	3.1 ^{ns}	4.0 ^{ns}
Residual (16)	25.0	73.0	61.6
Desv. estándar	1.0	0.2	1.1

Ciclo 2. Siembra: 19-12-2014; Recolección: 07-04-2015 (Invernadero); 30-04-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.2.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo *Hue* (H°), Croma (C) y valores SPAD (C2).

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Santel’	42.23 a	127.16 b	18.39 a	96.66 b
‘Cuartana’	38.98 b	129.07 a	15.49 b	98.33 a
Solución nutritiva				
S1	41.70 -	127.85 -	17.58 -	100.00 -
S2	39.51 -	128.37 -	16.30 -	95.00 -
Modalidad de cultivo				
Invernadero	41.70 -	129.67 a	16.17 -	96.67 -
Aire libre	39.51 -	126.55 b	17.71 -	98.33 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Cultivar (1)	21.8*	21.9**	35.1**	33.3**
Solución (1)	9.4 ^{ns}	1.6 ^{ns}	6.8 ^{ns}	9.7 ^{ns}
Modalidad (1)	10.1 ^{ns}	58.6**	9.8 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Interacción				
Cultivar x Sol. (1)	0.4 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.2 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	4.5 ^{ns}	3.4 ^{ns}	0.9 ^{ns}	2.7 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	1.8 ^{ns}	0.0 ^{ns}	2.0 ^{ns}	2.4 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	2.4 ^{ns}	1.6 ^{ns}	0.4 ^{ns}	1.2 ^{ns}
Residual (16)	49.6	12.8	44.8	50.6
Desv. estándar	3.0	0.9	2.0	3.9

Ciclo 2. Siembra: 19-12-2014; Recolección: 07-04-2015 (Invernadero); 30-04-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.2.4. Concentración de nitratos (C2).

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cultivar	
‘Santel’	1530.46 b
‘Cuartana’	1954.52 a
Solución nutritiva	
S1	1520.13 b
S2	1964.84 a
Modalidad de cultivo	
Invernadero	2152.77 a
Aire libre	1332.20 b

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor	
Cultivar (1)	12.1**
Solución (1)	13.3 *
Modalidad (1)	45.4**
Interacción	
Cultivar x Sol. (1)	0.4 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.4 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	0.4 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	2.0 ^{ns}
Residual (16)	26.1
Desv. estándar	380.7

Ciclo 2. Siembra: 19-12-2014; Recolección: 07-04-2015
(Invernadero); 30-04-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹
m.f.: materia fresca

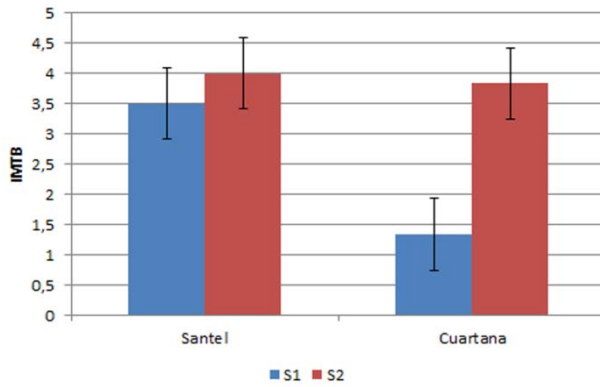


Figura 3.3.2.1. IMTB. Interacción cultivar x solución. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

3.3.3. Resultados ciclo C3

Producción comercial (Tabla 3.3.3.1.)

El porcentaje de plantas comerciales fue superior en el cultivar ‘Cuartana’, con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$).

Se observó, para este parámetro, una influencia de la modalidad de cultivo, de manera que al aire libre alcanzó valores más elevados que en invernadero ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, en el caso del cultivar ‘Cuartana’, las diferencias entre modalidades no resultaron e.s. (Figura 3.3.3.1.)

En cuanto a la solución nutritiva empleada no se obtuvieron diferencias e.s. entre ambas.

Para el peso medio comercial no hubo diferencias e.s. entre ninguno de los factores estudiados.

Producción no comercial (Tabla 3.3.3.1.)

El cultivar ‘Santel’ presentó un porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ superior que el cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción e.s. cultivar x modalidad ($p \leq 0.01$), observándose, que al aire libre no hubo diferencias e.s. entre ambos cultivares (Figura 3.3.3.2.)

Por otro lado, las diferencias encontradas entre soluciones nutritivas no fueron e.s.

Respecto de la modalidad de cultivo, el porcentaje de plantas afectadas por 'tipburn' fue mayor bajo invernadero que al aire libre con diferencias e.s ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la cual, en el caso del cultivar 'Cuartana', no hubo diferencias e.s. entre las dos modalidades empleadas (Figura 3.3.3.2.).

Incidencia de fisiopatías (Tabla 3.3.3.2.)

Los valores más elevados de los índices IMTB e IPTB se observaron en el cultivar 'Santel' con diferencias e.s. respecto del cultivar 'Cuartana' ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), para el IPTB, por la que, en el caso de las plantas cultivadas al aire libre no hubo diferencias entre cultivares ($p \leq 0.05$) (Figura 3.3.3.3.)

Para ninguno de los dos índices estudiados, se encontraron diferencias entre soluciones nutritivas.

En cuanto al efecto de la modalidad de cultivo, los valores más altos de ambos parámetros, se dieron en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Se detectó, para el IPTB, una interacción e.s. cultivar x modalidad ($p \leq 0.01$), observándose, que en las plantas del cultivar 'Cuartana', las

diferencias entre modalidades de cultivo no resultaron e.s. (Figura 3.3.3.3.)

Respecto del porcentaje de incursión del esbozo floral, fue más elevado en el cultivar ‘Cuartana’ que en el cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$).

También se observaron, para este porcentaje, diferencias e.s. entre modalidades de cultivo, siendo más elevado en las plantas cultivadas al aire libre con diferencias e.s. respecto de las obtenidas en invernadero ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción cultivar x modalidad e.s., por la que, en el cultivo bajo invernadero, no se encontraron diferencias e.s. entre los cultivares empleados ($p \leq 0.01$) (Figura 3.3.3.4.)

Por otro lado, no se detectaron influencias claras de las soluciones nutritivas aplicadas sobre los parámetros analizados.

Parámetros de color (Tabla 3.3.3.3.)

El cultivar ‘Santel’, alcanzó valores más altos de los parámetros de luminosidad y *Croma* (C) que el cultivar ‘Cuartana’ con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$), mientras que las diferencias entre cultivares para el valor del ángulo *Hue* no resultaron e.s.

La solución nutritiva no tuvo un efecto e.s. para ninguno de los parámetros de color estudiados.

En cuanto a la modalidad de cultivo, las plantas cultivadas bajo invernadero, presentaron valores más altos tanto del ángulo *Hue* como de *Croma* (C), con diferencias e.s. respecto del cultivo al aire libre ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). En el caso de la luminosidad estas diferencias entre modalidades no resultaron e.s.

Valores SPAD (Tabla 3.3.3.3.)

El cultivar ‘Cuartana’ mostró valores SPAD más elevados que el cultivar ‘Santel’, con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$), mientras que la solución nutritiva empleada no tuvo un efecto e.s.

Se observó que la concentración de clorofilas en las plantas cultivadas al aire libre fue superior a la obtenida para las plantas cultivadas en invernadero ($p \leq 0.05$).

Concentración de nitratos (Tabla 3.3.3.4.)

En este ciclo no se constataron efectos significativos para la acumulación de nitratos, por parte del cultivar, ni de la modalidad de cultivo empleada para este parámetro.

Las plantas regadas con la solución S2 mostraron una acumulación de nitratos superior que aquellas a las que se les aportó la solución S1 ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (3.3.3.1., 3.3.3.2., 3.3.3.3., 3.3.3.4.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual

Tabla 3.3.3.1. Producción comercial y no comercial (C3)

	Producción comercial		Producción no comercial
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)
Cultivar			
‘Santel’	36.67 b	608.9 -	63.33 a
‘Cuartana’	90.00 a	587.1 -	10.00 b
Solución nutritiva			
S1	61.67 -	640.6 -	38.33 -
S2	65.00 -	555.3 -	35.00 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	45.00 b	617.9 -	55.00 a
Aire libre	81.67 a	578.0 -	18.33 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	45.7**	0.7 ^{ns}	45.7**
Solución (1)	0.2 ^{ns}	15.3 ^{ns}	0.2 ^{ns}
Modalidad (1)	20.7**	2.5 ^{ns}	20.7**
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	0.7 ^{ns}	0.4 ^{ns}	0.7 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	20.7**	0.0 ^{ns}	20.7**
Sol. x Mod. (1)	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Residual (16)	11.9	81.0	11.9
Desv. estándar	14.3	109.4	14.3

Ciclo 3. Siembra: 01-04-2015; Recolección: 12-06-2015 (Invernadero); 26-06-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.3.2. Incidencia de fisiopatías (C3)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Santel’	9.50 a	2.07 a	11.06 b
‘Cuartana’	4.17 b	1.13 b	14.97 a
Solución nutritiva			
S1	7.17 -	1.59 -	13.51 -
S2	6.50 -	1.60 -	12.55 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	9.67 a	1.93 a	8.42 b
Aire libre	4.00 b	1.26 b	17.62 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados			
Factor			
Cultivar (1)	37.8**	44.4**	12.4**
Solución (1)	0.6 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.6 ^{ns}
Modalidad (1)	42.7**	22.8**	76.2**
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	0.0 ^{ns}	0.4 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	12.0**	26.3**	2.6*
Sol. x Mod. (1)	0.6 ^{ns}	0.0 ^{ns}	1.0 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.4 ^{ns}
Residual (16)	6.2	6.1	6.9
Desv. estándar	1.3	0.2	1.4

Ciclo 3. Siembra: 01-04-2015; Recolección: 12-06-2015 (Invernadero); 26-06-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.3.3. Parámetros de color: luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y valores SPAD (C3).

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Santel’	40.49 a	126.96 -	15.94 a	40.47 b
‘Cuartana’	36.56 b	127.56 -	13.61 b	45.57 a
Solución nutritiva				
S1	38.72 -	127.19 -	14.95 -	42.70 -
S2	38.33 -	127.33 -	14.59 -	43.34 -
Modalidad de cultivo				
Invernadero	38.29 -	128.84 a	15.98 a	41.68 b
Aire libre	38.76 -	125.68 b	13.57 b	44.36 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Cultivar (1)	58.7**	2.9 ^{ns}	33.1**	56.0**
Solución (1)	0.6 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.8	0.9 ^{ns}
Modalidad (1)	0.8 ^{ns}	83.2**	35.2**	15.3**
Interacción				
Cultivar x Sol. (1)	1.7 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.6 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	1.1 ^{ns}	1.2 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.2 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	8.5 ^{ns}	0.4 ^{ns}	0.5 ^{ns}	4.0 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.0 ^{ns}	1.2 ^{ns}	2.8 ^{ns}	1.0 ^{ns}
Residual (16)	28.5	10.8	27.6	22.1
Desv. estándar	1.7	0.7	1.3	2.0

Ciclo 3. Siembra: 01-04-2015; Recolección: 12-06-2015 (Invernadero); 26-06-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.3.4. Concentración de nitratos (C3).

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cultivar	
‘Santel’	2415.83 -
‘Cuartana’	2324.84 -
Solución nutritiva	
S1	2251.68 b
S2	2489.00 a
Modalidad de cultivo	
Invernadero	2407.77 -
Aire libre	2332.91 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Cultivar (1)	2.3 ^{ns}
Solución (1)	15.6 [*]
Modalidad (1)	1.6 ^{ns}
Interacción	
Cultivar x Sol. (1)	2.7 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.8 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	4.5 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	9.8 ^{ns}
Residual (16)	62.7
Desv. estándar	291.2

Ciclo 3. Siembra: 01-04-2015; Recolección: 12-06-2015
(Invernadero); 26-06-2015 (aire libre).
S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹
m.f.: materia fresca

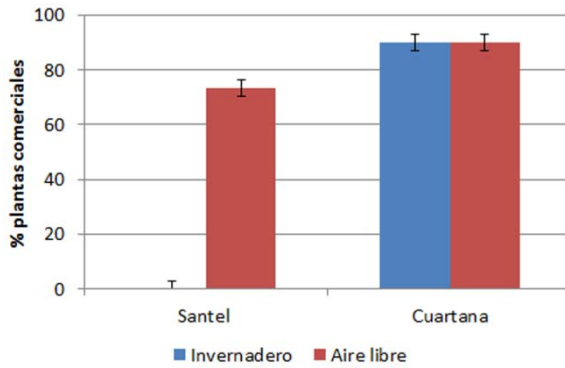


Figura 3.3.3.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

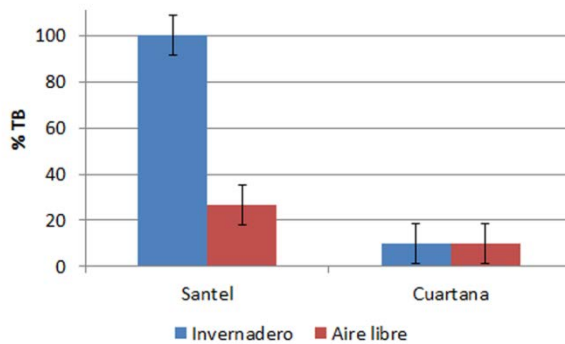


Figura 3.3.3.2. Porcentaje de 'tipburn'. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

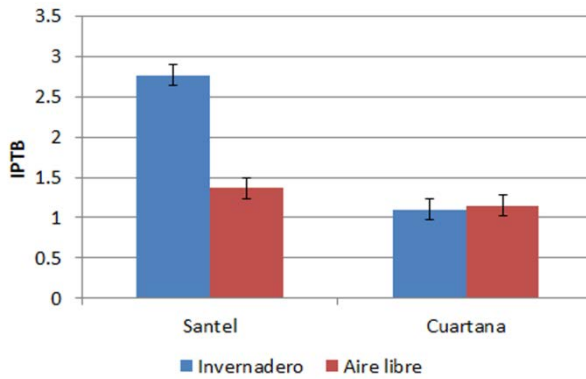


Figura 3.3.3.3. IPTB. Interacción cultivar x solución. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

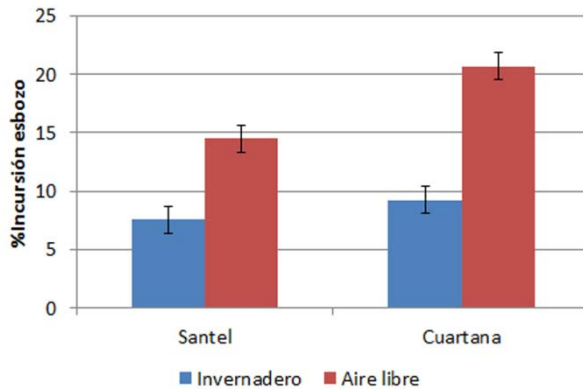


Figura 3.3.3.4. %Incurción esbozo floral. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

3.3.4. Resultados ciclo C4

Producción comercial (Tabla 3.3.4.1)

El porcentaje de plantas comerciales fue superior en el cultivar ‘Cuartana’ con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$); sin embargo, las diferencias obtenidas en el peso medio comercial entre ambos cultivares no resultaron e.s.

La solución nutritiva empleada no condujo a diferencias e.s. en el porcentaje de plantas comerciales y en el peso medio comercial.

Por otro lado, al aire libre, se obtuvo el mayor porcentaje de plantas comerciales con diferencias e.s. respecto del cultivo bajo invernadero ($p \leq 0.05$). Se determinó una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), para el porcentaje de plantas comerciales, por la cual, el cultivar ‘Cuartana’, no mostró diferencias e.s. entre modalidades (Figura 3.3.4.1.).

Bajo invernadero las plantas comerciales alcanzaron un peso medio más elevado.

Respecto a las interacciones entre factores obtenidas para el peso medio comercial, no resultaron e.s.

Producción no comercial (Tabla 3.3.4.1.)

El cultivar ‘Santel’ presentó un mayor porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ que el cultivar ‘Cuartana’

($p \leq 0.05$), mientras que no hubo un efecto claro de la solución nutritiva empleada, sobre este parámetro.

En el cultivo bajo invernadero, se obtuvo un valor más elevado de plantas afectadas por ‘tipburn’ que al aire libre ($p \leq 0.05$). Se encontró una interacción cultivar x modalidad e.s., por la que, para el cultivar ‘Cuartana’ las diferencias entre modalidades de cultivo no resultaron e.s. ($p \leq 0.01$) (Figura 3.3.4.2.)

Incidencia de fisiopatías (Tabla 3.3.4.2.)

Los índices IMTB e IPTB alcanzaron los valores más altos en las plantas del cultivar ‘Santel’, con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), del mismo modo, se observó una influencia e.s. de la modalidad de cultivo, encontrándose que ambos fueron superiores en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Se halló una interacción cultivar x modalidad ($p \leq 0.01$) para el IMTB, por la que, al aire libre, no se encontraron diferencias e.s. entre cultivares (Figura 3.3.4.3.).

Por otro lado, no hubo un efecto e.s. de la solución nutritiva empleada en ninguno de los índices estudiados.

En cuanto al porcentaje de incursión del esbozo floral, se observaron diferencias e.s. entre cultivares, hallándose los valores más altos en el cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$).

Aunque las diferencias halladas entre soluciones nutritivas no resultaron e.s., se detectó una interacción e.s. ($p \leq 0.05$), en la cual, al aire libre las plantas regadas con la solución nutritiva S2, dieron valores mayores de este porcentaje (Figura 3.3.4.4.)

Respecto de la modalidad de cultivo, se determinó, que al aire libre el porcentaje de incursión del esbozo floral fue superior que en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$).

Parámetros de color (Tabla 3.3.4.3.)

No hubo una influencia del cultivar empleado en ninguno de los parámetros de color estudiados, como tampoco la hubo de la solución nutritiva.

Los valores más elevados de luminosidad y ángulo *Hue* se observaron en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$). En el *Croma* (C), estas diferencias no resultaron e.s., sin embargo, se halló una interacción solución x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$) para este parámetro, por la que, en las plantas regadas con la solución S2, los valores más altos se observaron en el cultivo bajo invernadero con diferencias e.s. respecto del aire libre ($p \leq 0.05$) (Figura 3.3.4.5.)

Valores SPAD (Tabla 3.3.4.3.)

No hubo una influencia e.s. del cultivar ni de la solución nutritiva empleada en la concentración de clorofilas en hoja.

Las plantas cultivadas al aire libre, dieron valores más altos que las obtenidas bajo invernadero, con diferencias e.s. entre modalidades ($p \leq 0.05$).

Las interacciones entre factores estudiadas no presentaron una significación estadística para este parámetro.

Concentración de nitratos (Tabla 3.3.4.4.)

No hubo diferencias e.s. entre cultivares para la acumulación de nitratos.

Las plantas regadas con la solución S2 presentaron una mayor concentración de nitratos, con diferencias e.s. respecto de las que se les aplicó la solución S1 ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, las plantas cultivadas bajo invernadero acumularon más nitratos que aquellas obtenidas al aire libre ($p \leq 0.05$).

No se detectaron interacciones e.s. entre factores para este parámetro.

En las siguientes tablas (3.3.4.1., 3.3.4.2., 3.3.4.3., 3.3.4.4), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 3.3.4.1. Producción comercial y no comercial (C4)

	Producción comercial		Producción no comercial
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)
Cultivar			
‘Santel’	43.33 b	312.73 -	56.67 a
‘Cuartana’	96.67 a	291.08 -	3.33 b
Solución nutritiva			
S1	70.00 -	303.71 -	30.00 -
S2	70.00 -	300.09 -	30.00 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	48.33 b	344.85 a	51.67 a
Aire libre	91.67 a	258.91 b	8.33 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados			
Factor			
Cultivar (1)	50.4**	2.4 ^{ns}	50.4**
Solución (1)	0.0 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Modalidad (1)	27.0**	38.2**	27.0**
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	0.0 ^{ns}	5.6 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	15.4**	1.0 ^{ns}	15.4**
Sol. x Mod. (1)	0.4 ^{ns}	1.1 ^{ns}	0.4 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.4 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.4 ^{ns}
Residual (16)	6.5	51.5	6.5
Desv. estándar	10.8	32.5	10.8

Ciclo 4. Siembra: 01-06-2015; Recolección: 06-08-2015 (Invernadero); 07-08-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.4.2. Incidencia de fisiopatías (C4)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incurción esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Santel’	8.67 a	1.80 a	8.52 b
‘Cuartana’	2.50 b	0.52 b	11.65 a
Solución nutritiva			
S1	5.50 -	1.14 -	9.87 -
S2	5.67 -	1.22 -	10.30 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	8.58 a	1.85 a	7.37 b
Aire libre	2.58 b	0.51 b	12.80 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados			
Factor			
Cultivar (1)	49.4**	51.9**	20.7**
Solución (1)	0.0 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.2 ^{ns}
Modalidad (1)	46.8**	42.1**	63.3**
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	0.3 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	1.3**	0.0 ^{ns}	1.2 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	4.2*
Cult x Sol x Mod (1)	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}	2.2 ^{ns}
Residual (16)	2.0	6.0	8.1
Desv. estándar	0.8	0.2	1.1

Ciclo 4. Siembra: 01-06-2015; Recolección: 06-08-2015 (Invernadero); 07-08-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.4.3. Parámetros de color: luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y valores SPAD (C4).

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Santel’	39.30 -	128.12 -	10.75 -	46.92 -
‘Cuartana’	39.64 -	128.93 -	11.32 -	46.03 -
Solución nutritiva				
S1	40.00 -	128.87 -	11.06 -	46.07 -
S2	38.94 -	128.19 -	11.00 -	46.87 -
Modalidad de cultivo				
Invernadero	40.87 a	131.25 a	11.32 -	45.04 b
Aire libre	38.07 b	125.82 b	10.75 -	47.90 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Cultivar (1)	0.5 ^{ns}	1.9 ^{ns}	9.0 ^{ns}	3.9 ^{ns}
Solución (1)	5.1 ^{ns}	1.3 ^{ns}	0.1 ^{ns}	3.1 ^{ns}
Modalidad (1)	35.5*	84.5**	8.9 ^{ns}	40.1**
Interacción				
Cultivar x Sol. (1)	4.3 ^{ns}	0.4 ^{ns}	0.0 ^{ns}	2.5 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	1.4 ^{ns}	0.0 ^{ns}	7.8 ^{ns}	0.3 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	0.1 ^{ns}	2.5 ^{ns}	28.9**	4.7 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	3.6 ^{ns}	0.5 ^{ns}	3.3 ^{ns}	4.4 ^{ns}
Residual (16)	49.3	8.4	38.4	41.1
Desv. estándar	2.0	1.0	0.7	1.8

Ciclo 4. Siembra: 01-06-2015; Recolección: 06-08-2015 (Invernadero); 07-08-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.4.4. Concentración de nitratos (C4)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cultivar	
‘Santel’	3205.62 -
‘Cuartana’	3106.86 -
Solución nutritiva	
S1	2721.22 b
S2	3591.26 a
Modalidad de cultivo	
Invernadero	3420.53 a
Aire libre	2891.95 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Cultivar (1)	0.5 ^{ns}
Solución (1)	41.9**
Modalidad (1)	15.5*
Interacción	
Cultivar x Sol. (1)	1.0 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.2 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	5.3 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.1 ^{ns}
Residual (16)	35.6
Desv. estándar	491.5

Ciclo 4. Siembra: 01-06-2015; Recolección: 06-08-2015
(Invernadero); 07-08-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹
m.f.: materia fresca

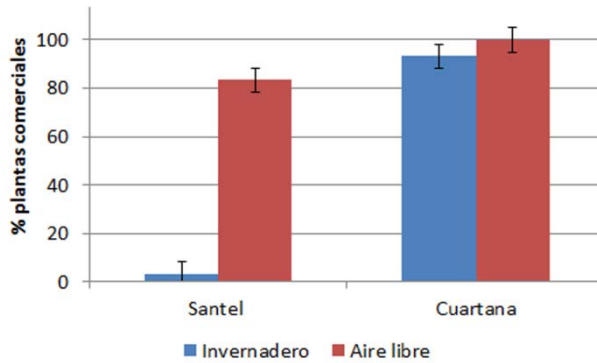


Figura 3.3.4.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor de intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

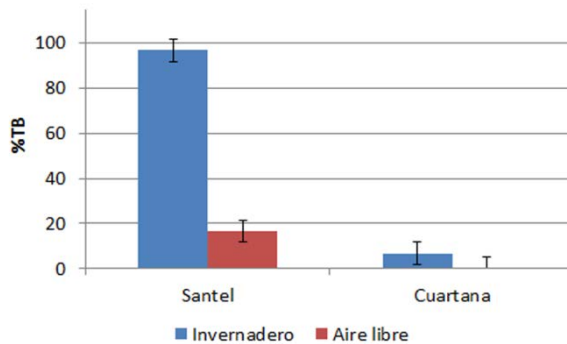


Figura 3.3.4.2. Porcentaje de plantas con 'tipburn'. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

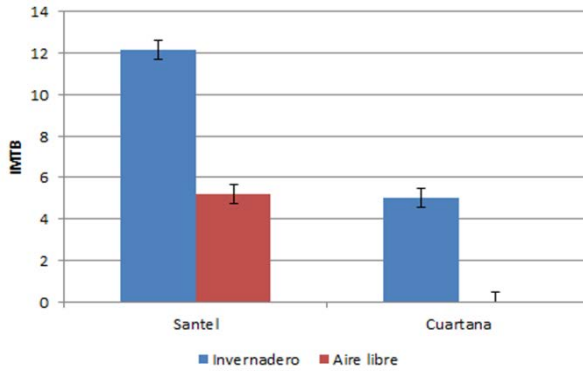


Figura 3.3.4.3. IMTB. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor LSD ($p \leq 0.05$)

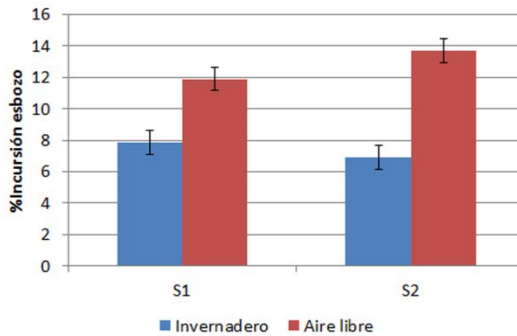


Figura 3.3.4.4. Porcentaje de Incursión del esbozo floral. Interacción solución x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor LSD ($p \leq 0.05$)

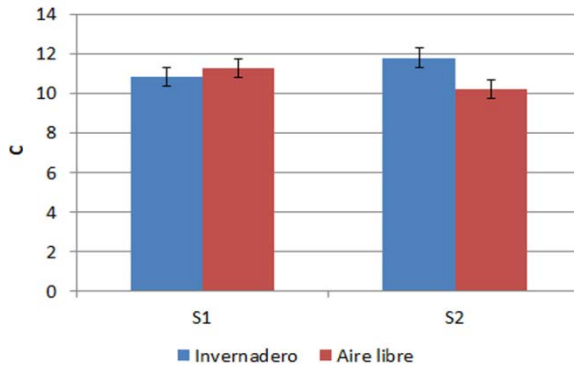


Figura 3.3.4.5. Croma. Interacción solución x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor LSD ($p \leq 0.05$)

3.3.5. Resultados ciclo C5

Producción comercial (Tabla 3.3.5.1.)

El cultivar ‘Cuartana’, presentó un porcentaje de plantas comerciales superior al cultivar ‘Santel’ con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s., por la que, en el cultivo al aire libre las diferencias encontradas entre cultivares no resultaron e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 3.3.5.1.)

Hubo una influencia e.s. de la solución nutritiva empleada en el porcentaje de plantas comerciales, siendo superior en las plantas regadas con la solución S1 ($p \leq 0.05$), del mismo modo las diferencias entre modalidades de cultivo, resultaron e.s., obteniéndose al aire libre los valores más altos ($p \leq 0.05$).

Respecto del peso medio comercial no se obtuvo ninguna influencia significativa sobre los parámetros estudiados.

Producción no comercial (Tabla 3.3.5.1.)

El porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ fue mayor en las plantas del cultivar ‘Santel’ con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s., por la cual, en el cultivo al aire libre no se encontraron diferencias entre cultivares ($p \leq 0.05$) (Figura 3.3.5.2.)

Por otro lado, las plantas regadas con la solución S2 presentaron un mayor porcentaje de afección por ‘tipburn’ aunque las diferencias no resultaron e.s.

En cuanto al efecto de la modalidad de cultivo, los valores más altos de este parámetro se obtuvieron en el cultivo bajo invernadero ($p \leq 0.05$).

Incidencia de fisiopatías (Tabla 3.3.5.2.)

De los dos índices estudiados para evaluar la incidencia de ‘tipburn’ (IMTB e IPTB), solo se constató una influencia significativa del cultivar sobre el índice IMTB, de manera que valores más altos se obtuvieron en el cultivar ‘Santel’, con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$). La interacción cultivar x modalidad resultó e.s. ($p \leq 0.05$) para este parámetro, de forma que, en el cultivo al aire libre, las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 3.3.5.3.)

La solución nutritiva empleada no tuvo un efecto e.s. en ninguno de los dos índices estudiados.

Para la modalidad de cultivo ambos fueron superiores en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$).

En cuanto a la incursión del esbozo floral, fue mayor en el cultivar ‘Cuartana’ con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x

modalidad e.s., ($p \leq 0.05$) observándose, que bajo invernadero las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. (Figura 3.3.5.4.)

Las diferencias determinadas para este parámetro entre soluciones nutritivas no resultaron e.s., mientras que en las plantas cultivadas al aire libre fue mayor que bajo invernadero ($p \leq 0.05$). Se encontró una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$) por la que, para el cultivar ‘Santel’ las diferencias entre modalidades no resultaron e.s. (Figura 3.3.5.4.)

Parámetros de color (Tabla 3.3.5.3.)

En los parámetros de color estudiados no se observaron diferencias e.s. entre cultivares ni soluciones nutritivas.

Respecto de la modalidad de cultivo, las plantas cultivadas bajo invernadero, alcanzaron los valores más altos de luminosidad y *Croma* (C), mientras que el valor del ángulo *Hue* fue más elevado en las obtenidas al aire libre, con diferencias e.s. entre modalidades en todos los casos ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 3.3.5.3.)

No hubo un efecto del cultivar ni de la solución nutritiva en la concentración de clorofilas.

Al aire libre, los valores SPAD fueron más elevados que en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$).

Concentración de nitratos (Tabla 3.3.5.4.)

El cultivar empleado, así como la modalidad de cultivo no tuvieron una influencia e.s. en la acumulación de nitratos.

Las plantas regadas con la solución S2 presentaron una mayor concentración de nitratos en sus hojas ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (3.3.5.1., 3.3.5.2., 3.3.5.3., 3.3.5.4), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 3.3.5.1. Producción comercial y no comercial (C5)

	Producción comercial		Producción no comercial
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)
Cultivar			
‘Santel’	55.00 b	450.32 -	45.00 a
‘Cuartana’	83.33 a	392.61 -	16.67 b
Solución nutritiva			
S1	76.67 a	394.33 -	23.33 -
S2	61.67 b	448.65 -	38.33 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	38.33 b	379.09 -	61.67 a
Aire libre	100.00 a	463.97 -	0.00 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	9.7**	5.7 ^{ns}	9.7**
Solución (1)	3.8*	4.4 ^{ns}	3.8 ^{ns}
Modalidad (1)	58.2**	10.9 ^{ns}	58.2**
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	0.0 ^{ns}	2.7 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	9.7**	0.0 ^{ns}	9.7**
Sol. x Mod. (1)	3.8 ^{ns}	0.0 ^{ns}	3.8 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Residual (16)	14.8	53.1	14.8
Desv. estándar	16.8	85.0	16.8

Ciclo 5. Siembra: 20-07-2015; Recolección: 02-10-2015 (Invernadero); 14-10-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.5.2. Incidencia de fisiopatías (C5)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Santel’	5.25 a	1.52 -	6.00 b
‘Cuartana’	3.50 b	1.21 -	8.32 a
Solución nutritiva			
S1	4.00 -	1.23 -	7.38 -
S2	4.75 -	1.41 -	7.00 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	8.17 a	1.67 a	6.07 b
Aire libre	0.58 b	1.08 b	8.32 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	4.5**	3.6 ^{ns}	36.1 **
Solución (1)	0.8 ^{ns}	2.0 ^{ns}	0.8 ^{ns}
Modalidad (1)	84.6**	18.3*	35.4**
Interacción			
Cultivar x Sol. (1)	0.0 ^{ns}	0.5 ^{ns}	0.8 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	2.3*	5.7 ^{ns}	15.2**
Sol. x Mod. (1)	1.2 ^{ns}	0.9 ^{ns}	0.9 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.3 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Residual (16)	6.2	19.0	10.7
Desv. estándar	1.3	0.3	0.8

Ciclo 5. Siembra: 20-07-2015; Recolección: 02-10-2015 (Invernadero); 14-10-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.5.3. Parámetros de color: luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) y valores SPAD (C5).

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Santel’	44.49 -	126.52 -	18.97 -	46.92 -
‘Cuartana’	42.27 -	127.23 -	17.73 -	46.02 -
Solución nutritiva				
S1	43.62 -	126.56 -	18.74 -	46.07 -
S2	43.14 -	127.18 -	17.96 -	46.87 -
Modalidad de cultivo				
Invernadero	46.43 a	125.71 b	20.09 a	45.04 b
Aire libre	40.33 b	128.03 a	16.61 b	47.90 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Cultivar (1)	6.3 ^{ns}	3.0 ^{ns}	5.5 ^{ns}	3.9 ^{ns}
Solución (1)	0.3 ^{ns}	2.3 ^{ns}	2.2 ^{ns}	3.1 ^{ns}
Modalidad (1)	47.0**	32.1**	42.8**	40.1**
Interacción				
Cultivar x Sol. (1)	1.2 ^{ns}	2.9 ^{ns}	1.8 ^{ns}	2.5 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.3 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	0.2 ^{ns}	0.0 ^{ns}	2.4 ^{ns}	4.7 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.1 ^{ns}	0.3 ^{ns}	0.1 ^{ns}	4.4 ^{ns}
Residual (16)	44.8	59.5	45.3	41.1
Desv. estándar	3.6	1.9	2.2	1.8

Ciclo 5. Siembra: 20-07-2015; Recolección: 02-10-2015 (Invernadero); 14-10-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹

Tabla 3.3.5.4. Concentración de nitratos (C5)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cultivar	
‘Santel’	2105.88 -
‘Cuartana’	2067.31 -
Solución nutritiva	
S1	1885.58 b
S2	2287.62 a
Modalidad de cultivo	
Invernadero	2138.85 -
Aire libre	2034.35 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Cultivar (1)	0.2 ^{ns}
Solución (1)	19.8*
Modalidad (1)	1.3 ^{ns}
Interacción	
Cultivar x Sol. (1)	1.3 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.6 ^{ns}
Sol. x Mod. (1)	0.3 ^{ns}
Cult x Sol x Mod (1)	0.1 ^{ns}
Residual (16)	75.2
Desv. estándar	480.2

Ciclo 5. Siembra: 20-07-2015; Recolección: 02-10-2015
(Invernadero); 14-10-2015 (aire libre).

S1: [NO₃⁻]: 7.91 mmol·L⁻¹; S2: [NO₃⁻]: 16.91 mmol·L⁻¹
m.f.: materia fresca

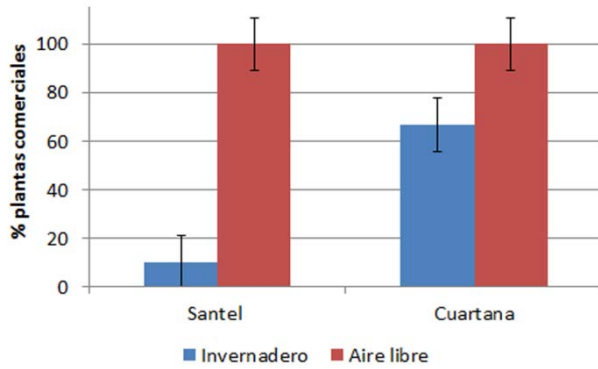


Figura 3.3.5.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

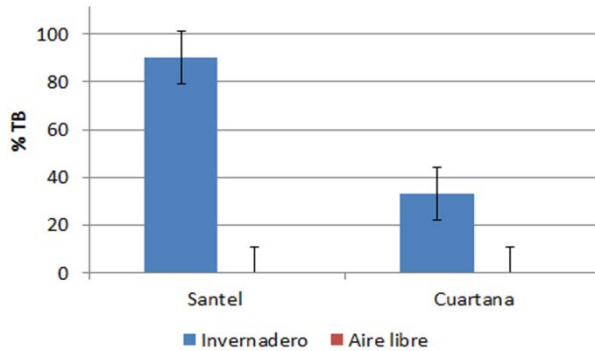


Figura 3.3.5.2. Porcentaje de 'tipburn'. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

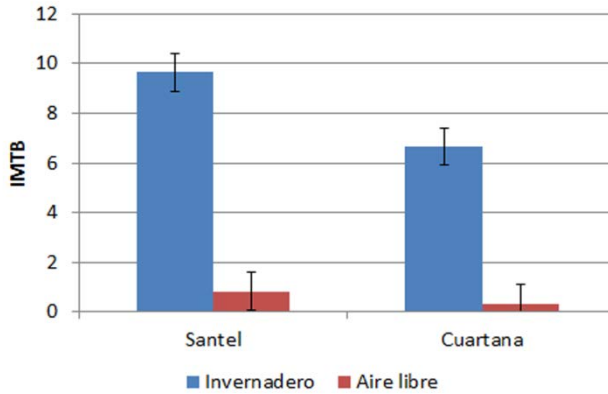


Figura 3.3.5.3. IMTB. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

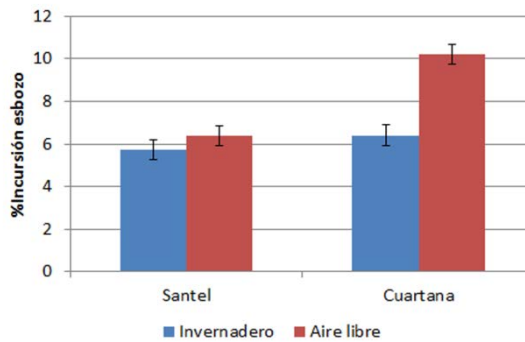


Figura 3.3.5.4. Porcentaje de incurción esbozo floral. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

3.3.6. Resultados comparación entre ciclos

Producción comercial (Tabla 3.3.6.1.)

El porcentaje de plantas comerciales fue superior en los ciclos C1 y C2 con diferencias e.s. respecto del resto de ciclos estudiados ($p \leq 0.05$).

En cuanto al peso medio de las plantas comerciales, los valores más altos se obtuvieron en los ciclos C2 y C3, mientras que en el ciclo C4 se obtuvo el valor más bajo, encontrándose diferencias e.s. entre todos los ciclos ($p \leq 0.05$).

Producción no comercial (Tabla 3.3.6.1.)

En los ciclos C3, C4 y C5 el porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ resultó más elevado que en los ciclos C1 y C2 con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

Incidencia de fisiopatías (Tabla 3.3.6.2.)

Los valores más altos del índice IMTB se alcanzaron en los ciclos C3 y C4, no obstante, los valores del ciclo C4 no difirieron de manera e.s. con los hallados en el ciclo C5, mientras que los más bajos se encontraron en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$).

Respecto del IPTB, fue superior en los ciclos C3 y C4 con diferencias e.s. respecto de los ciclos donde se obtuvo los valores más bajos (C1 y C2) ($p \leq 0.05$).

En cuanto al porcentaje de incursión del esbozo floral, resultó mayor en el ciclo C3 con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$) respecto del resto de ciclos salvo del ciclo C1, que presentó valores intermedios entre este último y el resto sin mostrar diferencias e.s.

Parámetros de color (Tabla 3.3.6.3.)

Los valores más altos de luminosidad se obtuvieron en el ciclo C3, con diferencias e.s. respecto de los ciclos C1, C2 y C5 ($p \leq 0.05$), siendo más bajos en los ciclos C2 y C5 mostrando diferencias e.s. con el resto de ciclos ($p \leq 0.05$).

Para el ángulo *Hue*, las diferencias entre ciclos de cultivo no resultaron e.s.

Por otro lado, los valores de Croma fueron superiores en los ciclos C1 y C5, con diferencias e.s. respecto del resto de ciclos ($p \leq 0.05$), encontrándose los más bajos en los ciclos C3 y C4 ($p \leq 0.05$).

Concentración de nitratos (Tabla 3.3.6.4.)

La mayor acumulación de nitratos se produjo en el ciclo C4, con diferencias e.s. entre este y el resto de ciclos estudiados ($p \leq 0.05$), mientras que la menor concentración de nitratos en hojas, se determinó en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$), aunque las diferencias entre los valores hallados en este ciclo y los obtenidos en el ciclo C2 no resultaron e.s.

En las siguientes tablas (3.3.6.1., 3.3.6.2., 3.3.6.3., 3.3.6.4.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 3.3.6.1. Producción comercial y no comercial (Comparación de ciclos)

	Producción comercial		Producción no comercial
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial ($g \cdot plant^{-1}$)	Porcentaje plantas con "tipburn" (%)
Ciclo			
C1	100.00 a	487.87 b	0.00 b
C2	97.50 a	660.80 a	2.50 b
C3	63.33 b	587.68 a	36.67 a
C4	70.00 b	284.94 d	30.00 a
C5	69.17 b	419.47 c	30.83 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Ciclo (4)	22.4**	66.6**	22.4**
Residual (115)	77.6	33.4	77.6
Desv. estándar	27.8	94.2	27.8
Ciclo 1.	Siembra: 05-09-2014; (Invernadero); 23-12-2014 (aire libre).	Recolección:	19-12-2014
Ciclo 2.	Siembra: 19-12-2014; (Invernadero); 30-04-2015 (aire libre).	Recolección:	07-04-2015
Ciclo 3.	Siembra: 01-04-2015; (Invernadero); 26-06-2015 (aire libre).	Recolección:	12-06-2015
Ciclo 4.	Siembra: 01-06-2015; (Invernadero); 07-08-2015 (aire libre).	Recolección:	06-08-2015
Ciclo 5.	Siembra: 20-07-2015; (Invernadero); 14-10-2015 (aire libre).	Recolección:	02-10-2015

Tabla 3.3.6.2. Incidencia de fisiopatías (Comparación de ciclos)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Ciclo			
C1	0.33 d	1.00 b	11.47 ab
C2	3.16 c	1.06 b	6.11 b
C3	6.83 a	1.59 a	13.01 a
C4	5.58 ab	1.57 a	10.08 b
C5	4.37 bc	1.50 ab	7.20 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Ciclo (4)	29.9**	17.8**	42.8**
Residual (115)	70.1	82.2	57.2
Desv. estándar	3.5	0.5	0.3
Ciclo 1.	Siembra: 05-09-2014; (Invernadero); 23-12-2014 (aire libre).	Recolección:	19-12-2014
Ciclo 2.	Siembra: 19-12-2014; (Invernadero); 30-04-2015 (aire libre).	Recolección:	07-04-2015
Ciclo 3.	Siembra: 01-04-2015; (Invernadero); 26-06-2015 (aire libre).	Recolección:	12-06-2015
Ciclo 4.	Siembra: 01-06-2015; (Invernadero); 07-08-2015 (aire libre).	Recolección:	06-08-2015
Ciclo 5.	Siembra: 20-07-2015; (Invernadero); 14-10-2015 (aire libre).	Recolección:	02-10-2015

Tabla 3.3.6.3. Parámetros de color: luminosidad (L), ángulo Hue (H°), Cromo (C) (Comparación de ciclos).

	Parámetros de color		
	L*	H°	C
Ciclo			
C1	41.02 ab	127.46 -	19.03 a
C2	40.60 c	128.11 -	16.94 b
C3	38.52 a	127.26 -	1.60 c
C4	39.47 b	128.39 -	11.03 c
C5	43.38 c	126.87 -	18.35 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Ciclo (4)	21.8**	6.7 ^{ns}	92.7**
Residual (115)	78.2	93.3	7.3
Desv. estándar	3.2	2.1	1.9
Ciclo 1.	Siembra: 05-09-2014; (Invernadero); 23-12-2014 (aire libre).	Recolección:	19-12-2014
Ciclo 2.	Siembra: 19-12-2014; (Invernadero); 30-04-2015 (aire libre).	Recolección:	07-04-2015
Ciclo 3.	Siembra: 01-04-2015; (Invernadero); 26-06-2015 (aire libre).	Recolección:	12-06-2015
Ciclo 4.	Siembra: 01-06-2015; (Invernadero); 07-08-2015 (aire libre).	Recolección:	06-08-2015
Ciclo 5.	Siembra: 20-07-2015; (Invernadero); 14-10-2015 (aire libre).	Recolección:	02-10-2015

m.f.: materia fresca

Tabla 3.3.6.4. Concentración de nitratos (Comparación de ciclos).

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f. ⁻¹)
Ciclo	
C1	1478.34 d
C2	1742.49 cd
C3	2370.34 b
C4	3156.24 a
C5	2091.40 bc
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Ciclo (4)	36.1**
Residual (115)	63.9
Desv. estándar	791.4
Ciclo 1. Siembra: 05-09-2014; (Invernadero); 23-12-2014 (aire libre).	Recolección: 19-12-2014
Ciclo 2. Siembra: 19-12-2014; (Invernadero); 30-04-2015 (aire libre).	Recolección: 07-04-2015
Ciclo 3. Siembra: 01-04-2015; (Invernadero); 26-06-2015 (aire libre).	Recolección: 12-06-2015
Ciclo 4. Siembra: 01-06-2015; (Invernadero); 07-08-2015 (aire libre).	Recolección: 06-08-2015
Ciclo 5. Siembra: 20-07-2015; (Invernadero); 14-10-2015 (aire libre).	Recolección: 02-10-2015

m.f.: materia fresca

3.3.7. Correlaciones entre parámetros (Tabla 3.3.7.1, 3.3.7.2., 3.3.7.3., 3.3.7.4., 3.3.7.5)

La relación lineal entre los nitratos y los parámetros de color solo resultó e.s. en el caso del ángulo Hue en los ciclos C1 y C2 ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) y con el Croma en el ciclo C2 ($p \leq 0.01$). Por otro lado los valores SPAD presentaron una elevada relación lineal e.s. ($p \leq 0.01$) con el Croma en los ciclos en los que se obtuvo.

En el ciclo C2, solo resultó e.s. la relación entre los nitratos y los valores SPAD, aunque el coeficiente de correlación fue bajo ($p \leq 0.01$).

Tabla 3.3.7.1. Matriz de correlaciones ciclo C1

	H°	C	Nitratos
L*	-0.624**	0.758**	-0.08 ^{ns}
H°		-0.120 ^{ns}	0.719**
C			0.315 ^{ns}

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 3.3.7.2. Matriz de correlaciones ciclo C2

	H°	C	Nitratos	SPAD
L*	-0.221 ^{ns}	0.656**	-0.177 ^{ns}	-0.908 ^{ns}
H°		-0.785**	0.834**	0.545**
C			-0.724**	-0.911**
Nitratos				0.495*

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 3.3.7.3. Matriz de correlaciones ciclo C3

	H°	C	Nitratos	SPAD
L*	-0.232 ^{ns}	0.466*	-0.025 ^{ns}	-0.789**
H°		0.365 ^{ns}	-0.003 ^{ns}	-0.175 ^{ns}
C			0.208 ^{ns}	-0.906**
Nitratos				-0.124 ^{ns}

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 3.3.7.4. Matriz de correlaciones ciclo C4

	H°	C	Nitratos	SPAD
L*	0.534**	0.377 ^{ns}	0.046 ^{ns}	-0.902**
H°		0.233 ^{ns}	0.291 ^{ns}	-0.561**
C			0.089 ^{ns}	-0.734**
Nitratos				-0.101 ^{ns}

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 3.3.7.5. Matriz de correlaciones ciclo C5

	H°	C	Nitratos
L*	-0.928**	0.958**	-0.064 ^{ns}
H°		-0.901**	-0.006 ^{ns}
C			-0.145 ^{ns}

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

3.3.8. Discusión de los resultados

En las condiciones de este experimento, la única fisiopatía importante que afectó a las plantas fue el ‘tipburn’.

Mientras que en los ciclos C1 y C2 su incidencia fue escasa, en los ciclos C3, C4 y C5 su severidad se incrementó, obteniéndose en ellos el menor porcentaje de plantas comerciales.

Estos resultados, corroboran los ya obtenidos anteriormente por otros autores, los cuales refirieron que la aparición de ‘tipburn’ se encontraba influenciada, entre otros factores, por las condiciones climáticas (Misaghi, Grogan, 1978 b; Saure, 1998; Olle, Bender, 2009), en particular por las elevadas temperaturas y las humedades relativas baja. Así pues, fue detectado un efecto conjunto de la humedad relativa y la temperatura en la mayor o menor respuesta del cultivares.

En todos los ciclos en los que se observó la fisiopatía, el cultivar ‘Santel’ resultó más sensible a la incidencia de ‘tipburn’ en el cultivo bajo invernadero. Sin embargo, en condiciones de mayor HR (humedad relativa), que se dieron al aire libre, su respuesta fue similar a la del cultivar ‘Cuartana’, en principio más resistente.

El efecto de la elevada HR en el descenso del ‘tipburn’, corrobora los resultados obtenidos anteriormente en lechuga y

col china, y que podrían estar relacionados, además de con un descenso de la transpiración (de las hojas externas), con un aumento de la presión radicular que promovería el transporte de calcio a las hojas en expansión (Maroto *et al.*, 1988; Collier, Wurr, 1991; Saure, 1998).

Curiosamente, en el ciclo en el que la temperatura media del cultivo al aire libre alcanzó un valor más alto (C4), se produjo un incremento de la incidencia de esta fisiopatía sobre el cultivar ‘Santel’ en esta modalidad, que, aunque no alcanzó los valores obtenidos en invernadero, sí que fueron superiores a los del cultivar ‘Cuartana’.

El aumento de ‘tipburn’ observado en condiciones de altas temperaturas y en cultivo bajo invernadero, se ha asociado a los incrementos observados en la ratio de crecimiento que favorecería la deficiencia de calcio producida por una mayor demanda de este elemento en los tejidos (Collier, Tibbitts, 1982; Nagata, Stratton, 1994 Gaudreau *et al.*, 1994; Maroto, 1997).

En los ciclos en los cuales hubo incidencia de ‘tipburn’, las plantas comerciales sólo presentaron un peso medio superior bajo invernadero en el ciclo C4, por lo que, su aparición podría estar relacionada, más que por una elevada tasa en el crecimiento, por una quelatación del calcio disponible producida por ácidos orgánicos y otros metabolitos secundarios que se

incrementan con el aumento en la transpiración (Misaghi, Grogan, 1978 b).

Los aportes de elevadas cantidades de nitrógeno se han asociado a incrementos en la ratio de crecimiento y con ello una mayor incidencia de ‘tipburn’ (Marsic, Osva, 2002; Rincón *et al.*, 2002; Konstantopoulou *et al.*, 2012; Liu *et al.*, 2014).

En el presente estudio mayores aportes de nitrógeno no produjeron un aumento en el peso medio de las plantas comerciales, lo cual podría explicar que no se observara una mayor incidencia de ‘tipburn’ con los mismos. Este mismo comportamiento fue observado por determinados autores en lechuga y col china, en los que, aportaciones elevadas de nitrógeno no siempre estuvieron asociadas a un mayor índice de ‘tipburn’ ni a incrementos en el peso (Scaife *et al.*, 1986; Sørensen *et al.*, 1994).

La acumulación de nitratos resultó más elevada en cultivo bajo invernadero y en los ciclos primaveral y estivales, aunque en ninguno de ellos alcanzó los valores máximos establecidos por la Unión Europea en lechuga (DOUE, 2011). A diferencia de lo señalado por otros autores, no hubo una influencia del cultivar empleado (Asseo-Bickert, 1983; Reinink *et al.*, 1987).

En estudios realizados sobre la acumulación de nitratos en lechuga, se determinó que en ciclos de baja radiación que

restringían la fotosíntesis y con ello la cantidad de azúcares disponible, la concentración de nitratos acumulada en las vacuolas como reemplazo a los carbohidratos era mayor (Gonella *et al.*, 2002; Pavlou *et al.*, 2007). En el presente experimento, la acumulación de nitratos resultó superior en la modalidad en que se registraron las temperaturas más altas (bajo invernadero) y en los ciclos más cálidos donde la radiación fue más alta (primaverales y estivales), corroborando lo obtenido en otros trabajos realizados en minilechuga durante bastantes años, en los cuales se han podido constatar resultados similares a los obtenidos en el presente ensayo (Torres *et al.*, 2013).

Para explicarse estas aparentes contracciones podría considerarse que el óptimo térmico de la escarola, en comparación con otros cultivos, se encuentra en un rango medio bajo (Edmon *et al.*, 1975), de manera que las elevadas temperaturas de los ciclos primaverales-estivales, produciría una saturación fotosintética disminuyendo la cantidad de carbohidratos acumulados (Behr, Wiebe, 1992). Por otro lado, en ciclos otoñales-invernales, las temperaturas del aire libre (inferiores a las del cultivo bajo invernadero) limitarían la absorción de nitratos, lo que explicaría una menor acumulación de nitratos en esta modalidad (Rincón *et al.*, 2002).

En todos los ciclos estudiados, el mayor aporte de nitrógeno se correlacionó con concentraciones de nitratos más elevadas en hojas, corroborando los resultados obtenidos

anteriormente en lechuga (Mantovani *et al.*, 2005; Boroujerdnia, Ansari, 2007).

Un aumento en los aportes de nitrógeno se ha asociado en cultivos como nabo, brócoli o trigo, a un descenso en la luminosidad y a incrementos del valor del ángulo *Hue*, y del contenido en clorofilas, dando lugar a hojas con una coloración verde más intensa (Vieira *et al.*, 1998; Bakker *et al.*, 2008; Bojović, Marković, 2009). En nuestras condiciones, por el contrario, un incremento de la concentración de nitrógeno en la solución nutritiva no indujo a variaciones en ninguno de los parámetros de color estudiados, ni en los valores SPAD.

3.4 Conclusiones del capítulo

- Incrementos de nitratos de $9 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$ no provocaron aumentos en el rendimiento del cultivo.
- El peso medio de las plantas comerciales de ambos cultivares fue similar.
- En ciclos invernales, el desarrollo de las plantas fue más favorable bajo invernadero.
- Condiciones de temperaturas elevadas y humedad relativa baja (invernadero) favorecieron la incidencia de ‘tipburn’ resultando el cultivar ‘Santel’ más proclive a esta fisiopatía.
- El cultivar ‘Santel’ presentó una mayor susceptibilidad a la subida a flor prematura.
- Al aire libre se produjo un descenso de ‘tipburn’ en el cultivar ‘Santel’.
- El cultivar ‘Cuartana’ presentó concentraciones de clorofilas más elevadas (valores SPAD) tanto en el primer año (C1) como en el segundo (C2 y C3).
- Aumentos en la concentración de nitrógeno no aumentaron la concentración de clorofilas en las hojas.
- El ángulo *Hue* alcanzó bajo invernadero valores más altos.
- La concentración de nitratos en hojas resultó más elevada en ciclos primaverales-estivales que en otoñales-invernales y en cultivo bajo invernadero.

- Mayor aporte de nitrógeno con la solución nutritiva favoreció la acumulación de nitratos en hojas.
- No hubo una influencia clara del cultivar en la acumulación de nitratos.
- Incrementos en el aporte de nitrógeno no indujeron a mayores pesos de las plantas comerciales.

Capítulo 4

Efecto de diferentes niveles de humedad, modalidad de cultivo, cultivares y ciclos en la acumulación de nitratos e incidencia de fisiopatías.

4. EFECTO DE DIFERENTES NIVELES DE HUMEDAD, MODALIDAD DE CULTIVO, CULTIVARES Y CICLOS EN LA ACUMULACIÓN DE NITRATOS E INCIDENCIA DE FISIOPATÍAS.

Este capítulo consta de dos experimentos realizados durante los años 2013 y 2014.

4.1. Material y métodos

4.1.1. Características comunes a ambos experimentos

Ambos experimentos se realizaron en las mismas instalaciones descritas para los experimentos del Capítulo 3 (apartado 3.1.1.), añadiendo en cada modalidad de cultivo (aire libre e invernadero) dos niveles de humedad (fotografías 4.1 y 4.2.):

- Control. Las plantas se desarrollaron (en invernadero y al aire libre) en las condiciones normales del cultivo sin aporte extra de humedad.
- Túnel. Se realizó un aporte de agua mediante aspersores cubriendo las plantas con un túnel para mantener valores más elevados de humedad relativa en ambas modalidades de cultivo.



Fotografía 4.1. Invernadero.
Condiciones control y bajo túnel.



Fotografía 4.2. Aire libre.
Condiciones control y bajo túnel.

Las plantas se regaron con una solución nutritiva cuya composición se recoge en el cuadro 4.1.1.1.

Cuadro. 4.1.1.1. Composición de la solución nutritiva ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$)

NO_3^-	H_2PO_4^-	SO_4^{2-}	NH_4^+	K^+	Ca^{2+}	Mg^{2+}	CE ($\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$)
12.41	1.20	2.45	0.50	5.00	3.95	2.96	2.01

4.1.2. Experimento año 2013

Este experimento se llevó a cabo en dos ciclos de cultivo cuyas fechas de siembra, plantación y recolección se recogen en el cuadro 4.1.2.1. En ambos se emplearon dos cvs. de escarola de hoja ancha: ‘Natacha’ (en principio más sensible a la ‘mancha translúcida’ y menos tolerante al ‘tipburn’) y ‘Cuartana’ (en principio más tolerante a la ‘mancha translúcida’ y menos tolerante al ‘tipburn’).

Cuadro 4.1.2.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en cada ciclo

Ciclo	Siembra	Plantación	Recolección invernadero	Recolección parcela
C1	29-01-2013	06-03-2013	26-04-2013	08-05-2013
C2	03-05-2013	27-05-2013	16-07-2013	22-07-2013

Se realizó un diseño en Split-plot-plot, compuesto por 2 cultivares (sub-subparcela), 2 niveles de humedad (subparcela) y 2 modalidades de cultivo (parcela principal) con 3 u.r. (unidades de repetición) empleando 5 plantas en cada una de ellas. En total el experimento ha contado con 24 u.r. y 120 plantas.

4.1.3. Experimentos campaña 2013-2014

Se estudiaron dos ciclos de cultivo (cuadro 4.1.3.1.) en los cuales se emplearon tres cvs. de hoja lisa de escarola ‘Cuartana’, ‘Natacha’ y ‘Santel’.

Cuadro 4.1.3.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en cada ciclo.

Ciclo	Siembra	Plantación	Recolección invernadero	Recolección parcela
C1	04-12-2013	10-01-2014	10-03-2014-	27-03-2014-
			20-03-2014	01-04-2014
C2	31-03-2014	24-04-2014	02-06-2014-	12-06-2014-
			03-06-2014	13-06-2014

Se realizó un diseño en Split-plot-plot, compuesto por 3 cultivares (sub-subparcela), 2 niveles de humedad (subparcela) y 2 modalidades de cultivo (parcela principal) con 3 u.r. empleando 5 plantas en cada una de ellas. En total el experimento ha contado con 36 u.r. y 180 plantas.

4.1.4. Parámetros estudiados

Tras la recolección de las escarolas se procedió a determinar y valorar la acumulación de nitratos, incidencia de fisiopatías, valores SPAD y parámetros de color, así como la producción, siguiendo las mismas metodologías que en el Capítulo 3.

4.1.4.1. Determinación de parámetros fisiológicos

El muestreo de las hojas empleadas para las diferentes determinaciones se realizó de manera idéntica a la explicada en el apartado 3.1.4. del Capítulo 3.

Los parámetros de color y el contenido en clorofilas se determinaron empleando un colorímetro y un medidor SPAD del mismo modelo y marca que los señalados en los apartados 2.1.4.1 y 2.1.4.2. del Capítulo 2.

El contenido de nitratos se determinó mediante refractometría siguiendo el método detallado en el apartado 2.1.4.4. del Capítulo 2.

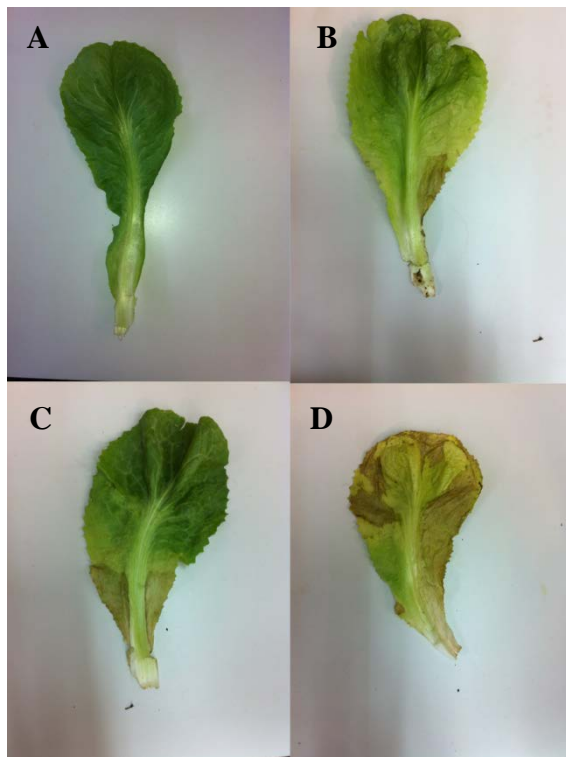
4.1.4.2. Evaluación de la producción e incidencia de fisiopatías

En el momento de la recolección se procedió a determinar la incidencia de fisiopatías ('tipburn' y subida a flor prematura) así como la producción comercial de forma idéntica a la del apartado 3.1.4.4. del Capítulo 3.

En este capítulo además de las fisiopatías citadas, se estudió otra denominada 'mancha translúcida'.

4.1.4.3. Evaluación de la afección de 'mancha translúcida'.

Para determinar la incidencia de 'mancha translúcida' se valoró el grado de afección que presentaba cada hoja, así pues, todas las hojas de la planta se clasificaron en cuatro grupos diferentes, según una escala preestablecida. Se denominaron *hojas sanas* (HS) a aquellas que no presentaban incidencia de 'mancha translúcida', *hojas con afección ligera* (HAL) aquellas que sólo mostraban síntomas en la parte más basal de la hoja, *hojas con afección media* (HAM), aquellas cuya afección alcanzaba la mitad de la hoja y *hojas con una afección alta* (HAA), en las que los síntomas eran patentes en toda la hoja. Posteriormente, se obtuvo el porcentaje de hojas pertenecientes a las dos primeras categorías (HS + HAL) (hojas comerciales), así como el de las hojas incluidas en la tercera y cuarta categoría (HAM + HAA) (hojas no comerciales).



Fotografía 4.3. Hojas sana (A) y afectadas por ‘mancha translúcida’. (B) Afección ligera. (C) Afección media. (D) Afección alta.

4.1.5. Medida de la humedad relativa y la temperatura

Los valores de humedad y temperatura que se dieron a lo largo del experimento, tanto en las diferentes modalidades, como en los diferentes niveles de humedad estudiados se obtuvieron de la siguiente manera:

Los datos climáticos de la parcela para las condiciones control, se consiguieron a través del servicio de meteorología del U.P.V. Para registrar en la parcela la temperatura y la

humedad bajo túnel en el segundo ciclo se instaló debajo del mismo un termohidrógrafo. En el caso del invernadero en las condiciones control, los datos de humedad y temperatura se obtuvieron a partir de los sensores climáticos instalados en el mismo asociados al software de control del clima. Para obtener los datos en condiciones bajo túnel dentro del invernadero, se colocó bajo aquel, en el segundo ciclo, un aparato digital modelo Testo Logger 177- H1 que recogía los valores de temperatura y humedad. Las gráficas de temperatura, humedad y radiación obtenidas se muestran en el anejo de temperaturas (Figuras 11.9, 11.10, 11.11, 11.12).

En los cuadros 4.1.5.1. y 4.1.5.2. se recogen los valores medios de temperatura (T_m) humedad relativa y radiación (al aire libre) en las diferentes modalidades de cultivo y niveles de humedad.

Cuadro 4.1.5.1.. Experimentos 2013. Valores medios de temperatura (Tm), humedad relativa (HR) y radiación (aire libre) en los diferentes ciclos y modalidades de cultivo.

		C1	C2
Control	Tm invernadero (°C)	20.53	26.73
	Tm aire libre (°C)	15.95	22.98
Túnel	Tm invernadero (°C)	*	32.39
	Tm aire libre (°C)	*	31.10
Control	HR invernadero (%)	41.32	44.50
	HR aire libre (%)	80.64	86.03
Túnel	HR invernadero (%)	*	80.09
	HR aire libre (%)	*	43.73
Radiación (W·m⁻²)		2000.54	2506.89

*En este ciclo (C1) no se disponen datos de la temperatura y humedad bajo túnel tanto en invernadero como al aire libre

Cuadro 4.1.5.2. Experimentos campaña 2013- 2014. Valores medios de temperatura (Tm), humedad relativa (HR) y radiación (aire libre) en los diferentes ciclos y modalidades de cultivo.

		C1	C2
Control	Tm invernadero (°C)	19.36	23.65
	Tm aire libre (°C)	13.97	19.45
Túnel	Tm invernadero (°C)	19.93	25.66
	Tm aire libre (°C)	16.80	27.76
Control	HR invernadero (%)	53.34	60.77
	HR aire libre (%)	60.57	65.91
Túnel	HR invernadero (%)	72.78	69.11
	HR aire libre (%)	67.93	67.42
Radiación (W·m⁻²)		1466.96	2310.42

4.1.6. Análisis estadístico de los resultados

Los datos obtenidos para cada uno de los experimentos se sometieron a un análisis de la varianza, empleando para ello el programa Statgraphics Centurión XV, y mediante el test LSD

($p \leq 0.05$) se realizó la separación de las medias. Para el análisis de los porcentajes (% de plantas comerciales, plantas afectadas por ‘tipburn’, plantas subidas a flor, esbozo floral, hojas comerciales, hojas no comerciales) se realizó una transformación de los datos angular o arcoseno, determinado el ángulo cuyo seno es la raíz cuadrada de la proporción (porcentaje (%)/100). Para el cálculo de la matriz de correlaciones se realizó un modelo de regresión simple entre los dos parámetros.

4.1.7. Incidencias

El día 14 de junio de 2013, el sistema de “cooling” del invernadero se averió, lo que provocó que la temperatura, bajo el túnel alcanzara valores muy elevados (cercasas a 50°C), causando importantes daños en las plantas cultivadas en estas condiciones. Posteriormente estas plantas pudieron rebrotar, si bien el tamaño de las mismas fue inferior al esperado inicialmente (fotografía 4.4.).



Fotografía 4.4. Planta afectada por el exceso de temperatura

4.2. Resultados y discusión experimento año 2013

4.2.1. Resultados ciclo C1.

Producción comercial (Tabla 4.2.1.1)

No hubo una influencia e.s. del cultivar empleado en el porcentaje de plantas comerciales. Se halló que tanto la interacción cultivar x humedad como cultivar x modalidad resultaron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.05$), de manera que tanto en condiciones control como bajo invernadero el cultivar ‘Cuartana’ presentó valores más elevados de este parámetro que el cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$) (Figura 4.2.1.1. A; Figura 4.2.1.1. B).

En el cultivo bajo túnel se obtuvo un porcentaje de plantas comerciales superior, con diferencias e.s. respecto de las condiciones control ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción cultivar x humedad e.s. ($p \leq 0.01$) y humedad x modalidad ($p \leq 0.01$), por las cuales, para el cultivar ‘Cuartana’ no hubo diferencias e.s. entre niveles de humedad, como tampoco lo fueron al aire libre (Figura 4.2.1.1. A; Figura 4.2.1.1. C).

En lo que respecta a la modalidad de cultivo, el mayor porcentaje de plantas comerciales se obtuvo al aire libre, con diferencias e.s. respecto del cultivo bajo invernadero ($p \leq 0.05$). La interacción cultivar x modalidad, así como la interacción humedad x modalidad, resultaron e.s. ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.01$), de

manera que para el cultivar ‘Cuartana’ y las condiciones bajo túnel las diferencias entre modalidades no fueron e.s. (Figura 4.2.1.1. B; Figura 4.2.1.1. C).

En cuanto al peso medio comercial, solo se encontró una influencia e.s. en la modalidad de cultivo empleada, obteniéndose los valores más elevado al aire libre ($p \leq 0.05$).

Producción no comercial (Tabla 4.2.1.1.)

Las diferencias observadas entre cultivares para el porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’, no resultaron e.s., sin embargo, la interacción cultivar x humedad resultó e.s. ($p \leq 0.05$), de manera que en las condiciones control el cultivar ‘Natacha’ presentó un porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ mayor que el cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$) (Figura 4.2.1.2.A).

Por otro lado, se observó un efecto del nivel de humedad, obteniéndose valores mayores de plantas afectadas por ‘tipburn’ en condiciones control, respecto del túnel ($p \leq 0.05$). Se detectó que tanto la interacción cultivar x humedad como humedad x modalidad resultaron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), hallándose que para el cultivar ‘Cuartana’ y al aire libre no hubo diferencias e.s. entre niveles de humedad (Figura 4.2.1.2.A; Figura 4.2.1.2.B).

Respecto de la modalidad de cultivo, bajo invernadero hubo un porcentaje de plantas afectadas más elevado que al aire

libre ($p \leq 0.05$). La interacción humedad x modalidad resultó e.s. ($p \leq 0.01$), observándose que bajo túnel las diferencias entre modalidades no resultaron e.s. (Figura 4.2.1.2.B).

En cuanto al porcentaje de plantas subidas a flor no se hallaron diferencias e.s. entre ninguno de los factores estudiados, como tampoco resultaron e.s. las interacciones entre factores obtenidas para este parámetro.

Incidencia de fisiopatías ('Tipburn' y Subida a flor prematura)
(Tabla 4.2.1.2.)

El índice IPTB fue superior en las plantas cultivadas bajo invernadero que al aire libre ($p \leq 0.05$), lo cual solo se observó en el caso del índice IMTB en condiciones control, puesto que aunque las diferencias entre modalidades de cultivo no resultaron e.s, se encontró, para este parámetro, una interacción humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$), por la cual, también se determinó que bajo invernadero los valores más elevados de este índice (IMTB), se obtuvieron en las condiciones control respecto del cultivo bajo túnel ($p \leq 0.05$)(Figura 4.2.1.3.).

Respecto del porcentaje de incursión del esbozo floral no hubo diferencias e.s. entre ninguno de los factores estudiados. Las interacciones estudiadas para este parámetro no resultaron e.s.

Parámetros de color (Tabla 4.2.1.3.)

Los valores más altos de luminosidad (L), *Croma* (C) se alcanzaron en el cultivar ‘Natacha’ ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), mientras que para el ángulo *Hue*, las diferencias encontradas entre cultivares no resultaron e.s.

Todos los parámetros estudiados resultaron más elevados en el cultivo bajo túnel con diferencias e.s. respecto de las condiciones control ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

En cuanto a la modalidad de cultivo la luminosidad y el ángulo *Hue* no se vieron influenciadas sin embargo, en las plantas procedentes de invernadero, se obtuvieron valores superiores del *Croma* ($p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 4.2.1.3.)

El cultivar ‘Cuartana’, presentó unos valores de SPAD superiores a los del cultivar ‘Natacha’ ($p \leq 0.05$), del mismo modo fueron más elevados en condiciones control y bajo invernadero que bajo túnel y al aire libre ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

No hubo interacciones e.s. entre factores para la concentración de clorofilas.

Concentración de nitratos (Tabla 4.2.1.4.)

El cultivar ‘Cuartana’ presentó una mayor concentración de nitratos en hojas que el cultivar ‘Natacha’ con diferencias e.s.

entre ambos ($p \leq 0.05$), lo cual también se observó en las plantas cultivadas en invernadero respecto del aire libre ($p \leq 0.05$). Por otro lado, el nivel de humedad no tuvo una influencia que proporcionara diferencias e.s. en este parámetro.

Las interacciones entre factores obtenidas para este parámetro no resultaron e.s.

Plantas sanas y afectadas por ‘mancha translúcida’ (Tabla 4.2.1.5.)

No se observó un efecto claro ni del nivel de humedad ni de la modalidad de cultivo en la afección de mancha ‘translúcida’, sin embargo sí que lo hubo del cultivar, encontrándose, que el cultivar ‘Natacha’ fue más susceptible a la incidencia de esta fisiopatía, ya que presentó un mayor porcentaje de hojas no comerciales, con diferencias e.s. respecto al cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (4.2.1.1., 4.2.1.2., 4.2.1.3., 4.2.1.4., 4.2.1.5), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente. ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual

Tabla 4.2.1.1. Producción comercial y no comercial (C1)

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial ($g \cdot plant^{-1}$)	Porcentaje plantas 'tipburn' (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Cultivar				
'Cuartana'	91.67 -	669.34 -	6.69 -	1.70 -
'Natacha'	80.00 -	650.75 -	20.00 -	0.00 -
Nivel de humedad				
Control	75.00 b	621.10 -	25.00 a	0.00 -
Túnel	96.67 a	698.98 -	1.67 b	1.70 -
Modalidad de cultivo				
Invernadero	73.33 b	539.35 b	26.66 a	0.00 -
Aire libre	98.33 a	780.73 a	0.00 b	1.70 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Cultivar (1)	2.2 ^{ns}	0.2 ^{ns}	3.7 ^{ns}	4.3 ^{ns}
Humedad (1)	14.0**	37.0 ^{ns}	17.7**	4.3 ^{ns}
Modalidad (1)	21.7**	3.9**	26.2**	4.3 ^{ns}
Interacción				
Culti. x Hum. (1)	5.7*	4.0 ^{ns}	3.7*	4.3 ^{ns}
Cult. x Mod. (1)	10.9*	3.7 ^{ns}	8.1*	4.3 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	21.7**	7.6 ^{ns}	17.7**	4.3 ^{ns}
Cult x Hum x Mod (1)	5.7*	0.1 ^{ns}	8.1*	4.3 ^{ns}
Residual (16)	18.2	43.4	14.8	69.6
Desv. estándar	12.6	160.1	12.6	5.4

Ciclo I. Siembra: 29-01-13, Recolección: 26-04-13 (Invernadero); 08-05-13 (aire libre)

Tabla 4.2.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incurción esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Cuartana’	4.18 -	1.27 -	11.82 -
‘Natacha’	3.25 -	1.16 -	11.78 -
Nivel de humedad			
Control	4.33 -	1.21 -	10.36 -
Túnel	3.00 -	1.23 -	13.24 -
Modalidad de cultivo			
Invernadero	4.25 -	1.44 a	10.66 -
Aire libre	3.16 -	1.00 b	12.94 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	2.0 ^{ns.}	1.6 ^{ns.}	0.1 ^{ns.}
Humedad (1)	5.1 ^{ns.}	0.0 ^{ns.}	14.7 ^{ns.}
Modalidad (1)	3.9 ^{ns.}	26.2*	9.7 ^{ns.}
Interacción			
Cultivar x Hum. (1)	0.3 ^{ns.}	1.6 ^{ns.}	0.3 ^{ns.}
Cultivar x Mod. (1)	3.9 ^{ns.}	15.7 ^{ns.}	12.8 ^{ns.}
Hum. x Mod. (1)	23.0*	0.0 ^{ns.}	1.3 ^{ns.}
Cult x Hum x Mod (1)	5.1 ^{ns.}	15.7*	8.6 ^{ns.}
Residual (16)	56.7	35.3	52.6
Desv. estándar	2.7	0.3	0.0

Ciclo 1. Siembra: 29-01-13, Recolección: 26-04-13 (Invernadero); 08-05-13 (aire libre)

Tabla 4.2.1.3. Parámetros de color y valores SPAD (C1)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Cuartana’	41.26 b	127.78 -	16.39 b	31.27 a
‘Natacha’	44.27 a	127.64 -	18.67 a	26.63 b
Nivel de humedad				
Control	41.28 b	128.12 b	16.85 b	30.33 a
Túnel	44.56 a	127.30 a	18.22 a	27.27 b
Modalidad de cultivo				
Invernadero	43.03 -	127.77 -	19.80 a	27.16 b
Aire libre	42.81 -	127.64 -	15.22 b	30.75 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Cultivar (1)	39.5**	0.7 ^{ns}	15.1**	31.7*
Humedad (1)	38.7*	23.6*	5.4*	11.2*
Modalidad (1)	0.2 ^{ns}	0.6 ^{ns}	62.2**	19.0*
Interacción				
Cultivar x Hum. (1)	0.4 ^{ns}	0.6 ^{ns}	0.3 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.8 ^{ns}	3.3 ^{ns}	1.7 ^{ns}	1.8 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	0.5 ^{ns}	12.6 ^{ns}	0.6 ^{ns}	2.1 ^{ns}
Cult x Hum x Mod. (1)	1.2 ^{ns}	0.8 ^{ns}	0.4 ^{ns}	2.2 ^{ns}
Residual (16)	18.7	57.7	14.2	32.0
Desv. estándar	1.4	0.8	1.4	2.9

Ciclo 1. Siembra: 29-01-13, Recolección: 26-04-13 (Invernadero); 08-05-13 (aire libre)

Tabla 4.2.1.4. Concentración de nitratos (C1)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cultivar	
‘Cuartana’	2253.78 a
‘Natacha’	1656.27 b
Nivel de humedad	
Control	2019.27 -
Túnel	1890.77 -
Modalidad de cultivo	
Invernadero	2411.13 a
Aire libre	1498.91 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Cultivar (1)	14.1*
Humedad (1)	0.7 ^{ns}
Modalidad (1)	32.8*
Interacción	
Cultivar x Hum. (1)	5.2 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	2.6 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	8.1 ^{ns}
Cult x Hum x Mod. (1)	2.8 ^{ns}
Residual (16)	33.8
Desv. estándar	566.5

Ciclo I. Siembra: 29-01-13, Recolección: 26-04-13 (Invernadero); 08-05-13 (aire libre)

m.f.: materia fresca

Tabla 4.2.1.5. Porcentaje de hojas afectadas comerciales y afectadas por mancha translúcida (C1)

	% Hojas comerciales (HS+ HAL)	% Hojas no comerciales (HAM+HAA)
Cultivar		
‘Cuartana’	93.20 a	6.79 b
‘Natacha’	90.91 b	9.08 a
Nivel de humedad		
Control	91.40 -	8.59 -
Túnel	92.71 -	7.28 -
Modalidad de cultivo		
Invernadero	91.69 -	8.30 -
Aire libre	92.44 -	7.56 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Cultivar (1)	25.4 *	25.4 *
Humedad (1)	9.4 ^{ns}	9.4 ^{ns}
Modalidad (1)	2.3 ^{ns}	2.3 ^{ns}
Interacción		
Cultivar x Hum. (1)	0.6 ^{ns}	0.6 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.8 ^{ns}	0.8 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	0.1 ^{ns}	0.1 ^{ns}
Cult x Hum x Mod (1)	6.7 ^{ns}	6.7 ^{ns}
Residual (16)	54.6	54.6
Desv. estándar	2.1	2.1

Ciclo 1. Siembra: 29-01-13, Recolección: 26-04-13 (Invernadero); 08-05-13 (aire libre)

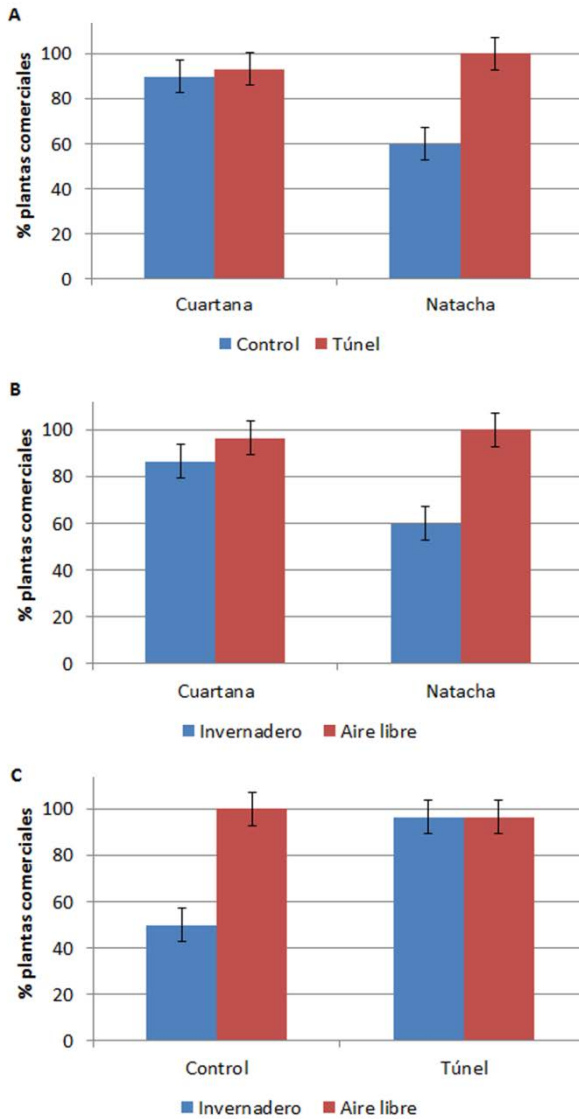


Figura 4.2.1.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B) Interacción humedad x modalidad (C). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

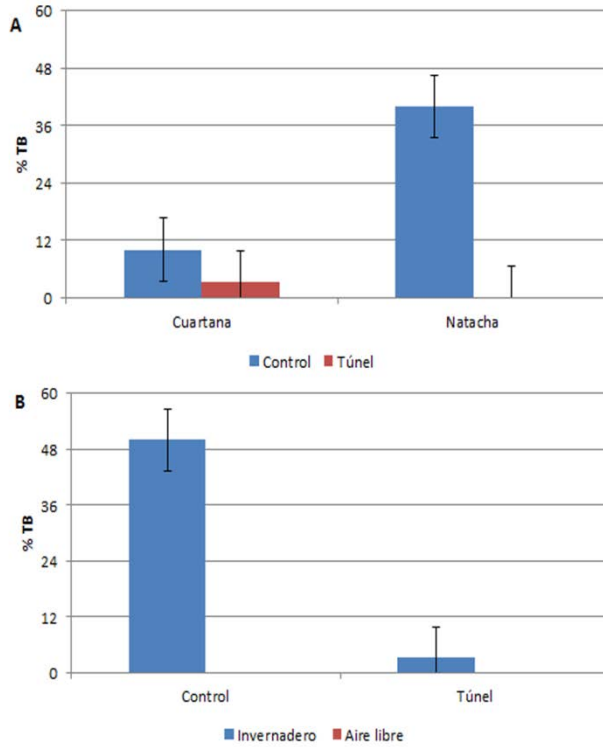


Figura 4.2.1.2. Porcentaje de plantas con ‘tipburn’. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

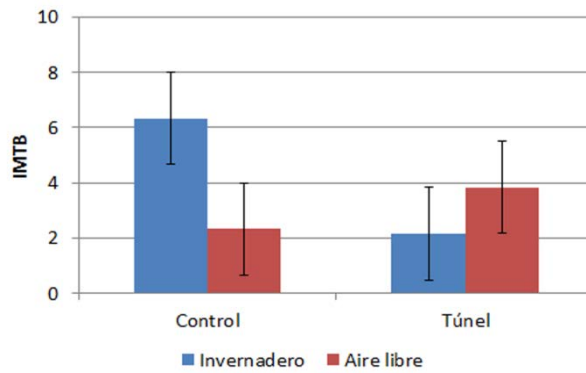


Figura 4.2.1.3. IMTB. Interacción humedad x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor LSD ($p \leq 0.05$)

4.2.2. Resultados ciclo C2

Producción comercial (Tabla 4.2.2.1.)

El cultivar ‘Cuartana’ presentó un porcentaje de plantas comerciales superior al cultivar ‘Natacha’ con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$), sin embargo, se obtuvo una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la cual, estas diferencias entre cultivares no resultaron e.s. en el cultivo al aire libre (Figura 4.2.2.1).

No hubo un efecto e.s. del nivel de humedad en el porcentaje de plantas comerciales, mientras que sí que lo hubo de la modalidad de cultivo, detectándose, en el cultivo al aire libre, unos valores de este parámetro más elevados que bajo invernadero ($p \leq 0.05$). No obstante, se halló una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$) por la que las diferencias entre modalidades solo resultaron e.s. para el cultivar ‘Natacha’ (Figura 4.2.2.1.).

En cuanto al peso medio comercial, no se encontraron diferencias e.s. entre los cultivares empleados, mientras que, respecto del nivel de humedad empleado, fue superior en las plantas cultivadas en condiciones control que bajo túnel ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, en el cultivo al aire libre, las diferencias entre niveles de humedad no resultaron e.s., además, a pesar de que las diferencias entre modalidades de cultivo no resultaron

e.s., en condiciones control, las plantas cultivadas al aire libre presentaron un peso medio comercial superior a las plantas obtenidas bajo invernadero ($p \leq 0.05$) (Figura 4.2.2.2.).

Producción no comercial (Tabla 4.2.2.2.)

El cultivar ‘Natacha’ resultó más sensible a la aparición de ‘tipburn’ que el cultivar ‘Cuartana’ ya que presentó el mayor porcentaje de plantas con ‘tipburn’ ($p \leq 0.05$), sin embargo, las interacciones cultivar x humedad y cultivar x modalidad resultaron e.s. ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$) encontrándose que ni bajo túnel, ni al aire libre, las diferencias entre cultivares fueron e.s. (Figura 4.2.2.3.A; Figura 4.2.2.3.B).

Por otro lado, bajo invernadero se obtuvo el mayor porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’, con diferencias e.s. respecto del aire libre ($p \leq 0.05$), aunque se determinó una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$), por la cual, para el cultivar ‘Cuartana’ las diferencias entre modalidad no fueron e.s. (Figura 4.2.2.3.B)

En relación con el porcentaje de plantas subidas a flor, el cultivar ‘Cuartana’ mostró los valores de este parámetro más elevados con diferencias e.s respecto del cultivar ‘Natacha’ ($p \leq 0.05$). Se halló que las interacciones cultivar x humedad y cultivar x modalidad resultaron e.s. para este parámetro ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) encontrándose que no hubo diferencias e.s. entre

cultivares en las plantas cultivadas bajo túnel ni en invernadero (Figura 4.2.2.4.A; Figura 4.2.2.4.B).

Del mismo modo las condiciones control, favorecieron la aparición de esta fisiopatía, con diferencias e.s. respecto del túnel ($p \leq 0.05$), aunque se detectaron dos interacciones cultivar x humedad y humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), constatándose que en el caso del cultivar ‘Natacha’ y el cultivo en invernadero las diferencias entre niveles de humedad no fueron e.s. (Figura 4.2.2.4.A; Figura 4.2.2.4.C).

El cultivo al aire libre favoreció la subida a flor prematura, obteniéndose en esta modalidad un porcentaje de plantas afectadas mayor que bajo invernadero ($p \leq 0.05$). Las interacciones cultivar x modalidad y modalidad x humedad resultaron e.s. para este parámetro ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), observándose que las diferencias entre el cultivo al aire libre y bajo invernadero no fueron e.s. en el caso del cultivar ‘Natacha’ ni bajo túnel (Figura 4.2.2.4.B; Figura 4.2.2.4.C).

Incidencia de fisiopatías (‘Tipburn’ y Subida a flor prematura)
(Tabla 4.2.2.2.)

Los índices IMTB e IPTB fueron superiores en el cultivar ‘Natacha’ que en el cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$). Se detectó para ambos parámetros una interacción cultivar x humedad e.s. ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$) por la que en el cultivo bajo túnel no se hallaron diferencias entre los dos cultivares empleados

(Figura 4.2.2.5.; Figura 4.2.2.6.A). También se obtuvo, para el índice IPTB, una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$) hallándose que al aire libre las diferencias entre cultivares no fueron e.s. (Figura 4.2.2.6.B).

Por otro lado, no hubo una influencia clara del nivel de humedad empleado en los índices IMTB e IPTB, aunque se encontró una interacción cultivar x humedad e.s. ($p \leq 0.05$) para el IMTB, por la cual, para el cultivar 'Natacha', los valores más elevados de este índice se obtuvieron en condiciones control ($p \leq 0.05$) (Figura 4.2.2.5.).

Respecto de la modalidad de cultivo, fue bajo invernadero donde se encontraron los valores más altos de ambos índices ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Se determinó una interacción cultivar x modalidad e.s. para el IPTB ($p \leq 0.01$) por la que el cultivar 'Cuartana' no presentó diferencias e.s. entre ambas modalidades (Figura 4.2.2.6.B).

En cuanto al porcentaje de incursión del esbozo floral, fue superior en el cultivar 'Cuartana' que en el cultivar 'Natacha' con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$). Se obtuvo que tanto la interacción cultivar x humedad como cultivar x modalidad resultaron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), encontrándose que ni bajo túnel ni en cultivo en invernadero las diferencias entre cultivares resultaron e.s. (Figura 4.2.2.7. A; Figura 4.2.2.7. B).

También se observó una influencia e.s. del nivel de humedad empleado siendo la incursión del esbozo floral superior en condiciones control que al aire libre ($p \leq 0.05$), aunque estos resultados no resultaron e.s. en el caso del cultivar 'Natacha' ($p \leq 0.01$) (Figura 4.2.2.7.A).

Por otro lado, las plantas cultivadas al aire libre presentaron una incursión del esbozo floral más elevada que bajo invernadero con diferencias e.s. entre ambas modalidades ($p \leq 0.05$).

Parámetros de color (Tabla 4.2.2.3.)

No se observó una influencia e.s. del cultivar, ni del nivel de humedad empleados en la luminosidad (L), el ángulo *Hue* y el *Croma* (C).

Se detectó para el ángulo *Hue*, una interacción cultivar x humedad e.s. ($p \leq 0.01$), por la que bajo túnel el cultivar 'Natacha' presentó valores más elevados de este parámetro que el cultivar 'Cuartana' ($p \leq 0.05$) (Figura 4.2.2.8.A). También resultó e.s. para este parámetro la interacción humedad x modalidad ($p \leq 0.01$), por la que al aire libre se alcanzaron valores superiores bajo túnel que en condiciones control ($p \leq 0.05$) (Figura 4.2.2.8.B).

Por otro lado para el *Croma*, se detectó una interacción humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la cual, al aire libre las

plantas cultivada en condiciones control mostraron valores más altos de este parámetro que bajo túnel ($p \leq 0.05$) (Figura 4.2.2.9).

En lo que respecta a la modalidad de cultivo empleada, tanto los valores de luminosidad como del ángulo *Hue* y del *Croma*, fueron más elevados en las plantas cultivadas bajo invernadero ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Se halló una interacción humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$) para el parámetro *Croma*, por la que, en condiciones control las diferencias encontradas entre modalidades de cultivo no resultaron e.s. (Figura 4.2.2.9).

Valores SPAD (Tabla 4.2.2.3.)

Los valores más altos de SPAD se obtuvieron en el cultivar 'Cuartana', con diferencias e.s. respecto del cultivar 'Natacha' ($p \leq 0.05$), y en el cultivo bajo invernadero en relación con el cultivo al aire libre ($p \leq 0.05$), mientras que la influencia del nivel de humedad no fue e.s.

No hubo una influencia significativa de las interacciones obtenidas entre factores.

Concentración de nitratos (Tabla 4.2.2.4.)

No hubo una influencia e.s. de los parámetros estudiados en la concentración de nitratos, sin embargo, se halló una interacción humedad x modalidad e.s., por la cual, en el cultivo bajo invernadero, las plantas cultivadas bajo túnel presentaron

un contenido en nitratos más elevado que las cultivadas en condiciones control ($p \leq 0.05$) (Figura 4.2.2.10).

Plantas sanas y afectadas por ‘mancha translúcida’ (Tabla 4.2.2.5)

Sin que las diferencias encontradas fueran e.s., el cv. ‘Cuartana’ y el cultivo bajo invernadero dieron una mayor incidencia de ‘mancha translúcida’. En condiciones control, este porcentaje fue mayor que en las plantas cultivadas bajo túnel ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (4.2.2.1., 4.2.2.2., 4.2.2.3., 4.2.2.4., 4.2.2.5.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente. ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual

Tabla 4.2.2.1. Producción y fisiopatías (C2).

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial ($g \cdot plant^{-1}$)	Porcentaje plantas 'tipburn' (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Cultivar				
'Cuartana'	73.33 a	317.45 -	10.83 b	16.94 a
'Natacha'	53.33 b	365.70 -	46.94 a	0.00 b
Nivel de humedad				
Control	56.66 -	422.79 a	29.44 -	14.16 a
Túnel	70.00 -	260.36 b	28.33 -	2.79 b
Modalidad de cultivo				
Invernadero	53.33b	377.43 -	47.08 a	0.00 b
Aire libre	73.33 a	305.71 -	10.69 b	16.94 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Cultivar (1)	9.5*	2.5 ^{ns}	27.4**	19.5**
Humedad (1)	3.9 ^{ns}	27.8**	0.1 ^{ns}	7.3 **
Modalidad (1)	7.1*	5.4 ^{ns}	23.8**	19.5**
Interacción				
Cult. x Hum. (1)	4.3 ^{ns}	0.0 ^{ns}	12.8*	7.3 **
Cult. x Mod. (1)	35.4**	0.5 ^{ns}	10.2*	19.5**
Hum. x Mod. (1)	0.8 ^{ns}	24.4**	0.4 ^{ns}	7.3**
Cult x Hum x Mod (1)	16.8**	0.0 ^{ns}	5.5*	7.3**
Residual (16)	22.2	30.8	19.7	12.1
Desv. estándar	17.1	79.1	17.1	7.3

Ciclo 2. Siembra: 03-05-13, Recolección: 16-07-13 (Invernadero); 22-07-13 (aire libre)

Tabla 4.2.2.2. Incidencia de fisiopatías (C2)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Cuartana’	3.50 b	1.21 b	31.40 a
‘Natacha’	6.41 a	1.69 a	17.12 b
Nivel de humedad			
Control	5.69 -	1.37 -	28.55 a
Túnel	4.24 -	1.53 -	20.18 b
Modalidad de cultivo			
Invernadero	6.50 a	1.79 a	11.14 b
Aire libre	3.41 b	1.13 b	37.46 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (1)	19.9**	19.6**	13.2**
Humedad (1)	4.7 ^{ns}	1.8 ^{ns}	4.9*
Modalidad (1)	22.2**	35.4**	54.4**
Interacción			
Cultivar x Hum. (1)	13.6*	5.7*	6.2**
Cultivar x Mod. (1)	7.2 ^{ns}	12.9**	7.3**
Hum. x Mod. (1)	0.1 ^{ns}	0.4 ^{ns}	1.3 ^{ns}
Cult x Hum x Mod (1)	5.9 ^{ns}	2.9 ^{ns}	2.9*
Residual (16)	26.5	17.7	9.9
Desv. estándar	2.1	0.3	4.7

Ciclo 2. Siembra: 03-05-13, Recolección: 16-07-13 (Invernadero);
22-07-13 (aire libre)

Tabla 4.2.2.3. Parámetros de color y valores SPAD (C2)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Cuartana’	40.89 -	126.50 -	14.70 -	38.00 a
‘Natacha’	42.24 -	126.48 -	15.35 -	34.63 b
Nivel de humedad				
Control	40.95 -	126.35 -	15.25 -	36.13 -
Túnel	42.18 -	126.64 -	14.81 -	36.51 -
Modalidad de cultivo				
Invernadero	42.60 a	127.95 a	17.19 a	31.86 b
Aire libre	40.53 b	125.04 b	12.86 b	40.77 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Cultivar (1)	6.9 ^{ns}	0.0 ^{ns}	1.1 ^{ns}	9.1*
Humedad (1)	5.7 ^{ns}	0.7 ^{ns}	0.5 ^{ns}	0.1 ^{ns}
Modalidad (1)	16.1*	73.2**	52.1**	63.7**
Interacción				
Cultivar x Hum. (1)	3.5 ^{ns}	5.4**	3.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.3 ^{ns}	0.8 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	12.2 ^{ns}	9.2**	16.4**	0.2 ^{ns}
Cult x Hum x Mod. (1)	0.6 ^{ns}	0.0 ^{ns}	2.6 ^{ns}	1.7 ^{ns}
Residual (16)	54.7	10.7	24.0	25.2
Desv. estándar	2.3	0.7	1.8	3.4

Ciclo 2. Siembra: 03-05-13, Recolección: 16-07-13 (Invernadero);
22-07-13 (aire libre)

Tabla 4.2.2.4. Concentración de nitratos (C2)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cultivar	
‘Cuartana’	3690.43 -
‘Natacha’	3591.12 -
Nivel de humedad	
Control	3260.90 -
Túnel	4020.65 -
Modalidad de cultivo	
Invernadero	3567.91 -
Aire libre	3713.54 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Cultivar (1)	0.3 ^{ns}
Humedad (1)	15.8 ^{ns}
Modalidad (1)	0.6 ^{ns}
Interacción	
Cultivar x Hum. (1)	1.7 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.0 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	19.7*
Cult x Hum x Mod. (1)	0.4 ^{ns}
Residual (16)	61.5
Desv. estándar	918.2

Ciclo 2. Siembra: 03-05-13, Recolección: 16-07-13 (Invernadero);
22-07-13 (aire libre)

m.f.: materia fresca

Tabla 4.2.2.5. Porcentaje de hojas comerciales y afectadas por mancha translúcida (C2)

	% Hojas comerciales (HS+HAL)	% Hojas no comerciales (HAM+HAA)
Cultivar		
‘Cuartana’	93.66 -	6.33 -
‘Natacha’	95.79 -	4.20 -
Nivel de humedad		
Control	91.60 b	8.40 a
Túnel	97.83 a	2.14 b
Modalidad de cultivo		
Invernadero	93.64 -	6.35 -
Aire libre	95.81 -	4.28 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Cultivar (1)	3.1 ^{ns}	3.1 ^{ns}
Humedad (1)	58.9**	58.9**
Modalidad (1)	3.7 ^{ns}	3.7 ^{ns}
Interacción		
Cultivar x Hum. (1)	4.7 ^{ns}	4.7 ^{ns}
Cultivar x Mod. (1)	0.6 ^{ns}	0.6 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	4.4 ^{ns}	4.4 ^{ns}
Cult x Hum x Mod (1)	0.5 ^{ns}	0.5 ^{ns}
Residual (16)	24.1	24.1
Desv. estándar	3.3	3.3

Ciclo 2. Siembra: 03-05-13, Recolección: 16-07-13 (Invernadero); 22-07-13 (aire libre)

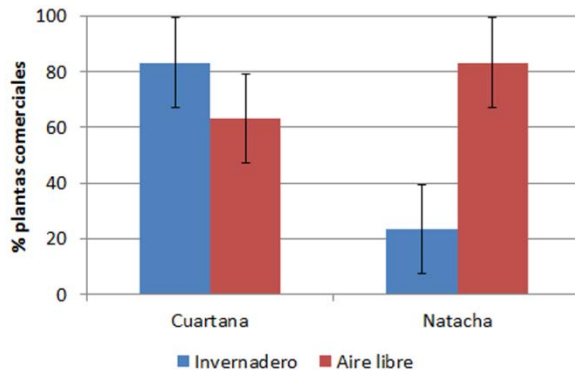


Figura 4.2.2.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

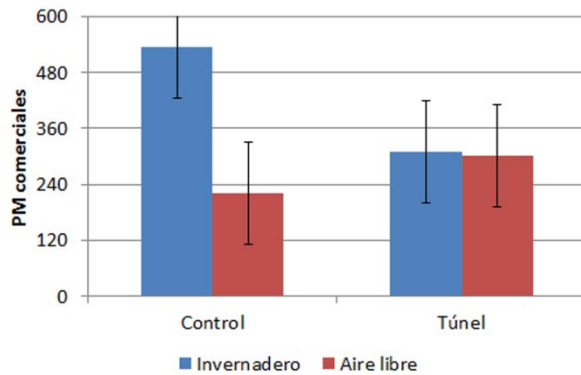


Figura 4.2.2.2. Peso medio comercial. Interacción humedad x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

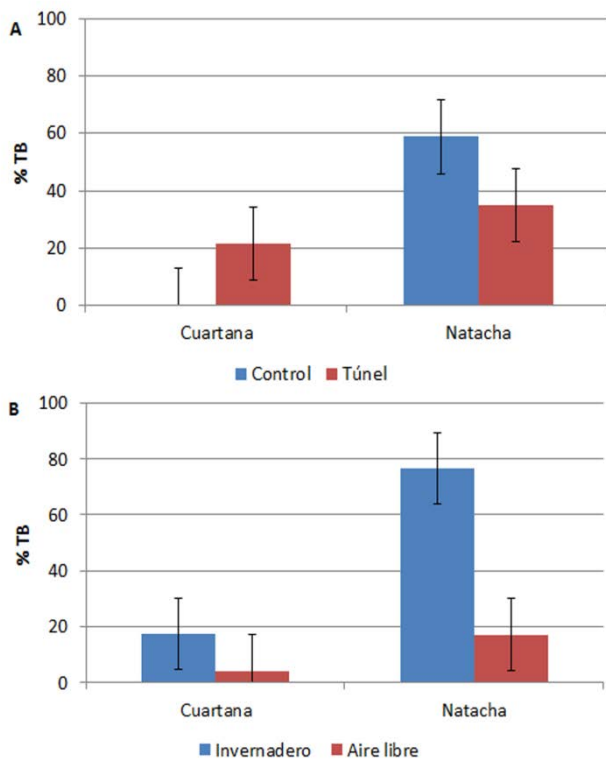


Figura 4.2.2.3. Porcentaje de plantas con 'tipburn' Interacción cultivar x humedad (A) Interacción cultivar x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

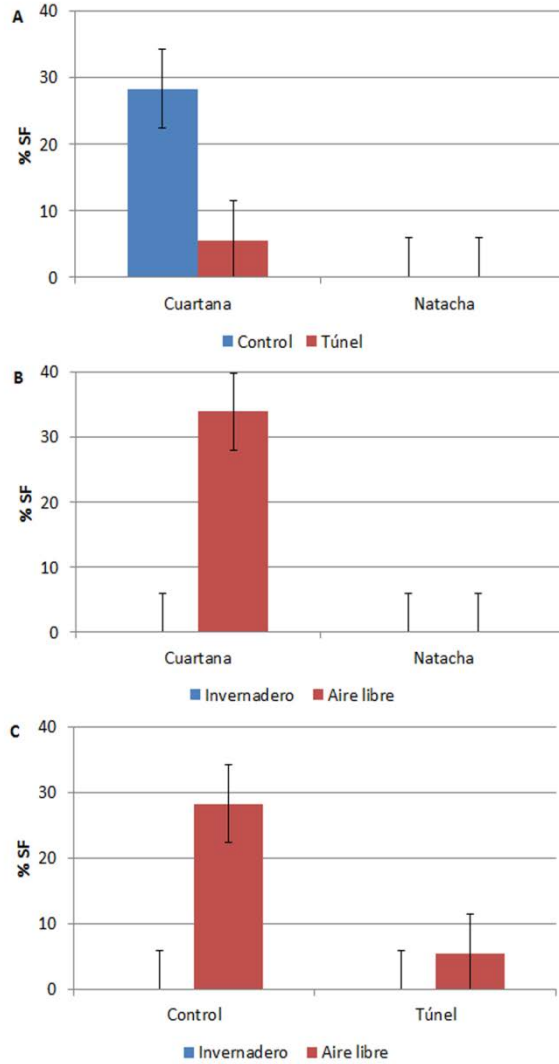


Figura 4.2.2.4. Porcentaje de plantas subidas a flor. Interacción cultivar x humedad (A) Interacción cultivar x modalidad (B). Interacción humedad-modalidad (C). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

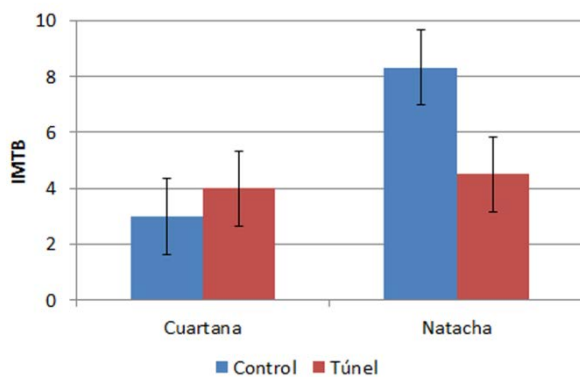


Figura 4.2.2.5. IMTB. Interacción cultivar x humedad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

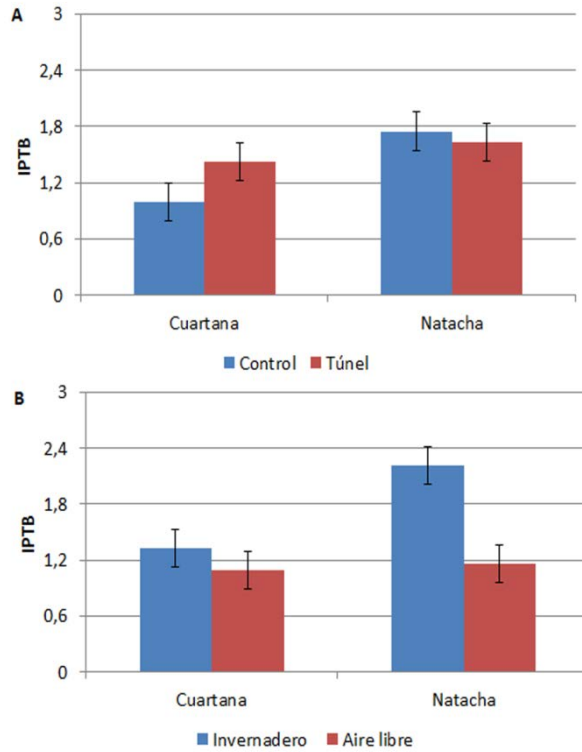


Figura 4.2.2.6. IPTB. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

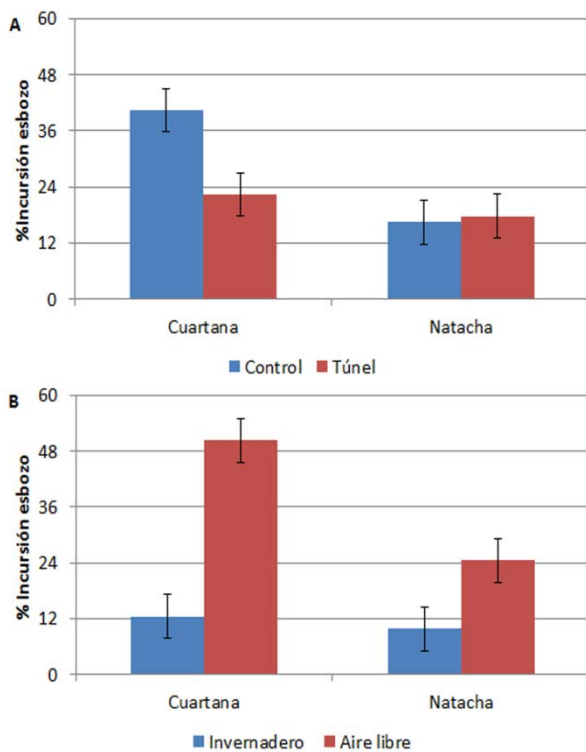


Figura 4.2.2.7. Porcentaje incursión del esbozo floral Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

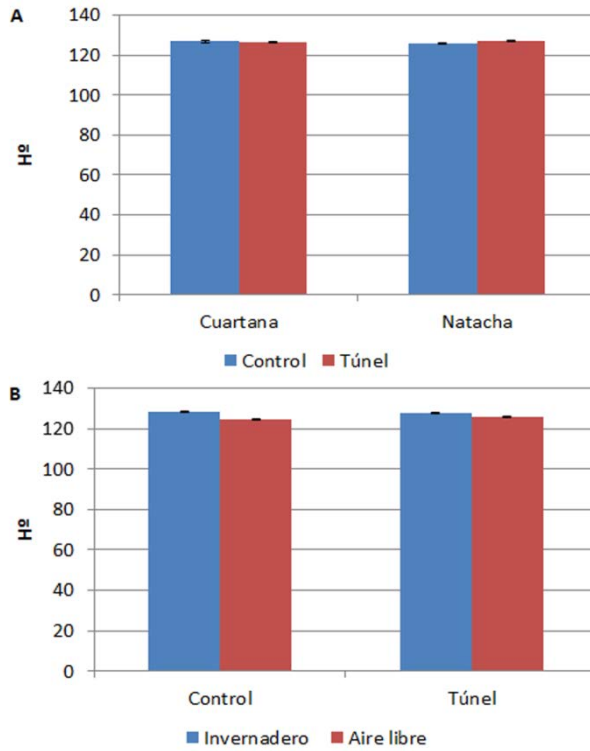


Figura 4.2.2.8. Ángulo *Hue*. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción humedad x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

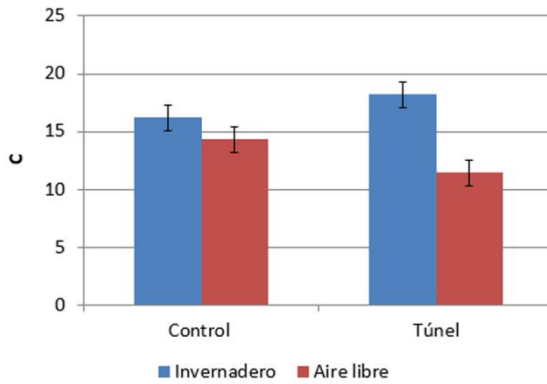


Figura 4.2.2.9. *Croma*. Interacción humedad x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

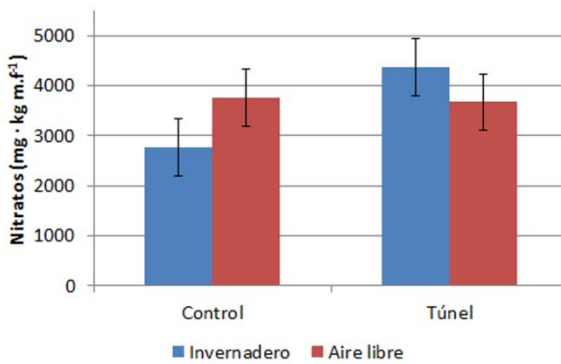


Figura 4.2.2.10. Concentración de nitratos Interacción humedad x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

4.2.3. Resultados de la comparación entre ciclos

Producción comercial (Tabla 4.2.3.1.)

Tanto para el porcentaje como para el peso medio de plantas comerciales, los valores fueron más elevados en el ciclo C1 que en el C2, con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$).

Producción no comercial (Tabla 4.2.3.1.)

El porcentaje más alto de 'tipburn' se obtuvo en el ciclo C2, si bien las diferencias respecto del ciclo C1 no fueron e.s.

En el ciclo C2 se observó una mayor incidencia de la subida a flor prematura, aunque las diferencias respecto al ciclo C1 no llegaron a ser e.s.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 4.2.3.2.)

No se encontraron diferencias e.s. entre ambos ciclos para el IMTB y el IPTB.

El porcentaje de incursión del esbozo floral fue superior en el ciclo C2 que en el ciclo C1, con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

Parámetros de color (Tabla 4.2.3.3.)

No se encontraron diferencias e.s. entre ambos ciclos para el valor de la luminosidad (L), sin embargo para el ángulo *Hue* y el *Croma*, los valores fueron más elevados en las plantas

del ciclo C1 que en las plantas obtenidas en el ciclo C2, con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 4.2.3.3.)

El valor del SPAD en las plantas procedentes del ciclo C2 fue superior al de las procedentes del ciclo C1, con diferencias e.s. entre ambos valores ($p \leq 0.05$)

Concentración de nitratos (Tabla 4.2.3.4.)

Se encontraron diferencias e.s. para la concentración de nitratos, obteniéndose los valores más elevados en las plantas recolectadas en el ciclo C2 que en las obtenidas en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$).

Plantas sanas y afectadas por “mancha translúcida” (Tabla 4.2.3.5.)

El ciclo C1 presentó un mayor porcentaje de hojas afectadas por “mancha translúcida” que el ciclo C2, encontrándose diferencias e.s. entre ambos ciclos ($p \leq 0.05$)

En las siguientes tablas (4.2.3.1., 4.2.3.2., 4.2.3.3., 4.2.3.4., 4.2.3.5.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente. ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual

Tabla 4.2.3.1. Producción y fisiopatías (Comparación ciclos).

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial ($\text{g} \cdot \text{plant}^{-1}$)	Porcentaje plantas con 'tipburn' (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Ciclo				
C1	85.83 a	688.74 a	13.33 -	0.83 -
C2	63.33 b	311.91 b	28.88 -	8.47 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Ciclo (1)	12.4 *	66.8 **	6.2 ^{ns}	6.1 ^{ns}
Residual (46)	87.6	33.2	93.8	93.9
Desv. estándar	27.6	135.7	28.6	13.0

Ciclo 1. Siembra: 29-01-13, Recolección: 26-04-13 (Invernadero); 08-05-13 (aire libre)

Ciclo 2. Siembra: 03-05-13, Recolección: 16-07-13 (Invernadero); 22-07-13 (aire libre)

Tabla 4.2.3.2. Incidencia de fisiopatías (Comparación ciclos).

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Ciclo			
C1	3.66 -	1.22 -	11.80 b
C2	4.95 -	1.46 -	24.29 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Ciclo (1)	4.1 ^{ns}	5.8 ^{ns}	18.5 ^{**}
Residual (46)	95.9	94.2	81.5
Desv. estándar	3.2	0.5	9.1

Ciclo 1. Siembra: 29-01-13, Recolección: 26-04-13 (Invernadero); 08-05-13 (aire libre)

Ciclo 2. Siembra: 03-05-13, Recolección: 16-07-13 (Invernadero); 22-07-13 (aire libre)

Tabla 4.2.3.3. Parámetros de color, SPAD (Comparación ciclos).

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Ciclo				
C1	42.92 - 127.71 a	17.53 a	28.95 b	
C2	41.64 - 126.49 b	15.02 b	36.38 a	

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor				
Ciclo (1)	6.3 ^{ns}	17.0**	15.2**	36.0 **
Residual (46)	93.7	83.0	84.8	64.0
Desv. estándar	2.7	1.4	3.0	5.0

Ciclo 1. Siembra: 29-01-13, Recolección: 26-04-13 (Invernadero); 08-05-13 (aire libre)

Ciclo 2. Siembra: 03-05-13, Recolección: 16-07-13 (Invernadero); 22-07-13 (aire libre)

Tabla 4.2.3.4. Concentración de nitratos (Comparación ciclos).

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f. ⁻¹)
Ciclo	
C1	1955.02 b
C2	3640.76 a

Resumen ANOVA (gdl)

% suma de cuadrados

Factor	
Ciclo (1)	47.9 **
Residual (46)	52.1
Desv. estándar	898.7

Ciclo 1. Siembra: 29-01-13, Recolección: 26-04-13 (Invernadero); 08-05-13 (aire libre)

Ciclo 2. Siembra: 03-05-13, Recolección: 16-07-13 (Invernadero); 22-07-13 (aire libre)

m.f.: materia fresca

Tabla 4.2.3.5. “Mancha translúcida” (Comparación de ciclos).

	% Hojas comerciales (HS+HAL)	% Hojas no comerciales (HAM + HAA)
Ciclo		
C1	92.08 b	7.92 a
C2	94.64 a	5.26 b
Resumen ANOVA(gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Ciclo (1)	18.6*	18.6*
Residual (46)	81.4	81.4
Desv. estándar	4.3	4.3

Ciclo 1. Siembra: 29-01-13, Recolección: 26-04-13 (Invernadero); 08-05-13 (aire libre)

Ciclo 2. Siembra: 03-05-13, Recolección: 16-07-13 (Invernadero); 22-07-13 (aire libre)

4.2.4. Correlaciones entre parámetros (Tabla 4.2.4.1.; Tabla 4.2.4.2)

Se ha obtenido, en ambos ciclos, la relación entre el contenido de nitratos y los parámetros de color obtenidos a partir de la escala CIEL*a*b* (Luminosidad, tono *Hue* (H°) y *Croma*), así como entre el contenido de nitratos y los valores del SPAD. También se determinó la relación entre los parámetros de color y los valores del SPAD.

En ninguno de los ciclos estudiados se halló una correlación clara entre los parámetros de color y el contenido de nitratos.

La correlación obtenida entre el SPAD y los valores de luminosidad y *Croma*, resultó e.s. en ambos ciclos ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) obteniéndose una elevada correlación lineal, negativa en el caso de la luminosidad y positiva para el *Croma*.

Por otro lado la concentración de nitratos en hojas no presentó una correlación e.s. con la cantidad de clorofilas (valores SPAD).

Tabla 4.2.4.1. Matriz de correlaciones ciclo C1.

	H°	C	Nitratos	SPAD
L*	-0.753**	-0.543 ^{ns}	-0.230 ^{ns}	-0.743**
H°		0.306 ^{ns}	-0.161 ^{ns}	0.505 ^{ns}
C			0.443 ^{ns}	0.955**
Nitratos				0.444 ^{ns}

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 4.2.4.2. Matriz de correlaciones ciclo C2.

	H°	C	Nitratos	SPAD
L*	-0.445 ^{ns}	-0.793**	-0.527 ^{ns}	-0.858**
H°		0.240 ^{ns}	0.412 ^{ns}	0.301 ^{ns}
C			0.491 ^{ns}	0.983**
Nitratos				0.087 ^{ns}

4.2.5. Discusión de los resultados

Los resultados obtenidos en el ciclo C1 resultaron más fidedignos que en el ciclo C2, ya que en el primer ciclo no se produjeron incidencias que afectaran significativamente al desarrollo de las plantas.

Condiciones de elevada temperatura y baja humedad relativa (HR) que se daban en el cultivo bajo invernadero, fueron las más favorables para la aparición de ‘tipburn’ en ambos cultivares; en estas condiciones, el cultivar ‘Natacha’ presentó una mayor susceptibilidad al ‘tipburn’ que el cultivar ‘Cuartana’, mientras que en cultivo al aire libre el comportamiento de los dos cultivares fue similar, lo que indicaría la estrecha relación de las condiciones climáticas en la respuesta de los distintos cultivares. La diferente susceptibilidad de los cultivares a la incidencia de ‘tipburn’ en condiciones que favorecen su aparición, fue observada anteriormente en ensayos realizados en lechuga Iceberg (San Bautista *et al.*, 2003).

Se ha observado que en condiciones en las que la HR se ha aumentado de forma artificial, han resultado menos favorables para la aparición de ‘tipburn’, así pues, con el empleo de túnel, se disminuyó en invernadero, el porcentaje de plantas con ‘tipburn’, de manera que no se encontraron diferencias entre el cultivo en invernadero y al aire libre en las plantas cultivadas bajo túnel; del mismo modo se observó que el efecto

que tuvo el incremento de la HR en la menor incidencia de la fisiopatía, fue más acusado en el cultivar ‘Natacha’, que había resultado más susceptible a la aparición de ‘tipburn’, pero que bajo túnel tuvo un comportamiento similar al del cultivar ‘Cuartana’.

En el ciclo C2, no se observó un descenso de la fisiopatía con el empleo del túnel, lo que pudo ser debido a que las plantas, no se habían desarrollado completamente por los daños sufridos durante su crecimiento. En este ciclo, las condiciones del aire libre favorecieron el aumento de la incidencia de ‘tipburn’ en el cultivar ‘Cuartana’ de manera que su comportamiento fue similar al de las cultivadas bajo invernadero, lo que podría indicar que con temperaturas más elevadas presentó un peor comportamiento.

El descenso en la aparición de ‘tipburn’ en condiciones de HR alta corrobora lo expuesto en anteriores estudios realizados en lechuga y col china, en los cuales se determinó que, con una HR elevada durante la noche, disminuía la transpiración y se limitaba la incidencia de ‘tipburn’ (Saure, 1998; Choi, Lee, 2008). Una de las posibles causas de la disminución del ‘tipburn’ con altos niveles de HR está motivado por el flujo de agua que se produce como consecuencia de la presión radical a que están sometidas las plantas durante el periodo nocturno en esas condiciones, lo que favorecería el incremento del contenido de calcio en los tejidos potencialmente

susceptibles (Collier, Wurr, 1981; Maroto *et al.*, 1988; Olle, Bender, 2009).

En cuanto a la subida a flor prematura, determinados autores han descrito, en lechuga, que además del genotipo varietal las condiciones favorables para la floración son un incremento de la temperatura y del fotoperiodo (Silva, 1999), condiciones que se presentaron en el ciclo C2. En este ciclo, en las condiciones en las que la restricción lumínica fue menor y por tanto hubo una mayor incidencia de radiación, tales como el cultivo al aire libre y las condiciones de humedad control, el cultivar ‘Cuartana’ aumentó su susceptibilidad a la subida a flor prematura, presentando valores más elevados que el cultivar ‘Natacha’.

Las condiciones que se dieron en el ciclo C1 fueron más favorables para el desarrollo de las plantas, por lo que en este ciclo se dio un porcentaje más alto de plantas comerciales que en el ciclo siguiente, que alcanzaron un peso medio superior. La menor susceptibilidad del cultivar ‘Cuartana’ a la incidencia del ‘tipburn’ (aunque fue más propenso a la subida a flor prematura) hizo que en ambos ciclos, bajo invernadero, este cultivar presentara un mayor porcentaje de piezas comerciales. Este mismo comportamiento de ambos cultivares también se observó en las plantas control en el ciclo C1, pero no en el ciclo C2 probablemente porque las plantas no habían completado su desarrollo.

Respecto a los parámetros de color, cuando las condiciones de temperatura y HR fueron más favorables para el desarrollo de las plantas, presentes en el ciclo C1, las plantas del cultivar ‘Cuartana’ presentaron unos valores de *Croma* y luminosidad más altos que las del cultivar ‘Natacha’, mientras que estas diferencias no se observaron en el ciclo C2.

Las condiciones de cultivo con mayor restricción lumínica (invernadero y túnel) dieron lugar a plantas con unos valores de luminosidad, *Croma* y ángulo *Hue* más elevados.

Los mayores contenidos en clorofila (medida del SPAD) se obtuvieron en el cultivar ‘Cuartana’ y en las condiciones en las cuales la restricción lumínica fue menor, de manera que en ambos ciclos los valores de medida del SPAD fueron superiores en las plantas cultivadas al aire libre que bajo invernadero, del mismo modo que las condiciones control favorecieron a una mayor concentración de clorofilas en las hojas que el cultivo bajo túnel, especialmente en el ciclo C1, en tanto que en el ciclo C2 los problemas que tuvieron las plantas a lo largo de su desarrollo, pudieron incidir en los resultados.

En lo que respecta a la acumulación de nitratos, en el ciclo C1 se corroboró lo señalado en trabajos anteriores, que determinaron la importancia de la componente varietal, obteniéndose que el cultivar ‘Cuartana’ resultó más propenso a la acumulación de nitratos que el cultivar ‘Natacha’. También se

pudo constatar que tal y como había sido reseñado en estudios anteriores en lechuga, la acumulación de nitratos resultó más elevada en el ciclo C2 (radiación y temperatura más elevadas que en el ciclo C1) y en las plantas cultivadas bajo invernadero (menor radiación que al aire libre pero temperaturas más altas) (Gonella *et al.*, 2002; Torres *et al.*, 2009; Torres *et al.* 2013).

A pesar de que numerosos autores asocian un incremento de la intensidad luminosa con una concentración de nitratos en las hojas de lechuga más baja puesto que se vería favorecida la actividad de la enzima nitrato-reductasa (Van der Boon *et al.*, 1988; Gonella *et al.*, 2002), nuestros resultados mostraron que en nuestras condiciones, las temperaturas elevadas tuvieron una mayor influencia que la radiación.

Teniendo cuenta que el óptimo fotosintético de la lechuga (cultivo con requerimientos similares a la escarola) se encuentra en un rango medio-bajo, en diferentes estudios se ha establecido que el incremento de las temperaturas disminuiría su actividad fotosintética provocando un descenso en la acumulación de azúcares en las vacuolas que serían reemplazados por los nitratos (Edmon *et al.*, 1975; Lorenz, Wiebe, 1980; Behr, Wiebe, 1992). Por otro lado, en los ciclos otoñales-invernales, las temperaturas más elevadas alcanzadas bajo invernadero respecto del aire libre favorecerían la absorción de nitrógeno especialmente en forma nítrica (Rincón *et al.*, 2002).

En cuanto a la afección por ‘mancha translúcida’, en el primero de los ciclos se observó la influencia del material vegetal empleado en la aparición de la fisiopatía, corroborando lo señalado en otros trabajos (Blancard *et al.*, 2005). En este experimento, el cultivar ‘Natacha’ presentó un menor porcentaje de hojas sanas, lo cual confirmaría su mayor susceptibilidad. Por otro lado, en el ciclo C2, se observó que las condiciones de humedad relativa baja, correspondiente al control, favorecieron la aparición de la fisiopatía, lo que diferiría de lo expuesto por algunos autores que atribuyen la aparición de la enfermedad a humedades relativas altas (Grange, Hand, 1987).

Se ha obtenido una fuerte correlación lineal entre las lecturas del SPAD y la luminosidad y el *Croma*, resultados que fueron coincidentes con los obtenidos en rúcula y perejil (Tuncay, 2011). En este mismo estudio también se determinó una elevada correlación entre el ángulo *Hue* y el SPAD, que no fue hallada en este experimento,

En un trabajo realizado en lechuga se observó que al aumentar la aportación de nitratos en el abonado, las medidas del SPAD también se incrementaron (Escalona *et al.*, 2009). En el presente ensayo, la relación entre la concentración de nitratos en hojas y la medida del SPAD no resultó e.s.. Resultados similares fueron obtenidos anteriormente en remolacha y brócoli, donde diferencias en la concentración de nitratos en las

hojas no indujeron variaciones en los valores del SPAD (Parks *et al.*, 2012).

Los parámetros de color no presentaron una correlación con la concentración de nitratos en las hojas, lo que entraría en contradicción con los resultados obtenidos en un trabajo desarrollado con rúcula y perejil, en el que tanto la luminosidad, como el ángulo *Hue* y el *Croma*, mostraron una fuerte correlación con el contenido de nitratos (Tuncay, 2011).

4.3.Resultados y discusión experimentos campaña 2013-2014

4.3.1.Resultados ciclo C1

Producción comercial (Tabla 4.3.1.1.)

Se observó una influencia del cultivar empleado en el porcentaje de plantas comerciales, obteniéndose los valores más altos en el cultivar ‘Cuartana’ y los más bajos para el cultivar ‘Santel’, mientras que el cultivar ‘Natacha’, presentó valores intermedios con diferencias e.s. entre todos ellos ($p \leq 0.05$).

Las interacciones cultivar x modalidad y cultivar x humedad resultaron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), encontrándose que tanto en condiciones de túnel como al aire libre las diferencias entre los cultivares ‘Natacha’ y ‘Cuartana’ no resultaron e.s. mientras que en condiciones control no hubo diferencias entre los cultivares ‘Natacha’ y ‘Santel’ (Figura 4.3.1.1.A.; Figura 4.3.1.1.B.).

Del mismo modo se encontraron diferencias e.s. entre los niveles de humedad, siendo el porcentaje de plantas comerciales superior en condiciones control respecto del cultivo bajo túnel ($p \leq 0.05$). Se halló que las interacciones cultivar x humedad y humedad x modalidad resultaron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), de manera que en el caso del cultivar ‘Cuartana’ y en el cultivo bajo invernadero, las diferencias entre niveles de humedad no

fueron e.s., mientras que para el cultivar ‘Natacha’ los valores más altos de este parámetro se obtuvieron bajo túnel (Figura 4.3.1.1.A.; Figura 4.3.1.1.C.).

Respecto de las modalidades de cultivo, al aire libre se hallaron valores más elevados de este parámetro que en el cultivo en invernadero ($p \leq 0.05$), las interacciones cultivar x modalidad y humedad x modalidad resultaron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) de manera que tanto para el cultivar ‘Cuartana’ como bajo túnel, las diferencias entre niveles de humedad no resultaron e.s (Figura 4.3.1.1.B.; Figura 4.3.1.1.C.).

Para el peso medio comercial no se encontró una influencia e.s. del cultivar empleado, mientras que sí que la hubo del resto de factores, obteniéndose los pesos más elevados en las condiciones de túnel, con diferencias e.s. respecto de las condiciones control ($p \leq 0.05$), y al aire libre en relación con el cultivo bajo invernadero ($p \leq 0.05$). Se constató una interacción humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la cual, en el cultivo bajo invernadero las diferencias entre modalidades no resultaron e.s. (Figura 4.3.1.2.).

Producción no comercial (Tabla 4.3.1.1.)

El porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ fue superior en el caso de los cultivares ‘Santel’ y ‘Natacha’, con diferencias e.s. respecto del cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$). Se encontraron sendas interacciones cultivar x humedad y cultivar

x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), por las cuales, tanto en cultivo bajo túnel como al aire libre, las diferencias entre los cultivares no resultaron e.s. (Figura 4.3.1.3.A; Figura 4.3.1.3.B).

Se observó una influencia e.s. del nivel de humedad, de manera que en condiciones control se obtuvo un mayor porcentaje de plantas afectadas por esta fisiopatía que bajo túnel ($p \leq 0.05$); se hallaron dos interacciones cultivar x humedad y humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), detectándose que para el cultivar ‘Cuartana’ y al aire libre, las diferencias entre los niveles de humedad empleados no resultaron e.s. (Figura 4.3.1.3.A; Figura 4.3.1.3.C).

Por otro lado, el cultivo bajo invernadero el porcentaje de plantas afectadas fue superior que al aire libre con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$). Tanto la interacción cultivar x modalidad como humedad x modalidad, resultaron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), encontrándose que para el cultivar ‘Cuartana’ y bajo túnel, no hubo diferencias entre ambas modalidades (Figura 4.3.1.3.B; Figura 4.3.1.3.C).

En cuanto al porcentaje de plantas subidas a flor en el cultivar ‘Santel’ se obtuvieron los valores más elevados de este parámetro, con diferencias e.s. respecto de los cultivares ‘Cuartana’ y ‘Natacha’ ($p \leq 0.05$). La interacción cultivar x humedad, resultó e.s. ($p \leq 0.05$), observándose que en

condiciones control, no hubo una influencia del cultivar empleado (Figura 4.3.1.4.)

En el cultivo bajo túnel se obtuvo un porcentaje de plantas subidas a flor superior que en condiciones control ($p \leq 0.05$), hallándose también una interacción cultivar x humedad e.s. ($p \leq 0.05$), por la cual, las diferencias entre los dos niveles de humedad empleados, no resultaron e.s. ni para el cultivar ‘Cuartana’, ni para el cultivar ‘Natacha’ (Figura 4.3.1.4.).

Por otro lado, no se observó una influencia e.s de la modalidad de cultivo empleada.

Incidencia de fisiopatías (‘Tipburn’ y subida a flor prematura)
(Tabla 4.3.1.2.)

Respecto del índice IMTB, se detectó una influencia e.s. del cultivar empleado, encontrándose para el cultivar ‘Natacha’ valores superiores de este índice respecto del cultivar ‘Cuartana’ con diferencias e.s., mientras que el cultivar ‘Santel’ presentó valores intermedios ($p \leq 0.05$). Se obtuvo una interacción cultivar x humedad e.s. ($p \leq 0.05$), por la que, en condiciones control los cultivares ‘Natacha’ y ‘Santel’ presentaron un mayor índice IMTB que el cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$), mientras que en cultivo bajo túnel no hubo diferencias e.s. entre cultivares (Figura 4.3.1.5.A).

Por otro lado, las plantas cultivadas en condiciones control dieron valores de este índice superiores a las plantas obtenidas bajo túnel ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción humedad x modalidad ($p \leq 0.01$), por la que, al aire libre, las diferencias entre modalidades no fueron e.s. (Figura 4.3.1.5. B).

En cuanto a la modalidad de cultivo, bajo invernadero se obtuvieron los valores más elevados de este parámetro, con diferencias e.s. respecto del cultivo al aire libre ($p \leq 0.05$). Se encontró una interacción humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$) por la que en el cultivo bajo túnel no hubo diferencias entre modalidades (Figura 4.3.1.5.B.).

No se observó un efecto e.s. de ninguno de los factores estudiados (cultivar, nivel de humedad, modalidad de cultivo), en el índice IPTB.

El cultivar ‘Santel’ presentó un porcentaje de incursión del esbozo floral superior que los cultivares ‘Cuartana’ y ‘Natacha’, con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x humedad ($p \leq 0.01$), por la que, en condiciones control, no hubo influencia del cultivar (Figura 4.3.1.6.A.).

Las plantas cultivadas bajo túnel, mostraron valores más elevados de este parámetro que las obtenidas en condiciones control con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$). La interacción cultivar x modalidad ($p \leq 0.01$), resultó e.s., de manera que, para los

cultivares ‘Cuartana’ y ‘Natacha’, las diferencias entre niveles de humedad no resultaron e.s (Figura 4.3.1.6.B.).

Por otro lado, hubo un efecto de la modalidad de cultivo empleada, de manera que, al aire libre se obtuvo un porcentaje de incursión del esbozo floral mayor que bajo invernadero ($p \leq 0.05$). La interacción cultivar x humedad resultó e.s. ($p \leq 0.01$), detectándose que para los cultivares ‘Cuartana’ y ‘Natacha’ no hubo diferencias e.s. entre ambas modalidades (Figura 4.3.6.1.B.).

Parámetros de color (Tabla 4.3.1.3.)

Las diferencias encontradas entre cultivares para la luminosidad (L) resultaron e.s., observándose los valores más elevados en el cultivar ‘Natacha’, con diferencias e.s. respecto de los cultivares ‘Cuartana’ y ‘Santel’ ($p \leq 0.05$).

Se hallaron sendas interacciones cultivar x humedad y cultivar x modalidad e.s. para la luminosidad ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), de manera que, en condiciones de túnel, el cultivar ‘Natacha’ presentó valores más altos que el cultivar ‘Santel’ observándose para el cultivar ‘Cuartana’ valores intermedios ($p \leq 0.05$) (Figura 4.3.1.7.A.). Por otro lado, bajo invernadero el cultivar ‘Natacha’ presentó valores superiores que el cultivar ‘Cuartana’ que a su vez dio valores más elevados que el cultivar ‘Santel’ ($p \leq 0.05$), mientras que, al aire libre, las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. (Figura 4.3.1.7.B.).

El ángulo *Hue* alcanzó valores más altos en el cultivar ‘Santel’ seguido del cultivar ‘Cuartana’, mientras que los más bajos se hallaron en el cultivar ‘Natacha’ ($p \leq 0.05$).

El valor del *Croma* fue mayor en el cultivar ‘Santel’ con diferencias e.s. respecto del resto de cultivares ($p \leq 0.05$).

Las condiciones de túnel indujeron a los valores más altos de luminosidad y *Croma*, con diferencias e.s. respecto de las condiciones control ($p \leq 0.05$), mientras que para el ángulo *Hue* no hubo diferencias e.s. entre modalidades. Para la luminosidad se encontró una interacción cultivar x humedad e.s. ($p \leq 0.05$), de manera que para el cultivar ‘Natacha’, las diferencias entre niveles de humedad no resultaron e.s (Figura 4.3.1.7.A.). Por otro lado, para el *Croma*, la interacción humedad x modalidad resultó e.s. ($p \leq 0.05$), de manera que bajo invernadero las diferencias entre niveles de humedad no resultaron e.s. (Figura 4.3.1.8).

En cuanto a la modalidad de cultivo, no se observó una influencia e.s. de este factor en los valores de la luminosidad, ni el *Croma*, sin embargo, bajo invernadero se hallaron los valores más elevados del ángulo *Hue* ($p \leq 0.05$).

La interacción cultivar x modalidad ($p \leq 0.05$) resultó e.s. para el caso de la luminosidad, de manera que para el cultivar ‘Santel’ se observaron valores más elevados de este parámetro

en las plantas cultivadas al aire libre que bajo invernadero ($p \leq 0.05$) (Figura 4.3.1.7.B.).

Se detectó para el *Croma* una interacción humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$), por la cual, en el cultivo bajo túnel se alcanzaron valores más altos de este parámetro bajo invernadero que al aire libre (Figura 4.3.1.8.).

Valores SPAD (Tabla 4.3.1.3.)

Los cultivares ‘Cuartana’ y ‘Santel’ presentaron un contenido en clorofilas (valores SPAD) superiores al cultivar ‘Natacha’, con diferencias e.s. entre ellos ($p \leq 0.05$). Se determinó una interacción cultivar x humedad e.s. ($p \leq 0.05$), encontrándose que en condiciones control ‘Cuartana’ no presentó diferencias e.s. con el cultivar ‘Natacha’, mientras que en condiciones de túnel, las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 4.3.1.9.A.).

En cuanto al efecto del nivel de humedad, los valores de SPAD más elevados se obtuvieron en condiciones control ($p \leq 0.05$), sin embargo, se detectó una interacción cultivar x humedad e.s. ($p \leq 0.05$), por la que, en los cultivares ‘Cuartana’ y ‘Natacha’, no hubo un efecto e.s. del nivel de humedad (Figura 4.3.1.9.A.). También se obtuvo una interacción humedad x modalidad ($p \leq 0.05$) para este parámetro, por la cual, bajo invernadero las diferencias entre niveles de humedad no fueron e.s. (Figura 4.3.1.9.B.).

Las plantas cultivadas al aire libre presentaron valores SPAD más altos que las cultivadas bajo invernadero con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$). La interacción humedad x modalidad resultó e.s. de manera que en las condiciones de túnel las diferencias entre ambas modalidades no resultaron e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 4.3.1.9.B).

Concentración de nitratos (Tabla 4.3.1.4.)

No hubo una influencia clara del cultivar empleado en la acumulación de nitratos, sin embargo, se detectó una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$), por la que, en el cultivo bajo invernadero, el cultivar 'Natacha' presentaba una acumulación menor que el resto de cultivares ($p \leq 0.05$) (Figura 4.3.1.10).

Las diferencias obtenidas entre los niveles de humedad empleados no resultaron e.s., mientras que bajo invernadero la concentración de nitratos en hojas resultó mayor que al aire libre con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$). La interacción cultivar x modalidad resultó e.s., por la cual, en el cultivar 'Natacha', no se encontraron estas diferencias entre modalidades (Figura 4.3.1.10).

Plantas sanas y afectadas por ‘mancha translúcida’ (Tabla 4.3.1.5.)

El cultivar ‘Cuartana’ resultó más sensible a la incidencia de esta fisiopatía con diferencias e.s. respecto de los cultivares ‘Natacha’ y ‘Santel’ ($p \leq 0.05$).

Por otro lado el cultivo al aire libre favoreció su aparición respecto del invernadero ($p \leq 0.05$), mientras que no se observó un efecto e.s. del nivel de humedad sobre este desorden.

En las siguientes tablas (4.3.1.1., 4.3.1.2., 4.3.1.3., 4.3.1.4., 4.3.1.5.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente. ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (dev. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual

Tabla 4.3.1.1. Producción y fisiopatías (C1).

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial ($\text{g} \cdot \text{plant}^{-1}$)	Porcentaje plantas 'tipburn' (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Cultivar				
'Cuartana'	98.33 a	769.77 -	1.67 b	0.00 b
'Natacha'	83.33 b	755.42 -	16.37 a	0.00 b
'Santel'	40.00 c	732.53 -	13.33 a	46.67 a
Nivel de humedad				
Control	80.00 a	686.68 b	20.00 a	0.00 b
Túnel	67.77 b	818.57 a	1.11 b	31.11 a
Modalidad de cultivo				
Invernadero	64.44 b	445.62 b	20.00 a	15.55 -
Aire libre	83.33 a	1059.46 a	1.11 b	15.55 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Cultivar (2)	43.5**	0.2 ns	8.2**	38.9**
Humedad (1)	2.8**	3.8**	18.6**	19.4**
Modalidad (1)	6.4**	81.3**	18.6**	0.0 ns
Interacción				
Cult. x Hum. (2)	27.7**	0.1 ns	5.0**	38.9**
Cult. x Mod. (2)	1.7**	0.9 ns	5.0**	0.0 ns
Hum. x Mod. (1)	9.0**	4.1**	26.0**	0.0 ns
Cult x Hum x Mod (2)	2.8**	0.2 ns	8.2**	0.0 ns
Residual (24)	6.1	3.8	10.3	2.8
Desv. estándar	9.7	76.9	7.4	6.3

Ciclo 1. Siembra: 4-12-13. Recolección: 20-03-14 (invernadero); 1-04-14 (aire libre)

Tabla 4.3.1.2. Incidencia de fisipatías (C1).

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incurción esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Cuartana’	1.33 b	1.02 -	5.59 b
‘Natacha’	2.50 a	1.53 -	6.32 b
‘Santel’	2.08 ab	1.23 -	28.64 a
Nivel de humedad			
Control	3.44 a	1.48 -	7.81 b
Túnel	0.50 b	1.10 -	19.23 a
Modalidad de cultivo			
Invernadero	3.72 a	1.21 -	11.47 b
Aire libre	0.20 b	1.31 -	15.64 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (2)	2.5*	32.6 ^{ns}	58.4**
Humedad (1)	23.6**	13.5 ^{ns}	14.4**
Modalidad (1)	33.3**	1.0 ^{ns}	1.8*
Interacción			
Cultivar x Hum. (2)	2.3*	-	16.0**
Cultivar x Mod. (2)	1.3 ^{ns}	-	1.8**
Hum. x Mod. (1)	27.3**	-	0.3 ^{ns}
Cult x Hum x Mod (2)	3.1*	-	1.2 ^{ns}
Residual (24)	6.6	60.5	6.1
Desv. estándar	1.0	0.3	3.2

Ciclo 1. Siembra: 4-12-13. Recolección: 20-03-14 (invernadero); 1-04-14 (aire libre)

Tabla 4.3.1.3. Parámetros de color y SPAD (C1).

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Cuartana’	49.64 b	122.65 b	28.68 b	27.15 a
‘Natacha’	52.18 a	121.83 c	31.95 b	24.05 b
‘Santel’	48.81 b	123.40 a	28.01 a	26.90 a
Nivel de humedad				
Control	48.94 b	122.73 -	28.83 b	27.15 a
Túnel	51.36 a	122.53 -	30.27 a	25.02 b
Modalidad de cultivo				
Invernadero	49.82 -	124.02 a	29.02 -	24.76 b
Aire libre	50.48 -	121.23 b	30.07 -	27.31 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Cultivar (2)	32.9**	14.8**	45.2**	19.3**
Humedad (1)	24.4**	0.3 ^{ns}	7.9*	10.1**
Modalidad (1)	1.8 ^{ns}	68.9**	4.2 ^{ns}	15.8**
Interacción				
Cultivar x Hum. (2)	8.4*	1.3 ^{ns}	6.1 ^{ns}	11.9*
Cultivar x Mod. (2)	9.5*	1.4 ^{ns}	3.4 ^{ns}	2.5 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	0.7 ^{ns}	0.7 ^{ns}	5.8*	9.0*
Cult x Hum x Mod (2)	0.5 ^{ns}	0.2 ^{ns}	1.1 ^{ns}	0.7 ^{ns}
Residual (24)	21.8	12.4	26.4	30.6
Desv. estándar	1.4	0.7	1.6	2.2

Ciclo 1. Siembra: 4-12-13. Recolección: 20-03-14 (invernadero); 1-04-14 (aire libre)

Tabla 4.3.1.4. Concentración de nitratos (C1).

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cultivar	
‘Cuartana’	2172.93 -
‘Natacha’	1847.03 -
‘Santel’	2151.03 -
Nivel de humedad	
Control	2178.03 -
Túnel	1935.97 -
Modalidad de cultivo	
Invernadero	2634.18 a
Aire libre	1479.82 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Cultivar (2)	3.8 ^{ns}
Humedad (1)	2.5 ^{ns.}
Modalidad (1)	56.6 ^{**}
Interacción	
Cultivar x Hum. (2)	1.6 ^{ns}
Cultivar x Mod. (2)	9.6 [*]
Hum. x Mod. (1)	0.1 ^{ns}
Cult x Hum x Mod (2)	4.1 ^{ns.}
Residual (24)	21.8
Desv. estándar	438.4

Ciclo 1. Siembra: 4-12-13. Recolección: 20-03-14 (invernadero);
1-04-14 (aire libre)
m.f.: materia fresca

Tabla 4.3.1.5. Porcentaje de hojas sanas y afectadas por ‘Mancha translúcida’ (C1).

	% Hojas comerciales (HS+ HAL)	% Hojas no comerciales (HAM+HAA)
Cultivar		
‘Cuartana’	90.49 b	9.51 a
‘Natacha’	92.97 a	7.03 b
‘Santel’	94.21 a	5.79 b
Nivel de humedad		
Control	92.56 -	7.54 -
Túnel	92.65 -	7.35 -
Modalidad de cultivo		
Invernadero	93.69 a	6.31 b
Aire libre	91.41 b	8.59 a
Resumen ANOVA (gdl)		% suma de cuadrados
Factor		
Cultivar (2)	27.2 ^{ns}	27.4 ^{ns}
Humedad (1)	0.1 ^{ns}	0.2 ^{ns}
Modalidad (1)	18.3 ^{ns}	18.2 ^{ns}
Interacción		
Cultivar x Hum. (2)	3.0 ^{ns}	3.3 ^{ns}
Cultivar x Mod. (2)	10.6 ^{ns}	10.2 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	2.1 ^{ns}	2.0 ^{ns}
Cult x Hum x Mod (2)	0.8 ^{ns}	0.9 ^{ns}
Residual (24)	37.9	37.8
Desv. estándar	2.7	2.7

Ciclo 1. Siembra: 4-12-13. Recolección: 20-03-14 (invernadero); 1-04-14 (aire libre)

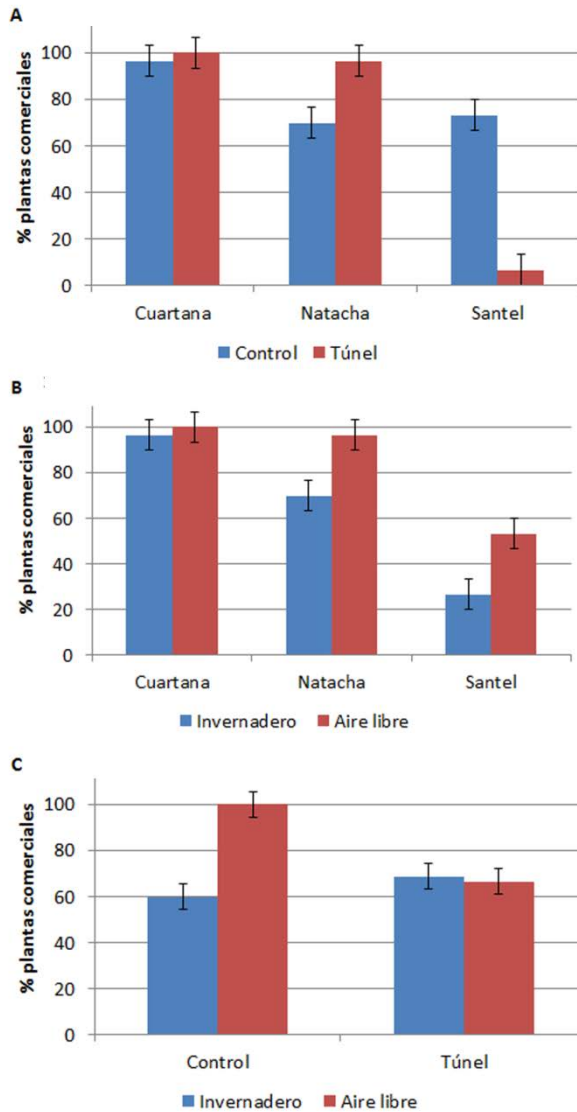


Figura 4.3.1.1. Porcentaje de plantas comerciales. Interacción cultivar x humedad (A) Interacción cultivar x modalidad (B) Interacción humedad x modalidad (C). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

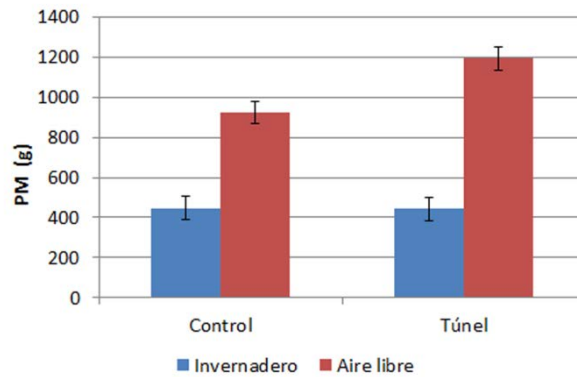


Figura 4.3.1.2. Peso medio plantas comerciales. Interacción humedad x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

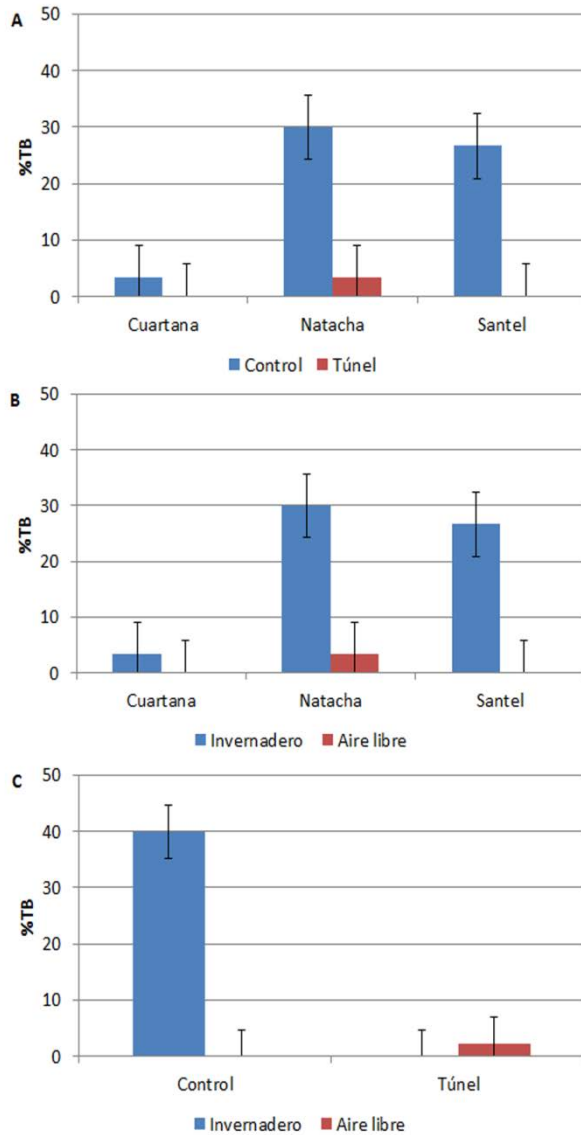


Figura 4.3.1.3. Porcentaje de plantas con ‘tipburn’. Interacción cultivar x humedad (A) Interacción cultivar x modalidad (B) Interacción humedad x modalidad (C). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

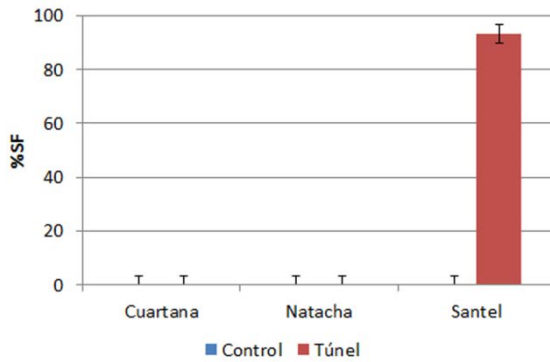


Figura 4.3.1.4. Porcentaje de plantas subidas a flor. Interacción cultivar x humedad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

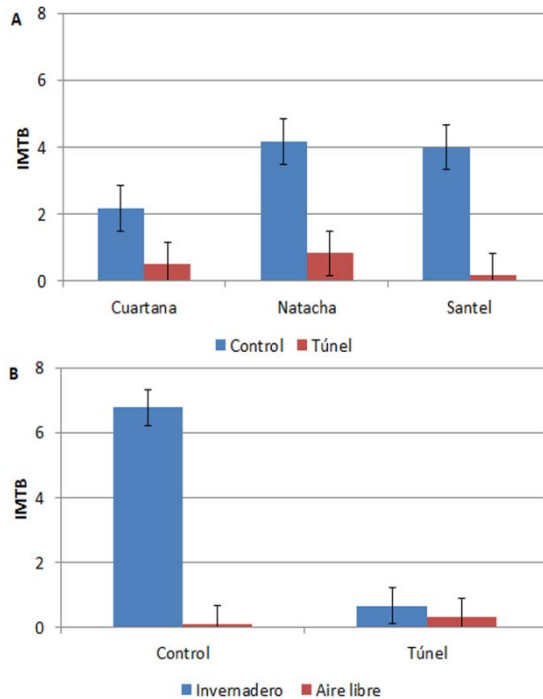


Figura 4.3.1.5. IMTB. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción humedad x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

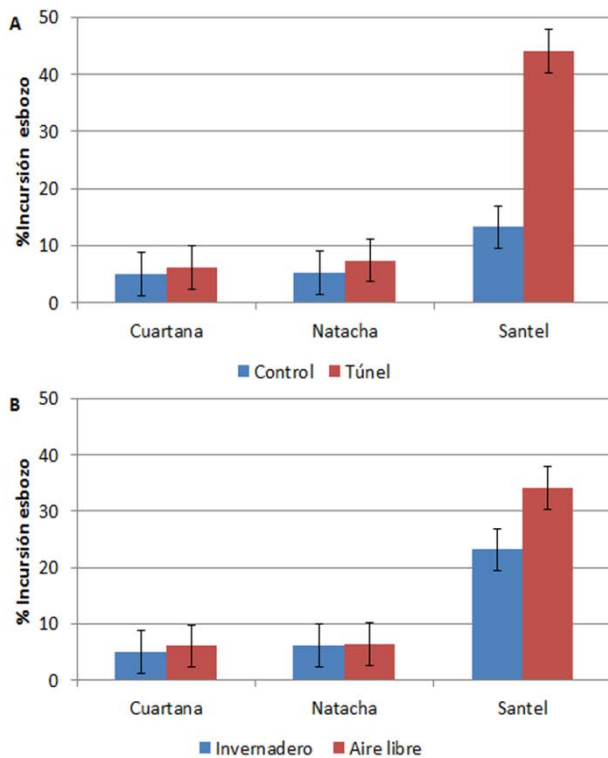


Figura 4.3.1.6. Porcentaje de incursión de esbozo floral. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

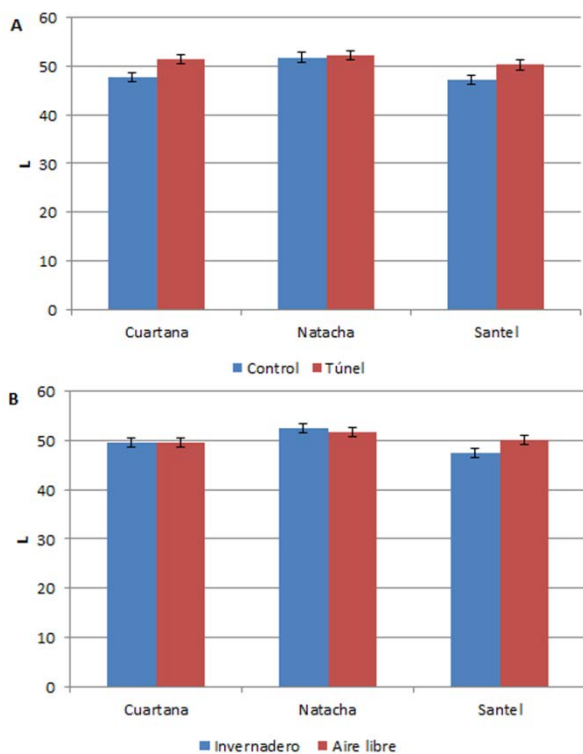


Figura 4.3.1.7. Luminosidad. Interacción cultivar x humedad (A). Interacción cultivar x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

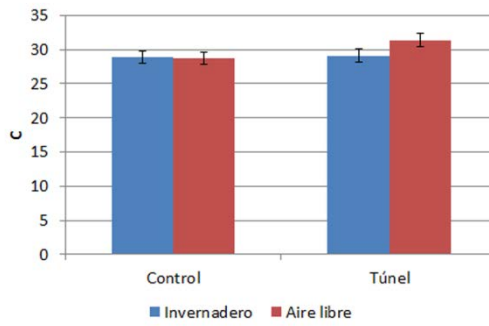


Figura 4.3.1.8. *Croma*. Interacción humedad x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

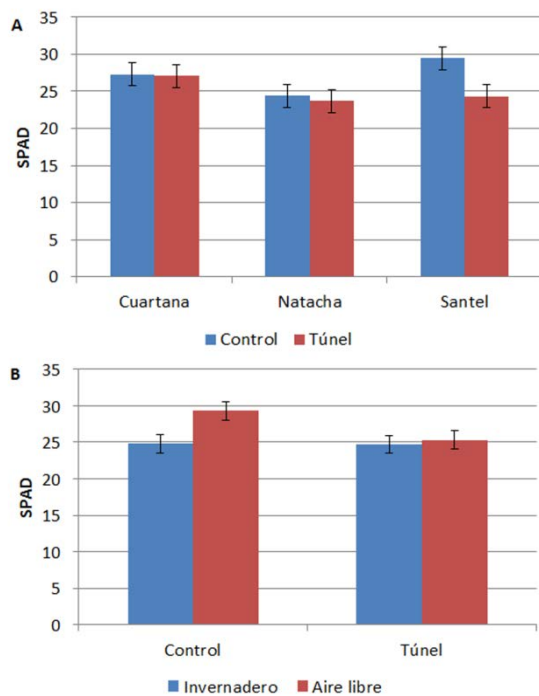


Figura 4.3.1.9. Valores SPAD. Interacción cultivar x humedad. Interacción humedad x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

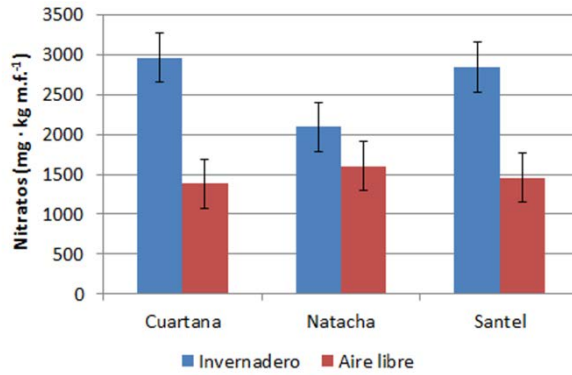


Figura 4.3.1.10. Concentración de nitratos. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

4.3.2. Resultados ciclo C2

Producción comercial (Tabla 4.3.2.1.)

El porcentaje de plantas comerciales fue mayor en el cultivar ‘Cuartana’ que en el cultivar ‘Natacha’ que a su vez dio valores más elevados que el cultivar ‘Santel’ con diferencias e.s. entre ellos ($p \leq 0.05$). La interacción cultivar x humedad resultó e.s. ($p \leq 0.05$), de manera que en condiciones control el cultivar ‘Natacha’ no presentó diferencias e.s. con el cv. ‘Santel’, mientras que bajo túnel no hubo diferencias e.s. entre cultivares (Figura 4.3.2.1.A).

En cuanto al efecto del nivel de humedad, las plantas cultivadas en condiciones de túnel presentaron el mayor porcentaje de plantas comerciales con diferencias e.s. respecto de las condiciones control ($p \leq 0.05$). Se halló que tanto la interacción cultivar x humedad como humedad x modalidad resultaron e.s. ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.01$) para este parámetro, observándose que en para los cultivares ‘Natacha’ y ‘Cuartana’ las diferencias entre ambos niveles de humedad no resultaron e.s., por otro lado, al aire libre los mayores valores de este parámetro se observaron en condiciones control ($p \leq 0.05$) (Figura 4.3.2.1. A; Figura 4.3.2.1.B.)

Respecto de la modalidad de cultivo, se encontró que bajo invernadero el porcentaje de plantas comerciales resultó más alto que al aire libre, con diferencias e.s. entre ambas

($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, en condiciones control las diferencias entre modalidades no fueron e.s. (Figura 4.3.2.1.B).

El peso medio comercial fue mayor en el cultivar 'Natacha' que en el cultivar 'Cuartana', obteniéndose los valores más bajos en el cultivar 'Santel' con diferencias e.s. entre todos ellos ($p \leq 0.05$). Se observó una interacción cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.05$) por la que bajo invernadero no hubo una influencia del cultivar en este parámetro (Figura 4.3.2.2.).

No se observó un efecto e.s. del nivel de humedad empleado, mientras que al aire libre las plantas obtuvieron un peso medio comercial superior que bajo invernadero ($p \leq 0.05$). La interacción cultivar x humedad resultó e.s., de manera que para el cultivar 'Santel' las diferencias entre el cultivo al aire libre y bajo invernadero, no se encontraban diferencias e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 4.3.2.2.).

Producción no comercial (Tabla 4.3.2.1.)

Los cultivares 'Natacha' y 'Santel' fueron más susceptibles a la incidencia de 'tipburn' puesto que presentaron los valores más elevados de porcentaje de plantas con esta fisiopatía respecto del cultivar 'Cuartana' ($p \leq 0.05$). Se detectó una interacción cultivar x humedad e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, en condiciones de túnel, no se encontraron diferencias e.s. entre cultivares (Figura 4.3.2.3.A.).

En condiciones control se obtuvo un porcentaje de plantas con ‘tipburn’ superior que bajo túnel ($p \leq 0.05$). La interacción cultivar x humedad, resultó e.s. ($p \leq 0.01$) observándose que para el cultivar ‘Cuartana’, no hubo diferencias entre niveles de humedad (Figura 4.3.2.3.A).

Por otro lado, se halló un efecto de la modalidad de cultivo, de manera que al aire libre se obtuvo un porcentaje de plantas con ‘tipburn’ mayor que bajo invernadero ($p \leq 0.05$). Se determinó una interacción humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$), encontrándose, que en condiciones control no hubo una influencia de la modalidad (Figura 4.3.2.3.B).

En cuanto al porcentaje de plantas subidas a flor no se observó una influencia del cultivar empleado ni de la modalidad de cultivo, sin embargo sí que la hubo del nivel de humedad, siendo este porcentaje superior en las plantas cultivadas bajo túnel que en condiciones control ($p \leq 0.05$).

El cultivar ‘Santel’ presentó un porcentaje de plantas afectadas tanto por ‘tipburn’ como por subida a flor prematura que los cultivares ‘Natacha’ y ‘Cuartana’. Se encontró que tanto la interacción cultivar x humedad como cultivar x modalidad resultaron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), de forma que ni en condiciones control ni bajo invernadero hubo diferencias e.s. entre cultivares (Figura 4.3.2.4.A; Figura 4.3.2.4.B).

Del mismo modo se observó un efecto e.s. del nivel de humedad, hallándose bajo túnel los valores más altos de este parámetro ($p \leq 0.05$). Se obtuvieron sendas interacciones cultivar x humedad y modalidad x humedad e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) de manera que para los cultivares ‘Cuartana’ y ‘Natacha’ y al aire libre las diferencias entre niveles de humedad no resultaron e.s. (Figura 4.3.2.4. A.; Figura 4.3.2.4. C).

También se observó que al aire libre el porcentaje de plantas afectadas por ambas fisiopatías de manera conjunta fue superior que bajo invernadero ($p \leq 0.05$). Las interacciones cultivar x modalidad y humedad x modalidad resultaron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) de manera que en los cultivares ‘Cuartana’ y ‘Natacha’ no se obtuvieron diferencias e.s. entre las dos modalidades de cultivo empleadas, como tampoco las hubo en condiciones control (Figura 4.3.2.4. B.; Figura 4.3.2.4. C).

Incidencia de fisiopatías (‘Tipburn’ y Subida a flor prematura)
(Tabla 4.3.2.2.)

Los cultivares ‘Natacha’ y ‘Santel’, presentaron los valores más elevados de los índices IMTB e IPTB con diferencias e.s. respecto al cultivar ‘Cuartana’ ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Ambos índices fueron superiores en condiciones control respecto del cultivo bajo túnel, aunque las diferencias detectadas solo resultaron e.s. para el índice IMTB. Se obtuvo una interacción humedad x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$) para ambos

parámetros, por la que al aire libre las diferencias en el IMTB entre ambos niveles de humedad no resultaron e.s. (Figura 4.3.2.5.A; Figura 4.3.2.5.B).

En cuanto a la modalidad de cultivo, ambos índices presentaron los valores más altos al aire libre que bajo invernadero ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Para ambos índices la interacción humedad x modalidad resultó e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), obteniéndose que en condiciones control las diferencias entre modalidades de cultivo no fueron e.s. (Figura 4.3.2.5.A; Figura 4.3.2.5.B).

Respecto de la incursión del esbozo floral, fue superior en el cultivar ‘Santel’ que en el resto de cultivares empleados ($p \leq 0.05$). Se obtuvieron sendas interacciones cultivar x humedad y cultivar x modalidad e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) por las que en condiciones control y bajo invernadero las diferencias entre cultivares no resultaron e.s. (Figura 4.3.2.6.A.; Figura 4.3.2.6. B).

Se observó, para este parámetro, una influencia del nivel de humedad, siendo mayor en las plantas cultivadas bajo túnel que en condiciones control ($p \leq 0.05$). La interacción modalidad x humedad resultó e.s. ($p \leq 0.01$), de manera que bajo invernadero, no se encontraron diferencias e.s. entre las condiciones túnel y control (Figura 4.3.2.6.C).

Por otro lado, también se encontró una influencia clara de la modalidad de cultivo, de manera que al aire libre el porcentaje de incursión del esbozo floral fue mayor que bajo invernadero con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

Parámetros de color (Tabla 4.3.2.3.)

Mientras que para el ángulo *Hue* y el *Croma*, las diferencias entre cultivares no resultaron e.s., los valores más altos de luminosidad se observaron en el cultivar 'Natacha' con diferencias e.s. respecto de los cultivares 'Cuartana' y 'Santel' ($p \leq 0.05$)

Las plantas cultivadas bajo túnel alcanzaron valores más elevados tanto de luminosidad como de *Croma* ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), mientras que para el ángulo *Hue* no hubo diferencias e.s. entre niveles de humedad.

Las diferencias entre modalidades de cultivo solo resultaron e.s. en el ángulo *Hue*, siendo los valores mayores bajo invernadero que al aire libre ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Las interacciones determinadas entre los factores estudiados no resultaron e.s.

Valores SPAD (Tabla 4.3.2.4.)

No se obtuvieron diferencias e.s. entre los cultivares empleados para los valores SPAD.

La concentración de clorofilas, resultó superior las plantas obtenidas en condiciones control y en el cultivo al aire libre, con diferencias e.s. respecto del túnel y el cultivo bajo invernadero ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Para este parámetro las interacciones entre factores no resultaron e.s.

Concentración de nitratos (Tabla 4.3.2.5.)

Las diferencias observadas entre cultivares no resultaron e.s. aunque la concentración más elevada se dio en el cv. 'Natacha' y la menor en el cv. 'Santel'.

En condiciones control y bajo invernadero la acumulación de nitratos fue superior con diferencias e.s. respecto del cultivo bajo túnel y al aire libre ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Las interacciones obtenidas entre los distintos factores no fueron e.s.

Plantas sanas y afectadas por 'mancha translúcida' (Tabla 4.3.2.6.)

El cultivar 'Cuartana' presentó el mayor porcentaje de hojas afectadas, con diferencias e.s. respecto del resto de cultivares empleados ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, no hubo una influencia del nivel de humedad en la aparición de 'mancha translúcida', mientras que al aire libre se obtuvo un porcentaje de hojas no comerciales

superior que bajo invernadero ($p \leq 0.05$). Ninguna de las interacciones estudiadas resultó e.s.

En las siguientes tablas (tabla 4.3.2.1, 4.3.2.2., 4.3.2.3., 4.3.2.4., 4.3.2.5.) letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente. ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual

Tabla 4.3.2.1. Producción comercial y no comercial (C2).

	Producción comercial		Producción no comercial		
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con 'tipburn' (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)	Porcentaje plantas subidas a flor + 'tipburn' (%)
Cultivar					
'Cuartana'	75.00 a	694.42 b	18.33 b	3.33 -	3.33 b
'Natacha'	45.00 b	811.09 a	48.33 a	1.66 -	5.00 b
'Santel'	30.00 c	503.50 c	51.66 a	1.66 -	16.68 a
Nivel de humedad					
Control	42.22 b	629.87 -	57.77 a	0.00 b	0.00 b
Túnel	57.77 a	709.69 -	21.11 b	4.44 a	16.66 a
Modalidad de cultivo					
Invernadero	67.77 a	543.67 b	31.11 b	1.11 -	0.00 b
Aire libre	32.22 b	795.67 a	47.77 a	3.33 -	16.67 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados					
Factor					
Cultivar (2)	20.2**	14.6**	14.3**	0.3 ^{ns}	6.7**
Humedad (1)	4.2**	2.1 ^{ns}	25.1**	8.7 *	18.5**
Modalidad (1)	20.1**	15.7**	6.8*	1.6 ^{ns}	18.5**
Interacción					
Cult. x Hum. (2)	3.4*	3.0 ^{ns}	10.3**	0.3 ^{ns}	6.7**
Cult. x Mod. (2)	3.6 ^{ns}	10.8*	2.9 ^{ns}	7.5 ^{ns}	6.7**
Hum. x Mod. (1)	27.6**	2.3 ^{ns}	11.9**	1.6 ^{ns}	18.5**
Cult x Hum x Mod (2)	7.6**	-	9.6**	7.5 ^{ns}	6.7**
Residual (24)	13.2	9.8	19.1**	72.5	17.7
Desv. estándar	15.6	92.2	17.1	9.1	9.0

Ciclo 2. Siembra: 31-03-14; Recolección: 3-06-14 (Invernadero); 13-06-14 (aire libre)

Tabla 4.3.2.2. Incidencia de fisiopatía (C2).

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Cultivar			
‘Cuartana’	4.83 b	1.21 b	10.87 b
‘Natacha’	7.33 a	1.75 a	11.28 b
‘Santel’	8.75 a	1.95 a	14.81 a
Nivel de humedad			
Control	8.77 a	1.76 -	8.79 b
Túnel	5.55 b	1.51 -	15.82 a
Modalidad de cultivo			
Invernadero	4.88 b	1.40 b	7.13 b
Aire libre	9.33 a	1.87 a	17.48 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cultivar (2)	14.0**	21.4**	4.1**
Humedad (1)	11.2**	3.9 ^{ns}	23.1**
Modalidad (1)	29.3**	14.4**	57.5**
Interacción			
Cultivar x Hum. (2)	1.2 ^{ns}	2.3 ^{ns}	5.6**
Cultivar x Mod. (2)	1.7 ^{ns}	4.0 ^{ns}	2.3**
Hum. x Mod. (1)	28.0**	17.2**	6.8**
Cult x Hum x Mod (2)	2.5 ^{ns}	5.8 ^{ns}	0.7**
Residual (24)	12.1	26.5	6.4*
Desv. estándar	1.8	0.4	1.9

Ciclo 2. Siembra: 31-03-14; Recolección: 3-06-14 (Invernadero);
13-06-14 (aire libre)

Tabla 4.3.2.3. Parámetros de color y SPAD (C2).

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cultivar				
‘Cuartana’	48.16 b	123.49 -	22.80 -	28.38 -
‘Natacha’	51.26 a	121.64 -	24.05 -	26.19 -
‘Santel’	49.07 b	124.59 -	21.68 -	27.80 -
Nivel de humedad				
Control	47.53 b	123.39 -	21.46 b	29.60 a
Túnel	51.47 a	123.09 -	24.23 a	25.31 b
Modalidad de cultivo				
Invernadero	50.07 -	125.60 a	22.90 -	24.48 b
Aire libre	48.93 -	120.88 b	22.79 -	30.43 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Cultivar (2)	17.8**	8.9 ^{ns}	10.9 ^{ns}	3.9 ^{ns}
Humedad (1)	40.8**	0.1 ^{ns}	22.3**	20.8**
Modalidad (1)	3.4 ^{ns}	33.3**	0.0 ^{ns}	40.2**
Interacción				
Cult. x Hum. (2)	0.2 ^{ns}	6.2 ^{ns}	1.8 ^{ns}	1.9 ^{ns}
Cult. x Mod. (2)	1.9 ^{ns}	4.0 ^{ns}	7.3 ^{ns}	1.8 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	1.0 ^{ns}	3.7 ^{ns}	0.0 ^{ns}	1.9 ^{ns}
Cult x Hum x Mod (2)	3.3 ^{ns}	9.7 ^{ns}	2.2 ^{ns}	1.6 ^{ns}
Residual (24)	31.6	34.1	55.5	27.9
Desv. estándar	2.1	2.9	2.7	3.0

Ciclo 2. Siembra: 31-03-14; Recolección: 3-06-14 (Invernadero);
13-06-14 (aire libre)

Tabla 4.3.2.4. Concentración de nitratos (C2).

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cultivar	
‘Cuartana’	2733.71 -
‘Natacha’	2849.13 -
‘Santel’	2675.29 -
Nivel de humedad	
Control	3061.84 a
Túnel	2443.56 b
Modalidad de cultivo	
Invernadero	3130.84 a
Aire libre	2374.46 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Cultivar (2)	0.7 ^{ns}
Humedad (1)	13.3**
Modalidad (1)	19.9**
Interacción	
Cultivar x Hum. (2)	6.2 ^{ns}
Cultivar x Mod. (2)	2.0 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	0.0 ^{ns}
Cult x Hum x Mod (2)	1.8 ^{ns}
Residual (24)	56.2
Desv. estándar	779.0

Ciclo 2. Siembra: 31-03-14; Recolección: 3-06-14 (Invernadero);
13-06-14 (aire libre)
m.f.: materia fresca

Tabla 4.3.2.5. Porcentaje de hojas comerciales y afectadas por mancha translúcida (C2).

	% Hojas comerciales (HS+ HAL)	% Hojas no comerciales (HAM+HAA)
Cultivar		
‘Cuartana’	81.78 b	18.22 a
‘Natacha’	86.96 a	13.04 b
‘Santel’	89.01 a	10.99 b
Nivel de humedad		
Control	86.43 -	13.67 -
Túnel	85.43 -	14.67 -
Modalidad de cultivo		
Invernadero	92.72 a	7.28 b
Aire libre	79.12 b	20.88 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Cultivar (2)	14.2**	12.7**
Humedad (1)	0.3 ^{ns}	0.3 ^{ns}
Modalidad (1)	64.8**	63.0**
Interacción		
Cultivar x Hum. (2)	0.2 ^{ns}	0.8 ^{ns}
Cultivar x Mod. (2)	1.3 ^{ns}	0.9 ^{ns}
Hum. x Mod. (1)	0.1 ^{ns}	0.2 ^{ns}
Cult x Hum x Mod (2)	4.0 ^{ns}	4.1 ^{ns}
Residual (24)	15.1	17.9
Desv. estándar	3.4	4.4

Ciclo 2. Siembra: 31-03-14; Recolección: 3-06-14 (Invernadero); 13-06-14 (aire libre)

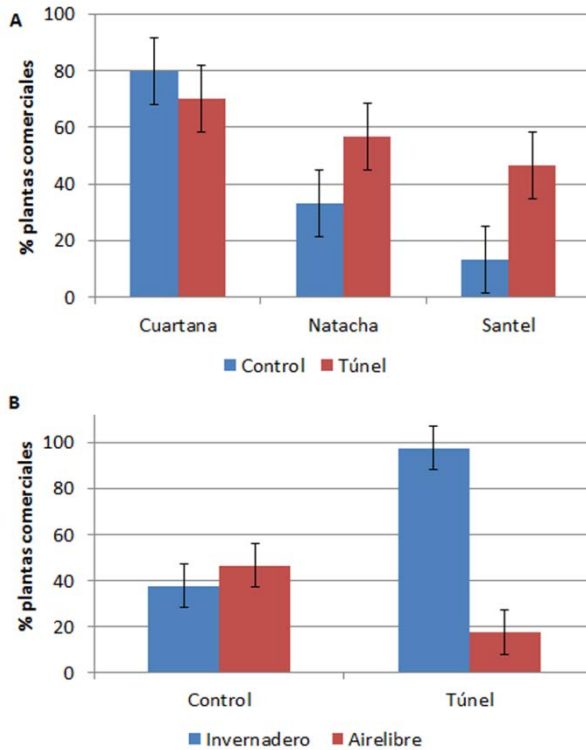


Figura 4.3.2.1. Porcentaje de plantas comerciales Interacción cultivar x humedad (A) Interacción humedad x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

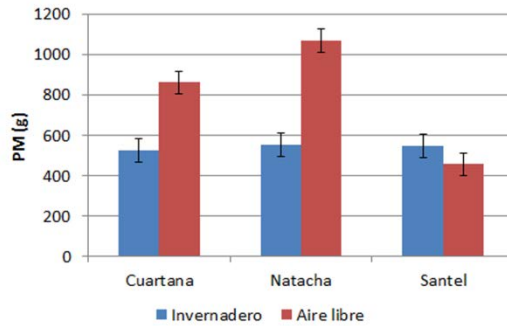


Figura 4.3.2.2. Peso medio plantas comerciales. Interacción cultivar x modalidad. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

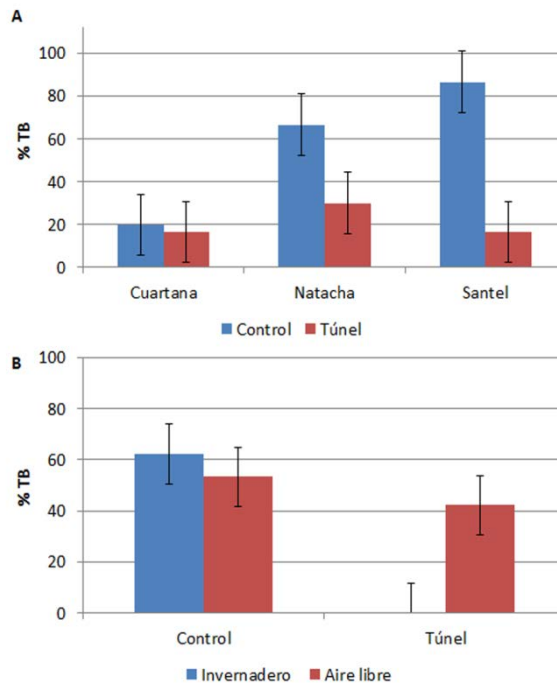


Figura 4.3.2.3. Porcentaje de plantas con 'tipburn'. Interacción cultivar x humedad (A) Interacción humedad x modalidad (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

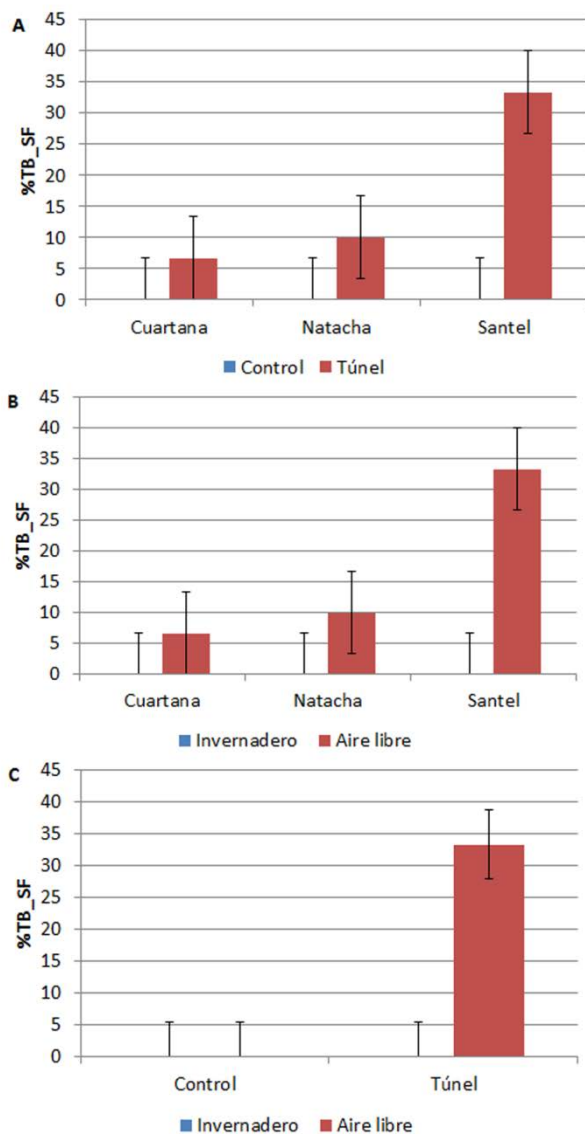


Figura 4.3.2.4. Porcentaje de plantas con ‘tipburn’ y subidas a flor. Interacción cultivar x humedad. (A) Interacción cultivar x modalidad (B) Interacción humedad-modalidad (C). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

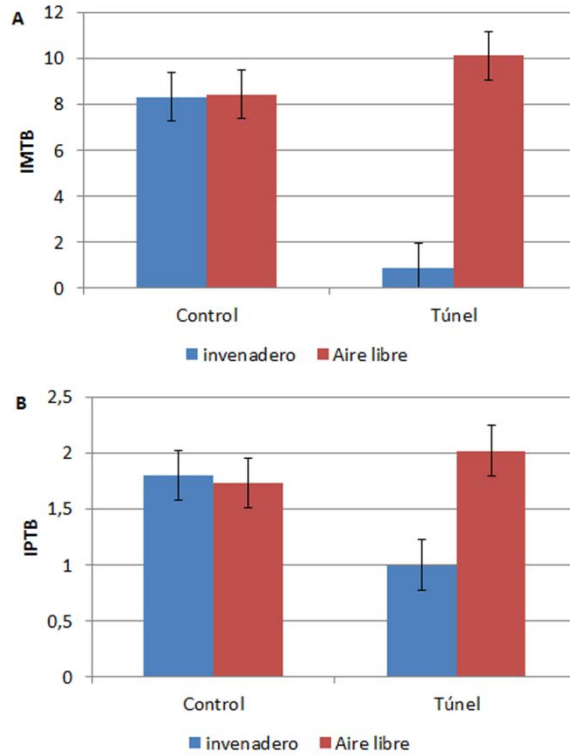


Figura 4.3.2.5. Interacción humedad x modalidad. IMTB (A). IPTB (B) Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

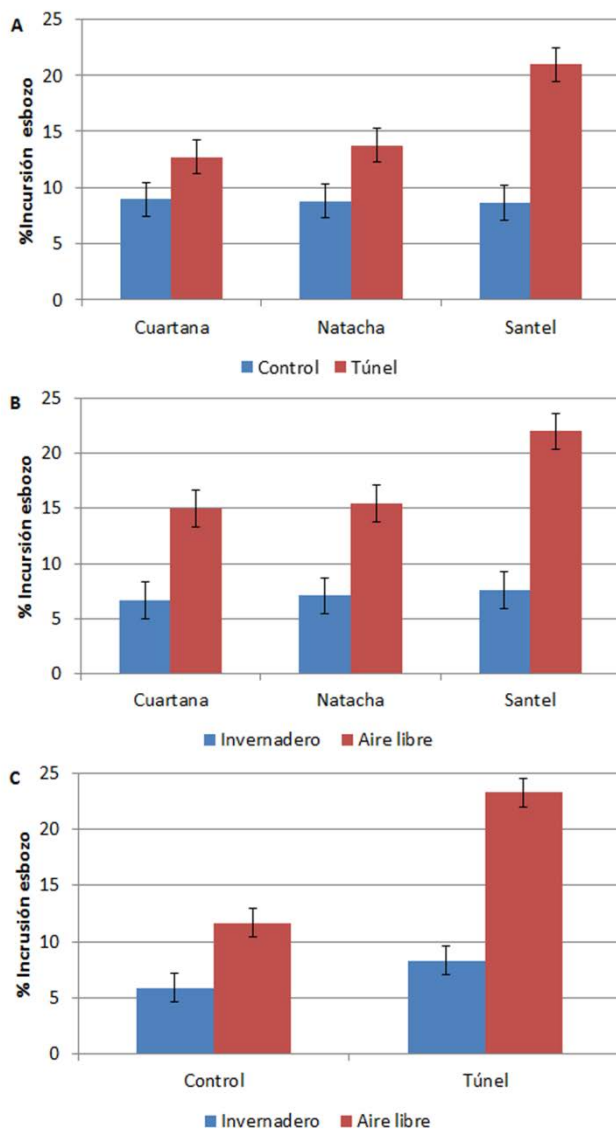


Figura 4.3.2.6. Porcentaje de esbozo floral. Interacción cultivar x humedad (A) Interacción cultivar x humedad (B) Interacción humedad x modalidad (C). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

4.3.3. Resultados de la comparación entre ciclos

Producción comercial (Tabla 4.3.3.1)

El porcentaje de plantas comerciales fue superior en el ciclo C1 que en el ciclo C2 con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$), mientras que para el peso medio comercial no se encontraron diferencias e.s. entre ciclos.

Producción no comercial (Tabla 4.3.3.1.)

Tanto el porcentaje de plantas con ‘tipburn’ como el de plantas afectadas de manera conjunto por ‘tipburn’ y subida a flor prematura resultaron más elevados en el ciclo C2 que en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$).

Por otro lado el porcentaje de plantas subidas a flor resultó más elevado en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$).

Incidencia de fisiopatías (Tabla 4.3.3.2.)

Los índices IMTB e IPTB fueron más elevados en el ciclo C2 que en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$), mientras que para la incursión del esbozo floral no hubo diferencias e.s entre ciclos.

Parámetros de color (Tabla 4.3.3.3.)

No se encontraron diferencias e.s. entre ambos ciclos para los valores de la luminosidad, ni para el ángulo *Hue*.

En el ciclo C1 se obtuvieron los valores más elevados de *Croma* ($p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 4.3.3.3.)

Las diferencias entre ciclos encontradas para los valores SPAD no resultaron e.s.

Concentración de nitratos (Tabla 4.3.3.4.)

La acumulación de nitratos fue mayor en las plantas cultivadas en el ciclo C2 ($p \leq 0.05$).

Plantas sanas y afectadas por ‘mancha translúcida’ (Tabla 4.3.3.5.)

El porcentaje de hojas no comerciales fue más elevado en el ciclo C2 con diferencias e.s. respecto del ciclo C1 ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (4.3.3.1., 4.3.3.2, 4.3.3.3., 4.3.3.4., 4.3.3.5.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. ** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente. ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual

Tabla 4.3.3.1. Producción comercial y no comercial (Comparación de ciclos)

	Producción comercial		Producción no comercial		
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial ($\text{g} \cdot \text{plant}^{-1}$)	Porcentaje plantas con 'tipburn' (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)	Porcentaje plantas TB y SF (%)
Ciclo					
C1	73.88 a	747.22 -	10.55 b	15.55 a	0.00 b
C2	50.00 b	703.35 -	39.44 a	2.22 b	8.33 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados					
Factor					
Ciclo (1)	8.9 *	0.6 ^{ns}	19.4 **	5.6*	8.5**
Residual (70)	91.1	99.4	80.6	94.4	91.5
Desv. estándar	0.0	0.0	26.6	0.4	12.5

Ciclo 1. Siembra: 4-12-13. Recolección: 20-03-14 (invernadero); 1-04-14 (aire libre)

Ciclo 2. Siembra: 31-03-14; Recolección: 3-06-14 (Invernadero); 13-06-14 (aire libre)

Tabla 4.3.3.2. Incidencia de fisiopatías (Comparación de ciclos)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Ciclo			
C1	1.97 b	1.32 b	19.83 -
C2	6.94 a	1.71 a	19.36 -
Resumen ANOVA (gdl)			
% suma de cuadrados			
Factor			
Ciclo (1)	30.8 **	10.5 *	0.1 ^{ns}
Residual (70)	69.2	89.5	99.9
Desv. estándar	3.8	0.6	8.8

Ciclo 1. Siembra: 4-12-13. Recolección: 20-03-14 (invernadero);
1-04-14 (aire libre)

Ciclo 2. Siembra: 31-03-14; Recolección: 3-06-14 (Invernadero);
13-06-14 (aire libre)

Tabla 4.3.3.3. Parámetros de color y valores SPAD (Comparación de ciclos)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Ciclo				
C1	50.15 -	122.67 a	29.54 a	26.03 -
C2	49.50 -	123.93 b	26.19 b	27.46 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Ciclo (1)	1.4 ^{ns}	56.3 **	55.3 **	3.0 ^{ns}
Residual (70)	98.6	47.7	44.7	97.0
Desv. estándar	2.8	24.1	2.6	4.1

Ciclo 1. Siembra: 4-12-13. Recolección: 20-03-14 (invernadero); 1-04-14 (aire libre)

Ciclo 2. Siembra: 31-03-14; Recolección: 3-06-14 (Invernadero); 13-06-14 (aire libre)

Tabla 4.3.3.4. Concentración de nitratos (Comparación de ciclos)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f. ⁻¹)
Ciclo	
C1	2057.00 b
C2	2752.70 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Ciclo (1)	15.6 **
Residual (70)	84.4
Desv. estándar	820.5

Ciclo 1. Siembra: 4-12-13. Recolección: 20-03-14 (invernadero) 1-04-14 (aire libre)

Ciclo 2. Siembra: 31-03-14; Recolección: 3-06-14 (Invernadero); 13-06-14 (aire libre)

m.f.: materia fresca

Tabla 4.3.3.5. ‘Mancha translúcida’. (Comparación de ciclos).

	% Hojas comerciales (HS+HAL)	% Hojas no comerciales (HAM + HAA)
Ciclo		
C1	92.55 a	7.45 b
C2	85.93 b	14.07 a
Resumen ANOVA(gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Ciclo (1)	19.3 **	19.1**
Residual (70)	80.7	80.9
Desv. estándar	5.8	5.8

Ciclo 1. Siembra: 4-12-13. Recolección: 20-03-14 (invernadero); 1-04-14 (aire libre)

Ciclo 2. Siembra: 31-03-14; Recolección: 3-06-14 (Invernadero); 13-06-14 (aire libre)

4.3.4. Correlaciones entre parámetros (Tabla 4.3.4.1.; Tabla 4.3.4.2.)

Se ha obtenido, en ambos ciclos, la relación entre el contenido de nitratos y los parámetros de color obtenidos a partir de la escala CIEL*a*b* (Luminosidad, tono *Hue* (H°) y *Croma*), así como entre el contenido de nitratos y los valores del SPAD. También se determinó la relación entre los parámetros de color y los valores del SPAD.

Las correlaciones determinadas en ambos ciclos entre el contenido de nitratos con la luminosidad y el *Croma*, no resultaron e.s., no obstante, sí que lo fue la hallada entre el ángulo *Hue* y los nitratos ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.05$), aunque con una débil relación lineal.

En cuanto a la correlación obtenida entre los parámetros de color y el contenido en clorofilas, solo se observó una relación e.s. en ambos ciclos, entre la luminosidad y los valores SPAD, aunque su valor fue bajo.

Por otro lado, no se observó una correlación entre la concentración de nitratos en las hojas y los valores SPAD, ya que la relación lineal entre ambos parámetros fue débil y no significativa.

Tabla 4.3.4.1. Matriz de correlaciones ciclo C1.

	H°	C	Nitratos	SPAD
L*	-0.531**	0.891**	-0.314 ^{ns}	-0.507**
H°		-0.632**	0.666**	-0.080 ^{ns}
C			-0.314 ^{ns}	-0.576**
Nitratos				-0.189 ^{ns}

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 4.3.4.2. Matriz de correlaciones ciclo C2.

	H°	C	Nitratos	SPAD
L*	-0.193 ^{ns}	0.817**	0.0148 ^{ns}	-0.688**
H°		-0.291 ^{ns}	0.353*	0.139 ^{ns}
C			0.028 ^{ns}	-0.547**
Nitratos				-0.185 ^{ns}

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

4.3.5. Discusión de los resultados

Se observó un efecto de las condiciones ambientales en la aparición de ‘tipburn’, puesto que en el ciclo C2, donde se dieron temperaturas más altas, la incidencia de la fisiopatía fue superior.

En el ciclo C1 se constató que temperaturas elevadas y HR más bajas, condiciones que se dieron en el cultivo bajo invernadero, favoreció la aparición de ‘tipburn’, detectándose asimismo una susceptibilidad varietal, ya que los cultivares ‘Natacha’ y ‘Santel’ presentaron una mayor proclividad a esta fisiopatía. El efecto de la HR baja en la aparición de ‘tipburn’ podría estar relacionado con su incidencia sobre transpiración, puesto que esta se vería favorecida en las hojas externas, que poseen un mayor potencial transpiratorio, limitando la cantidad de calcio que iría a las hojas interiores (Maroto, 1997).

En el ciclo C2, la aparición de ‘tipburn’ se vio favorecida en el cultivo al aire libre, posiblemente por el incremento de las temperaturas. En estas condiciones, el comportamiento de los cultivares frente a esta fisiopatía fue similar, puesto que a pesar de que los cultivares ‘Natacha’ y ‘Santel’ fueron más sensibles a la aparición de esta fisiopatía en el cultivo bajo invernadero, al aire libre se detectó un aumento del ‘tipburn’ en el cultivar ‘Cuartana’.

Las elevadas temperaturas observadas tanto en el ciclo C1 bajo invernadero como en el ciclo C2, podrían haber inducido a una mayor ratio en el desarrollo de las plantas lo que incrementaría la demanda de calcio a los tejidos jóvenes pudiéndose producir una deficiencia en los tejidos de este elemento y con ello verse favorecida la incidencia de ‘tipburn’ (Tibbitts, Rao, 1968).

En ambos ciclos las condiciones de humedad que se daban en el túnel, (HR altas respecto las condiciones control), resultaron menos favorable para la aparición de ‘tipburn’, de manera que en los cultivares más susceptibles se observó una reducción de la fisiopatía. Este efecto solo se observó en el cultivo bajo invernadero, lo que posiblemente pudo deberse a que bajo túnel, en condiciones de aire libre, se alcanzaron temperaturas elevadas.

Descensos en la aparición de ‘tipburn’ en condiciones de HR elevadas han sido señalados anteriormente en lechuga y col china, lo que podría estar asociado con un incremento en la presión radicular que favorecería el transporte de calcio hacia los tejidos (Collier, Wurr, 1981; Grange, Hand, 1987; Maroto *et al.*, 1988).

En el ciclo C1 se detectó una mayor susceptibilidad de las plantas a la subida a flor prematura obteniéndose valores más altos que en el ciclo C2, aunque en ambos ciclos en condiciones

de elevada humedad, cultivo bajo túnel, esta fisiopatía era superior que en condiciones control. Solamente en el ciclo C1, se observó un efecto claro de la susceptibilidad varietal empleando y en esta circunstancia el cultivar ‘Santel’ aumentó su sensibilidad a la fisiopatía obteniéndose valores más elevados de su incidencia que con el resto del cultivares.

El desarrollo de las plantas se vio favorecido por las condiciones que se dieron en el ciclo C1, donde se alcanzó el mayor porcentaje de plantas comerciales, aunque no se encontraron diferencias en el peso medio de las piezas entre ciclos. La menor susceptibilidad del cultivar ‘Cuartana’ a la aparición de ‘tipburn’ hizo que en ambos ciclos, salvo en el cultivo bajo túnel, fuera el cultivar que presentó un mayor porcentaje de plantas comerciales.

En ambos ciclos y al aire libre, se obtuvo un peso medio de las plantas comerciales más elevado. En el ciclo C1 se observó que en estas condiciones (aire libre) el túnel favoreció al desarrollo de las plantas, lo cual podría deberse a que la HR fue más elevadas que en condiciones control.

Por otro lado, en el ciclo C2, se observó que las plantas comerciales del cultivar ‘Santel’ presentaron un peso medio más elevado, lo que podría indicar que tuvo una mejor adaptación a las condiciones del ciclo.

Los mayores contenidos en clorofila (medida del SPAD) se obtuvieron en las condiciones en las cuales la restricción lumínica fue menor, de manera que en el ciclo C2, el cultivo al aire libre favoreció a una mayor concentración de clorofilas que bajo invernadero, del mismo modo que en las condiciones control los valores de medida del SPAD fueron superiores que bajo túnel.

En cuanto a los parámetros de color, condiciones de invernadero dieron las medidas más elevadas del ángulo *Hue*.

Los valores de nitratos detectados no alcanzaron en ninguno de los ciclos, los límites establecidos por la Unión Europea para lechuga (DOUE, 2011).

Condiciones de baja radiación se han señalado en numerosos estudios, como aquellas que favorecerían la acumulación de nitratos, puesto que aparte de reducirse la actividad de la enzima NR, se disminuiría la actividad fotosintética y con ello, la cantidad de carbohidratos almacenados en la vacuola con función osmótica (Dapigny *et al.*, 2000; Gonella *et al.*, 2002; Pavlou *et al.*, 2007). Sin embargo, en el presente experimento la acumulación de nitratos se vio favorecida en el ciclo de mayor iluminación y temperatura (ciclo C2) y en la modalidad en que la radiación fue inferior, pero se alcanzaron las temperaturas más elevadas (invernadero), lo cual podría indicar que en las condiciones en

las que se llevó a cabo el experimento, las temperaturas elevadas tendrían una mayor influencia que la radiación en la acumulación de nitratos.

Resultados similares fueron obtenidos en cultivo de minilechuga (Torres *et al.*, 2013), lo que podría indicar, que puesto que como ha sido determinado, el óptimo fotosintético de la lechuga (cultivo con requerimientos similares a la escarola), se encuentra en un rango medio-bajo, el aumento de las temperaturas produciría una saturación de la fotosíntesis, con lo que habría un descenso del contenido de carbohidratos en la vacuola que serían reemplazados por nitratos (Edmon *et al.*, 1975; Lorenz, Wiebe, 1980).

Por otro lado, en los ciclos otoñales - invernales, las temperaturas más bajas alcanzadas al aire libre en comparación con el cultivo bajo invernadero, limitarían la absorción de nitratos, lo cual explicaría que en esta modalidad (invernadero) la acumulación de nitratos fuera superior (Rincón *et al.*, 2002).

Solo, en el ciclo C1 se pudo constatar una cierta componente varietal, obteniéndose que los cultivares ‘Cuartana’ y ‘Santel’, presentaron una concentración más alta de nitratos en hojas que el cultivar ‘Natacha’, en el cultivo bajo invernadero. Por otro lado en el ciclo C2 se observó que en condiciones de humedad relativa alta, en cultivo bajo túnel, propiciaron una menor acumulación de nitratos en hojas.

Respecto de la afección por ‘mancha translúcida’ su aparición se vio favorecida por las condiciones del ciclo C2, temperaturas altas, observándose una influencia del material vegetal empleado, corroborando lo señalado en estudios anteriores (Blancard *et al.*, 2005), siendo el cultivar ‘Cuartana’ el que presentaba un menor porcentaje de hojas sanas. Por otro lado, se observó que las condiciones del aire libre, favorecieron su aparición.

Las falta de correlación obtenida entre la concentración de nitratos y los valores SPAD indicaría que incrementos en la concentración de nitratos no aumentaba el contenido en clorofilas. Estos resultados, corroborarían los obtenidos en un estudio realizado en escarola, en el que aunque la correlación obtenida resultó significativa, la relación entre ambos parámetros fue muy baja (Suarez-Rey *et al.*, 2012).

Por otro lado, en este ensayo, las correlaciones entre la concentración de nitratos y la luminosidad y el *Croma*, fueron débiles, en contraposición a lo obtenido por Tuncay (2011) en rúcula y perejil.

4.4. Conclusiones del capítulo

- Los resultados obtenidos en el ciclo C2 del año 2013 no resultaron demasiado fiables debido a que las plantas sufrieron una incidencia que afectó a su desarrollo.
- Las altas temperaturas y una humedad relativa baja (invernadero y humedad control) resultaron ser las condiciones más propicias para la aparición de ‘tipburn’. En dichas condiciones, los cultivares ‘Natacha’ y ‘Santel’ presentaron una mayor sensibilidad a esta fisiopatía que el cultivar ‘Cuartana’.
- Las elevadas temperaturas observadas durante el año 2014 en el ciclo C2 en las condiciones del aire libre, indujeron a un aumento de ‘tipburn’ en esta modalidad de cultivo.
- En el año 2014 el cultivo al aire libre y las condiciones de túnel indujeron a valores más elevados del esbozo floral, siendo mayores en el cultivar ‘Santel’.
- En ambos experimentos se obtuvo un mayor porcentaje de plantas comerciales en los ciclos que presentaron una temperatura media inferior.

- Los valores más altos del SPAD se hallaron en las condiciones de menor restricción lumínica (aire libre y control).
- En el cultivo bajo invernadero se dieron los valores más elevados del ángulo *Hue*.
- La acumulación de nitratos en hojas fue superior en las plantas cultivadas bajo invernadero.
- Para ambos experimentos las mayores concentraciones de nitratos se obtuvieron en los ciclos con una temperatura e iluminación más elevada (ciclo C2), ni que pudieran constarse diferencias entre cultivares.
- En el segundo año, las condiciones del aire libre favorecieron la aparición de ‘mancha translúcida’.
- En el año 2013 el cultivar ‘Natacha’ fue más sensible a la ‘mancha translúcida’ en el ciclo en el que las plantas presentaron un mayor desarrollo (ciclo C1), mientras que, en el año 2014, durante ambos ciclos fue más susceptible el cultivar ‘Cuartana’.
- No se obtuvo una correlación clara entre los valores del SPAD y la concentración de nitratos.
- Hubo una fuerte correlación entre los parámetros de color luminosidad y *Croma* y la concentración de clorofilas (SPAD).

- Los parámetros de color estudiados no presentaron una correlación lineal con el contenido en nitratos.

Capítulo 5

Modelización de distintas variables fisiológicas

5. MODELIZACIÓN DE DISTINTAS VARIABLES FISIOLÓGICAS

5.1. Material y métodos

5.1.1. Características del experimento

El experimento se realizó en un invernadero tipo *Venlo* perteneciente al Departamento de Producción Vegetal de la U.P.V. cuyas características son las mismas que las explicadas en el apartado 2.1.1. del Capítulo 2.

Se llevaron a cabo dos ciclos de cultivo, empleándose en todos ellos un cv. de escarola de hoja ancha, ‘Cuartana’. La siembra se efectuó en bandejas de poliestireno de 104 alveolos utilizándose como sustrato una mezcla de fibra de coco (60%) y sustrato comercial (40%).

La plantación definitiva en invernadero y el aporte de la solución nutritiva (cuya composición se recoge en el cuadro 5.1.1.1.) se realizó de la misma manera que la explicada en el apartado 2.1.1. del Capítulo 2.

Cuadro 5.1.1.1. Composición de la solución nutritiva (mmol·L⁻¹)

NO₃⁻	H₂PO₄⁻	SO₄²⁻	NH₄⁺	K⁺	Ca²⁺	Mg²⁺	CE (dS·m⁻¹)
12.41	1.20	2.45	0.50	5.00	3.95	2.96	2.01

Los muestreos se realizaron semanalmente desde el día del trasplante hasta los 42 DDT (días después del trasplante).

En el ciclo C1, la siembra se realizó el día 15-12-2014, las fechas de los diferentes muestreos se recogen en el siguiente cuadro (Cuadro 5.1.1.2.).

Cuadro 5.1.1.2. Fechas los muestreos realizados. Ciclo C1

DDT	Fecha medida
0	19-01-2015
7	26-01-2015
14	2-02-2015
21	9-02-2015
28	17-02-2015
35	23-02-2015
42	2-03-2015

En el ciclo C2, la siembra se realizó el día 20-02-2015. En el cuadro 5.1.1.3. se recogen las fechas de los diferentes muestreos.

Cuadro 5.1.1.3. Fechas los muestreos realizados. Ciclo C2

DDT	Fecha medida
0	24-03-2015
7	30-03-2015
14	7-04-2015
21	14-04-2015
28	21-04-2015
35	27-04-2015
42	4-05-2015

5.1.2. Parámetros estudiados

5.1.2.1. Determinación del color

El color se determinó empleando las coordenadas CIEL*a*b*, realizándose dos medidas de cada una de las hojas que posteriormente iban a ser utilizadas para la extracción de clorofilas. Posteriormente a partir de estas coordenadas se determinaron el ángulo *Hue* y el *Croma*, tal y como se explica en el apartado 2.1.4.1. del Capítulo 2.

5.1.2.2. Determinación del contenido en clorofilas

La concentración de clorofila se determinó tanto de manera indirecta con un medidor de clorofila SPAD-502 del mismo modelo y marca que el citado en el apartado 2.1.4.2. del Capítulo 2 como de manera directa mediante una extracción con acetonas.

5.1.2.2.1. Determinación indirecta

Se eliminaron 12 hojas de la parte externa de la planta y se escogieron, de la parte media, el número de hojas necesario para alcanzar un peso aproximado de 30g. (cantidad de muestra estimada para realizar la determinación de nitratos).

En la parte apical de cada una de las hojas se realizaron dos determinaciones de la concentración de clorofilas con el medidor SPAD-502.

Una vez realizadas las mediciones de los valores SPAD, la mitad de las hojas se empleó para determinar de manera directa el contenido de clorofilas, el color y la concentración de nitratos, y la otra mitad se colocó en una estufa a 65.5°C durante 48 horas para posteriormente triturarse con un molinillo eléctrico y determinar el contenido de nitrógeno total.

5.1.2.2.2. Extracción directa de clorofilas.

La determinación directa de clorofilas se realizó mediante espectrofotometría utilizando como disolvente acetona 80%, siguiendo el método explicado en el apartado 2.1.4.4. del Capítulo 2.

5.1.2.3. Análisis del contenido de nitratos.

El contenido de nitratos se obtuvo siguiendo la misma metodología explicada en el apartado 2.1.4.3. del Capítulo 2, empleando los nervios de las hojas usadas para la extracción de clorofilas.

5.1.2.4. Determinación de nitrógeno

El análisis del nitrógeno se realizó mediante el método convencional de Kjeldhal explicado en el apartado 2.1.4.5. del Capítulo 2.

5.1.3. Medida de la humedad relativa y la temperatura

Los valores de temperatura y humedad que se dieron en el invernadero en los dos ciclos de cultivo, se registraron a partir de sensores climáticos instalados en el mismo asociado al software de control de clima. Las gráficas obtenidas se recogen en el anejo de temperaturas (Figuras 11.13 y 11.14).

5.1.4. Análisis estadístico

Para la evolución de los diferentes parámetros medidos, los datos se sometieron a un análisis de la varianza, empleando para ello el programa Statgraphics Centurión XV, y mediante el test LSD ($p \leq 0.05$), se realizó la separación de las medias.

Para el cálculo de la matriz de correlaciones en cada uno de los ciclos se realizó un modelo de regresión simple entre los dos parámetros, empleando para ello el programa Statgraphics Centurión.

5.2.Resultados y discusión

5.2.1.Resultados ciclo C1

5.2.1.1.Evolución de los parámetros fisiológicos.

Se observó una influencia e.s. de la fecha de muestreo tanto en el contenido en “clorofila a” (Cla) como de “clorofila total” (Clt), obteniéndose los valores más elevados en el momento de la recolección ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Con todo en el caso de la Cla este valor no presentó diferencias e.s. respecto de los 14, 21 y 28 DDT y en el de la Clt, tampoco pudo constatararse respecto de los 21 DDT (Tabla 5.2.1.1, Figura 5.2.1.1.A., Figura 5.2.1.1.C.).

Con lo referente al contenido de “clorofila b” (Clb) no se observaron diferencias e.s. entre las diferentes fechas de muestreo (Figura 5.2.1.1.B.)

El contenido en carotenos se incrementó desde el momento del trasplante hasta los 42 DDT (recolección), en que se alcanzó el valor más elevado con diferencias e.s. respecto del resto de fechas salvo de los 21 DDT ($p \leq 0.05$) (Tabla 5.2.1.1.)(Figura 5.2.1.2.).

Tanto la luminosidad como el *Croma* presentaron los valores más elevados en el momento del trasplante sin diferencias e.s. respecto de los 14 y los 42 DDT en el caso de la

luminosidad y de los 14 DDT en el *Croma*, pero sí con el resto de muestreos ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$) (Tabla 5.2.1.2.) (Figura 5.2.1.4.A)(Figura 5.2.1.4.C)

El ángulo *Hue* se incrementó desde el momento del trasplante hasta los 42 DDT, donde se obtuvo el valor más alto con diferencias e.s. respecto del resto de muestreos ($p \leq 0.05$) (Tabla 5.2.1.4.B.).

Los valores SPAD resultaron más bajos en el momento del trasplante y se incrementaron hasta los 28 y los 35 DDT donde se tomaron las medidas más elevadas respecto del resto de fechas salvo de los 21 y los 42 DDT ($p \leq 0.05$) (Tabla 5.2.1.2.) (Figura 5.2.1.3.)

La mayor concentración de nitratos en las plantas se detectó a los 35 DDT, aunque estos valores no presentaron diferencias e.s. respecto de los 21, 28 y 42 DDT pero sí con el resto de muestreos ($p \leq 0.05$) (Tabla 5.2.1.3.) (Figura 5.2.1.5.).

El porcentaje de nitrógeno total se incrementó desde el trasplante hasta los 14 DDT en que se obtuvo el valor máximo, con diferencias e.s. respecto de las diferentes fechas de muestreo, salvo con los 21 DDT ($p \leq 0.05$). Por otro lado, el valor más bajo se observó el día del trasplante ($p \leq 0.05$), aunque sin diferencias e.s. respecto de los 42 DDT (Tabla 5.2.1.3.) (Figura 5.2.1.6.)

5.2.1.2. Correlaciones entre parámetros fisiológicos (Tabla 5.2.1.4).

Ha sido constatada la existencia de una relación lineal entre el ángulo *Hue* y el contenido en Cla y Clb, así como en Clt cuyas diferencias resultaron e.s. y positivas ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), mostrando los coeficientes de correlación más altos en el caso de la Cla y la Clt ($r = 0.785$; $r = 0.780$).

También resultó e.s. las relación lineal entre el *Croma* (C) y las clorofilas obtenidas mediante extracción (Cla, Clb y Clt) ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) aunque en este caso los coeficientes de correlación resultaron negativos, dándose los valores más elevados para la Cla y la Clt ($r = -0.733$; $r = 0.733$).

Por otro lado, se determinaron bajos coeficientes de correlación entre la luminosidad y el contenido en Cla, Clb y Clt, aunque la relación lineal fue e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$).

El contenido en carotenos presentó una relación lineal e.s. con todos los parámetros de color determinados, no obstante, los coeficientes de correlación sólo fueron altos en el caso del ángulo *Hue* y del *Croma* ($r = 0.735$; $r = -0.714$).

La relación lineal obtenida entre los valores SPAD y el contenido en Cla y Clt resultó e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) con elevados coeficientes de correlación ($r = 0.773$; $r = 0.776$),

mientras que la correlación entre este parámetro y la Clb, aunque e.s. ($p \leq 0.01$), fue baja ($r = 0.554$).

Los valores SPAD presentaron una elevada correlación e.s. con los parámetros de color ángulo *Hue* y *Croma* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), que resultó positiva en el primer caso y negativa en el segundo ($r = 0.824$, $r = -0.875$). En el caso de la luminosidad, la correlación, que también fue e.s. ($p \leq 0.01$), resultó más débil ($r = -0.726$).

Las correlaciones obtenidas entre el contenido de nitratos y la concentración de Cla y Clt no resultaron e.s. como tampoco lo fueron con el contenido en carotenos.

En cuanto los nitratos sólo presentaron una relación lineal e.s. con la luminosidad y el *Croma*, aunque presentaron bajos coeficientes de correlación ($r = -0.556$, $r = -0.561$).

La relación lineal obtenida entre los valores SPAD y el contenido de nitratos resultó e.s. ($p \leq 0.01$), sin embargo el coeficiente de correlación fue bajo ($r = 0.438$).

El nitrógeno no presentó una correlación e.s. con el contenido en clorofilas y carotenos ni con los valores SPAD.

Este parámetro presentó una relación lineal e.s. con los parámetros de color ángulo *Hue* y *Croma*, que resultó más elevada en el primero de los casos ($r = -0.726$) y débil en el segundo ($r = 0.511$) ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$).

En las siguientes tablas (5.2.1.1., 5.2.1.2., 5.2.1.3., 5.2.1.4.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 5.2.1.1. Evolución del contenido en clorofilas y carotenos. Ciclo C1

	Clorofilas*			Carotenos**
	Cl _a	Cl _b	Cl _t	
DDT				
0	0.76 c	0.19 -	0.96 c	1.27 c
7	0.82 bc	0.20 -	1.03 bc	1.41 bc
14	0.88 abc	0.20 -	1.08 bc	1.46 bc
21	0.94 ab	0.22 -	1.16 ab	1.58 ab
28	0.90 ab	0.21 -	1.12 bc	1.53 b
35	0.87 bc	0.22 -	1.10 bc	1.49 b
42	0.98 a	0.33 -	1.32 a	1.69 a

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor				
DDT (6)	32.6*	24.3 ^{ns}	37.0**	42.1**
Residual (35)	67.4	75.7	63.0	57.9
Desv. estándar	0.1	0.09	0.1	0.1

*mg clorofila · g⁻¹ materia fresca

***mg carotenos · g⁻¹ materia fresca

DDT: días después del trasplante

Tabla 5.2.1.2. Evolución de los parámetros de color y valores SPAD. Ciclo C1.

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
DDT				
0	51.54 a	122.0 d	40.44 a	23.96 c
7	48.80 ab	123.73 cd	35.71 ab	25.94 c
14	46.46 bc	124.65 bcd	31.74 bc	29.59 bc
21	43.95 c	127.28 b	27.08 cd	33.72 ab
28	43.83 c	127.65 b	25.25 de	36.96 a
35	44.65 c	126.78 bc	24.78 de	35.21 a
42	50.63 a	131.08 a	22.02 e	34.79 ab
Resumen ANOVA (gdl)		% suma de cuadrados		
Factor				
DDT (6)	65.3**	55.4**	71.8**	50.9**
Residual (35)	34.7	44.6	28.2	49.1
Desv. estándar	2.4	2.7	3.9	4.6

DDT: días después del trasplante

Tabla 5.2.1.3. Evolución de la concentración de nitratos y porcentaje de nitrógeno total. Ciclo 1.

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f. ⁻¹)	% Nitrógeno
DDT		
0	1138.02 c	3.38 d
7	1958.20 b	3.84 cd
14	1943.49 b	4.60 a
21	2235.04 ab	4.30 ab
28	2414.45 ab	3.97 bc
35	2740.03 a	4.02 bc
42	2232.75 ab	3.69 cd
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
DDT (6)	42.5**	54.1**
Residual (35)	57.5	45.9
Desv. estándar	546.8	0.3

DDT: días después del trasplante

m.f.: materia fresca

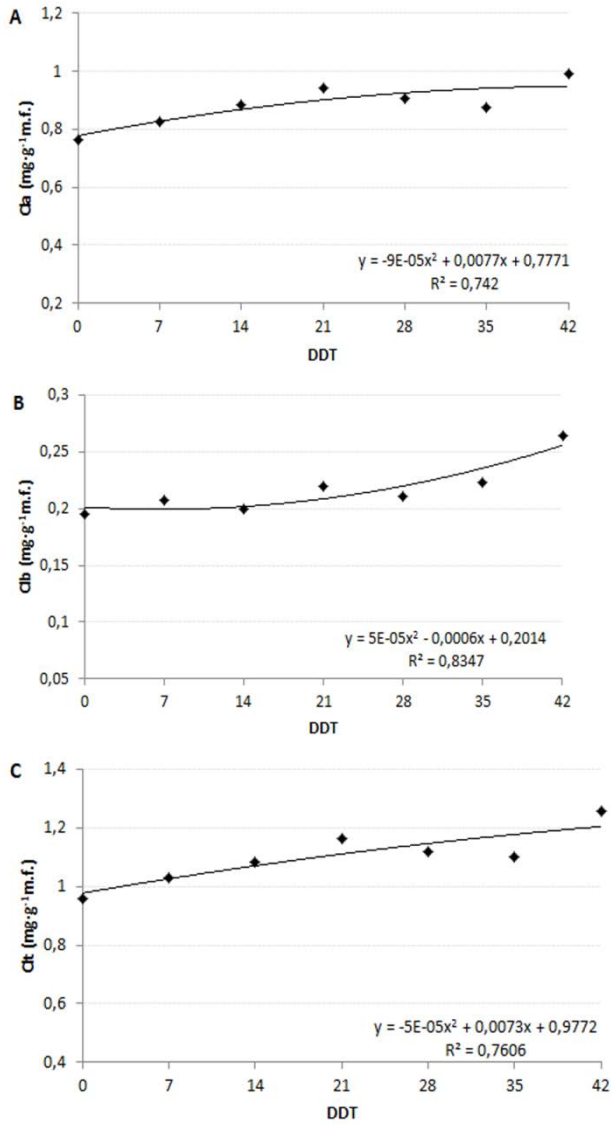


Figura 5.2.1.1. Cambios en el contenido en clorofila a, clorofila b y clorofila total durante el ciclo de cultivo. DDT: días después del trasplante.

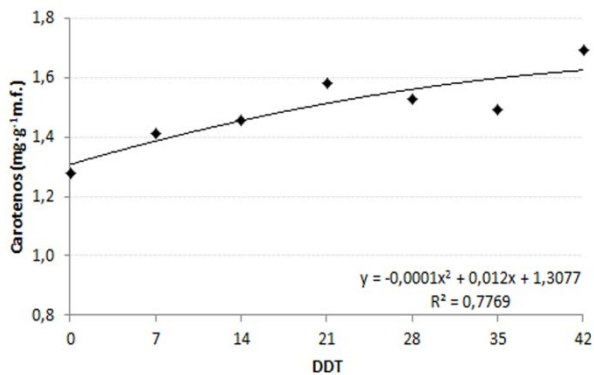


Figura 5.2.1.2. Cambios en el contenido en carotenos a lo largo del ciclo de cultivo. DDT: días después del trasplante

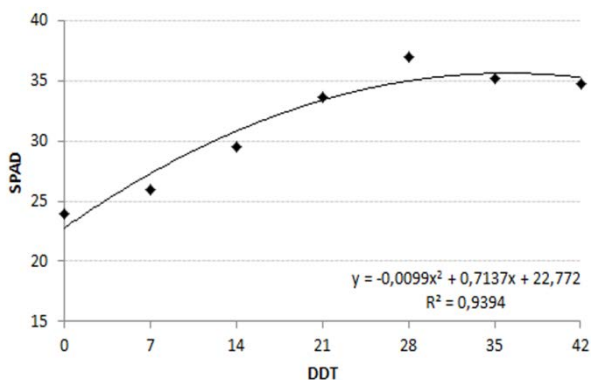


Figura 5.2.1.3. Cambios en los valores SPAD a lo largo del ciclo de cultivo. DDT: días después del trasplante

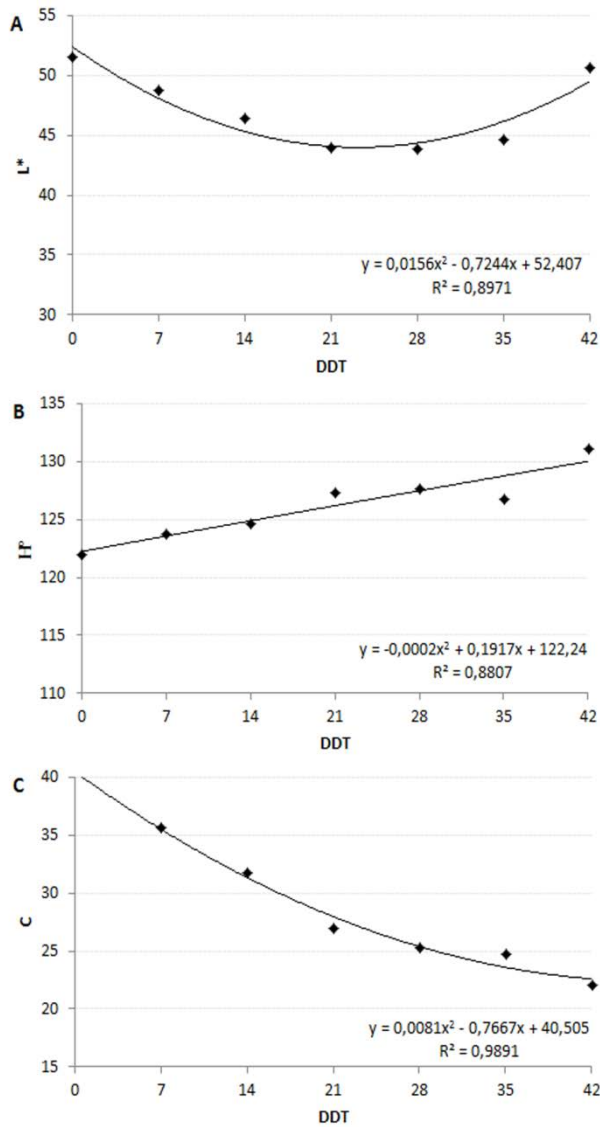


Figura 5.2.1.4. Cambios en la luminosidad, ángulo Hue ($^{\circ}H$) y Cromo (C) a lo largo del ciclo de cultivo. DDT: días después del trasplante.

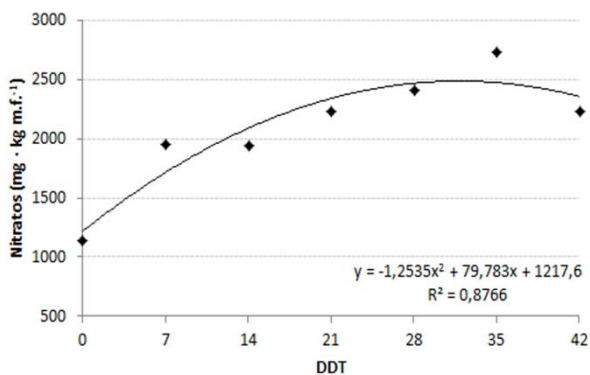


Figura 5.2.1.5. Cambios en el contenido de nitratos a lo largo del ciclo de cultivo. DDT: días después del trasplante.

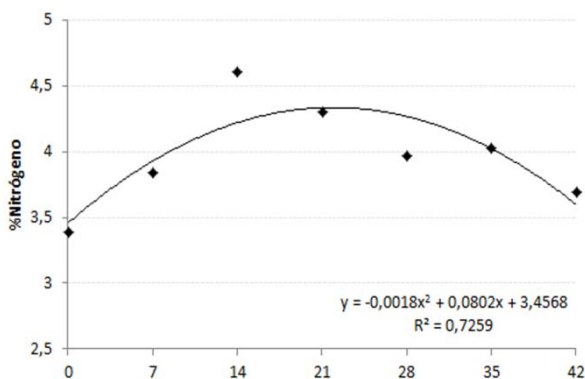


Figura 5.2.1.6. Cambios en el porcentaje de nitrógeno total a lo largo del ciclo de cultivo. DDT: días después del trasplante.

Tabla 5.2.1.4. Matriz de correlaciones ciclo C1

	Clb	Clt	Carot	L*	H°	C	SPAD	NO ₃ ⁻	N
Clb	0.814**	0.988**	0.965**	-0.347*	0.785**	-0.733**	0.773**	0.107 ^{ns}	-0.007 ^{ns}
Clb		0.890**	0.878**	-0.323*	0.643**	-0.625**	0.554**	0.338*	-0.277 ^{ns}
Clb			0.979**	-0.350*	0.780**	-0.733**	0.776**	0.238 ^{ns}	-0.044 ^{ns}
Carot				-0.521**	0.735**	-0.714**	0.747**	0.154 ^{ns}	-0.023 ^{ns}
L*					-0.316*	0.511**	-0.726**	-0.556**	-0.179 ^{ns}
H°						-0.875*	0.824**	0.299 ^{ns}	-0.726**
C							-0.875**	-0.561**	0.511**
SPAD								0.438**	-0.008 ^{ns}
NO ₃ ⁻									0.179 ^{ns}

5.2.2. Resultados ciclo C2

5.2.2.1. Evolución de los parámetros fisiológicos

Se observó un efecto significativo de la fecha de muestreo en los parámetros de color estudiados, de manera que los valores más elevados de la luminosidad se obtuvieron en el momento del trasplante y a los 42 DDT con diferencias e.s. respecto del resto de muestreos salvo de los 7 y los 35 DDT ($p \leq 0.05$) (Tabla 5.2.2.1.) (Figura 5.2.2.1.A.)

En relación con el ángulo *Hue*, los valores más bajos se obtuvieron al inicio del cultivo (trasplante y 7 DDT), sin diferencias e.s. respecto de la última fase (35 y 42 DDT), pero sí con el resto de muestreos ($p \leq 0.05$). El valor más alto se alcanzó a los 21 DDT con diferencias e.s. respecto del resto de fechas excepto con los 14 y los 28 DDT ($p \leq 0.05$) (Tabla 5.2.2.1.) (Figura 5.2.2.1.B.)

Por otro lado, el *Croma* alcanzó los valores más elevados en el momento del trasplante y a los 7 DDT con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$) (Tabla 5.2.2.1.) (Figura 5.2.2.1.C.).

A los 14 DDT se obtuvieron las medidas más elevadas del SPAD con diferencias e.s. respecto del inicio del trasplante y de los 7 y 35 DDT ($p \leq 0.05$).

En la fase inicial del cultivo (trasplante y 7 DDT), se observaron los valores más bajos, aunque sin diferencias e.s. respecto de las halladas en las tres últimas semanas del cultivo (28, 35 y 42 DDT) ($p \leq 0.05$) (Tabla 5.2.2.1.) (Figura 5.2.2.2.).

Las plantas presentaron una acumulación de nitratos más elevada a los 35 DDT, con diferencias e.s. respecto del día del trasplante en que el valor fue el más bajo ($p \leq 0.05$), mientras que el resto de muestreos presentaron valores intermedios entre estas dos fechas sin diferencias e.s. (Tabla 5.2.2.2.) (Figura 5.2.2.3.).

El mayor porcentaje de nitrógeno se determinó a los 14 DDT con diferencias e.s. respecto del resto de fechas salvo con el día del trasplante ($p \leq 0.05$). Por otro lado, el valor más bajo se obtuvo el día de la recolección 42 DDT ($p \leq 0.05$) (Tabla 5.2.2.2.) (Figura 5.2.2.4.).

5.2.2.2. Correlaciones entre parámetros fisiológicos (Tabla 5.2.2.3.)

Los valores SPAD presentaron una relación lineal e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) con elevados coeficientes de correlación con el ángulo *Hue* que resultó positivo ($r = 0.870$) y con el *Croma*, en este caso en sentido negativo ($r = -0.848$).

Las relación lineal obtenida entre los parámetros de color y la concentración de nitratos y el contenido de nitrógeno total no resultó e.s. en ninguno de los casos.

Por otro lado, la determinada entre el contenido de nitratos y el porcentaje de nitrógeno total, aunque resultó e.s. mostró un coeficiente de correlación lineal bajo ($r = -0.315$) ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (5.2.2.1., 5.2.2.2., 5.2.2.3) letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 5.2.2.1. Evolución de los parámetros de color y valores SPAD. Ciclo C2.

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
DDT				
0	51.55 a	125.2 d	34.78 a	27.74 c
7	49.57 ab	125.0 d	32.18 a	28.79 c
14	46.43 c	129.5 abc	23.63 b	37.76 a
21	46.63 c	131.6 a	21.04 b	36.03 ab
28	47.81 bc	130.5 ab	21.64 b	33.73 abc
35	49.35 ab	127.9 bcd	23.18 b	31.99 bc
42	50.13 a	126.6 cd	24.17 b	33.02 abc
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
DDT (6)	39.5**	42.6**	49.1**	30.8**
Residual (35)	60.5	57.4	50.9	69.2
Desv. estándar	2.2	2.9	4.7	4.8

DDT: días después del trasplante

Tabla 5.2.2.2. Evolución de la concentración de nitratos y del porcentaje de nitrógeno total. Ciclo C2.

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)	%Nitrógeno
DDT		
0	2302.54 b	3.82 ab
7	2925.32 ab	3.57 bc
14	2785.33 ab	4.11 a
21	2934.66 ab	3.79 b
28	3011.05 ab	3.50 cd
35	3411.17 a	3.31 d
42	3083.90 ab	3.00 e
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
DDT (6)	16.0**	65.2**
Residual (35)	84.0	34.8
Desv. estándar	682.7	0.4

DDT: días después del trasplante
m.f.: materia fresca

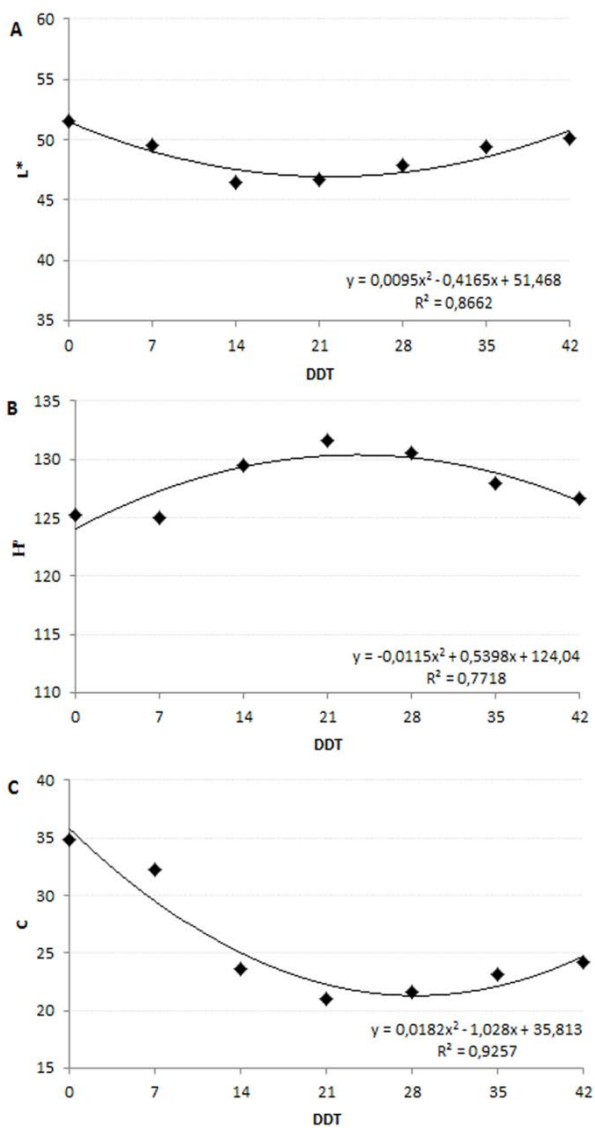


Figura 5.2.2.1. Cambios en la luminosidad, ángulo Hue (°H) y Croma (C) a lo largo del ciclo de cultivo. DDT: días después del trasplante.

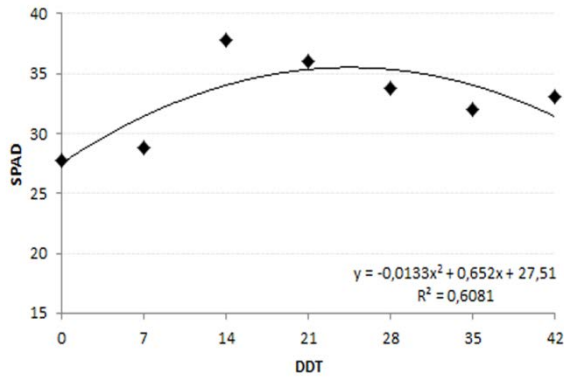


Figura 5.2.2.2. Cambios en los valores SPAD a lo largo del ciclo de cultivo. DDT: días después del trasplante

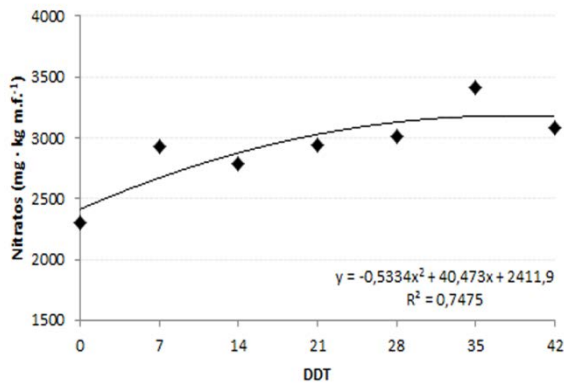


Figura 5.2.2.3. Cambios en el contenido de nitratos a lo largo del ciclo de cultivo. m.f.: materia fresca DDT: días después del trasplante.

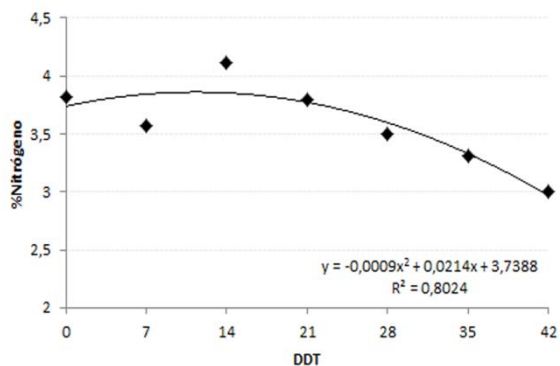


Figura 5.2.2.4. Cambios en el porcentaje de nitrógeno total a lo largo del ciclo de cultivo. DDT: días después del trasplante.

Tabla 5.2.2.3. Matriz de correlaciones C2

	H°	C	SPAD	NO₃⁻	N
L*	-0.725**	0.666**	-0.643**	-0.186 ^{ns}	-0.233 ^{ns}
H°		-0.901**	0.870**	0.070 ^{ns}	0.133 ^{ns}
C			-0.848**	-0.178 ^{ns}	0.092 ^{ns}
SPAD				-0.020 ^{ns}	0.105 ^{ns}
NO₃⁻					-0.315*

5.2.3. Discusión de los resultados

Los resultados del presente experimento mostraron la existencia de una correlación significativa entre la concentración de clorofila extraída mediante acetona y los valores obtenidos con el medidor portátil SPAD-502, si bien, fue más elevada en el caso de la Cla y la Clt.

Numerosos estudios ya habían constatado una fuerte relación entre la concentración de clorofila de las hojas y los valores SPAD en cultivos como el trigo, el tomate, el pimiento la lechuga o la albahaca, siendo baja para el caso de la Clb (Finnan *et al.*, 1997; Rodríguez *et al.*, 1998; Madeira *et al.*, 2003; León *et al.*, 2007; Ruíz-Espinoza *et al.*, 2010).

Estos resultados indicarían que el medidor SPAD-502 sería un método útil, en las condiciones del experimento, para estimar el contenido en clorofilas en las hojas de escarola, lo cual supondría una ventaja respecto del método tradicional puesto que se trata de un método directo, no destructivo y menos laborioso que la extracción mediante disolventes (Rodríguez *et al.*, 1998).

Las correlaciones observadas entre el contenido en clorofilas (obtenidas mediante extracción y valores SPAD) y la luminosidad (negativa) y el ángulo *Hue* (positiva), podrían indicar que las plantas con una mayor concentración de clorofilas presentarían unas hojas más oscuras con un color verde más intenso. Estos resultados corroborarían los obtenidos

en perejil y en rúcula en los cuales las correlaciones entre estos factores también resultaron e.s., aunque con coeficientes de correlación más elevados (Tuncay, 2011).

Tal y como habría sido observado anteriormente en pimiento y en lechuga, las correlaciones entre las lecturas SPAD y los parámetros de color resultaron significativas para el caso de la escarola, aunque en el caso de la luminosidad, a diferencia de lo obtenido en estos estudios, resultó ser muy baja (Madeira *et al.*, 2003; León *et al.*, 2007). Por tanto el colorímetro podría ser empleado en el cultivo de la escarola como un método indirecto para la estimación de las clorofilas en hoja.

La baja correlación obtenida en estos experimentos entre los parámetros de color y los valores SPAD con la concentración de nitratos, difiriría de los resultados obtenidos para el cultivo de la rúcula y el perejil, donde las correlaciones además de resultar significativas fueron elevadas (Tuncay, 2011).

No obstante, resultados similares fueron hallados para otros cultivos como la remolacha azucarera, el brócoli y para la escarola, en que las variaciones en el contenido de nitratos no correspondieron con diferencias en los valores SPAD, de manera que no se encontró una buena correlación entre estos parámetros (Sexton, Carroll, 2002; El-Shikha *et al.*, 2007; Carrión, 2011). Estos resultados podrían deberse a que cuando los nitratos se encuentran en exceso se acumulan en la vacuola

hasta que son asimilados por lo que no formarían parte de la molécula de clorofila (Parks *et al.*, 2012).

Por tanto, en las condiciones del experimento y para el cultivo de la escarola, el uso de colorímetros y del medidor SPAD-502 podría no ser recomendable para obtener una estimación de la concentración de nitratos en la planta.

En numerosos cultivos como el algodón, el trigo, la lechuga y la espinaca, los medidores SPAD-502 se han señalado como un método útil para determinar el contenido en nitrógeno total de la planta, dada a la elevada correlación obtenida entre los valores SPAD y el porcentaje de nitrógeno (Wood *et al.*, 1993; Fontes *et al.*, 1998; Liu *et al.*, 2006). En el caso de la escarola, a diferencia de lo expuesto anteriormente, los resultados obtenidos señalarían que no existe una correlación entre estos dos parámetros, lo cual también habría sido observado en otros cultivos como la zanahoria (Westerveld *et al.*, 2004).

Esta baja correlación podría deberse a las limitaciones establecidas por algunos autores en el empleo de estos medidores para estimar el contenido de nitrógeno de la planta, puesto que una elevada proporción del nitrógeno en las plantas se encontraría en forma de nitratos y no asociada a la molécula de clorofila (Dwyer *et al.*, 1995). Además, se ha observado que los medidores de clorofila son incapaces de estimar el contenido de nitrógeno, cuando su aporte excede el consumo de lujo, puesto que a pesar de que el contenido en nitrógeno de la planta

se incrementa, los valores SPAD se estabilizan (Blackmer, Schepers, 1995).

Por otro lado, varios autores han señalado que en muestras con un elevado contenido en nitratos, el método Kjeldahl no es un método útil para estimar el contenido en nitrógeno total, ya que parte de los nitratos puede ser reducido durante la digestión (Pace *et al.*, 1982; Jaroonchon *et al.*, 2010), lo cual podría explicar la escasa correlación hallada entre el contenido de nitratos y el nitrógeno total en el caso de la escarola.

En cuanto a la evolución de los diferentes parámetros fisiológicos el contenido en clorofilas y carotenos se incrementó a lo largo del ciclo desde el momento del trasplante hasta la recolección.

Por otro lado, el valor máximo de nitratos en las hojas se alcanzó a los 35 DDT aunque en ninguno de los ciclos estudiados superó los valores máximos establecidos por la UE para lechuga en las fechas en las que se realizó el experimento (DOUE, 2011).

Respecto del contenido de nitrógeno, el porcentaje alcanzó un pico a los 14 DDT, momento a partir del cual empezó a descender, lo cual podría indicar que las plantas en las fases iniciales del cultivo tienen una ratio de absorción del nitrógeno más elevada que en estados más tardíos, corroborando los resultados obtenidos en judía verde (Pessarakli, 1991).

5.3. Conclusiones del capítulo

- El medidor SPAD-502 es un método útil para determinar de manera indirecta y no destructiva el contenido en clorofilas en plantas de escarola.
- El colorímetro Cr-400 podría emplearse para estimar de manera indirecta la concentración de clorofilas en el cultivo de escarola.
- El medidor SPAD-502, no debería ser utilizado para estimar la concentración de nitratos ni el porcentaje de nitrógeno total, en las condiciones de estos experimentos, para el cultivo de la escarola.
- El contenido de nitratos en la planta se incrementa desde el momento del trasplante hasta la recolección.
- En ninguno de los ciclos estudiados las concentraciones de nitratos superaron el máximo establecido por la UE.

Capítulo 6

Efecto de la modificación de la ratio NO_3^- : NH_4^+ en la acumulación de nitratos e incidencia de fisiopatías.

6. EFECTO DE LA MODIFICACIÓN DE LA RATIO NO₃⁻: NH₄⁺ EN LA ACUMULACIÓN DE NITRATOS E INCIDENCIA DE FISIOPATÍAS

6.1. Material y métodos

6.1.1. Características comunes

Los experimentos se realizaron bajo un invernadero perteneciente al Departamento de Producción Vegetal de las mismas características que las explicadas en apartado 2.1.1. del Capítulo 2 empleando en todos ellos el cultivar de escarola de hoja ancha ‘Cuartana’.

6.1.2. Experimento del año 2015

Se llevaron a cabo dos ciclos de cultivo, cuya siembra y plantación en invernadero se realizaron de la misma manera que la explicada en apartado 2.1.1. del Capítulo 2.



Fotografía 6.1. Plantación en invernadero

Las fechas de siembra, trasplante y recolección de cada uno de los ciclos se recogen en el siguiente cuadro (Cuadro 6.1.2.1.)

Cuadro 6.1.2.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en cada ciclo

Ciclo	Siembra	Trasplante	Recolección
C1	12-02-2015	10-03-2015	28-04-2015
C2	01-04-2015	29-04-2015	9-06-2015

Se aportaron tres soluciones nutritivas (cuya composición se recoge en la cuadro 6.1.2.2.) en las cuáles se modificó la concentración de NO_3^- y NH_4^+ aportado, manteniendo en todas ellas una concentración de nitrógeno constante de $13 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$.

Cuadro 6.1.2.2. Composición de las soluciones nutritivas ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$)

Solución	NO_3^-	H_2PO_4	SO_4^{2-}	HCO_3^-	Cl^-	NH_4^+	K^+	Ca^{2+}	Mg^{2+}	Na^+	CE ($\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$)
A0	13.00	1.20	2.80	0.50	2.80	0.00	7.00	3.25	4.15	1.30	2.31
A5	12.35	1.20	2.80	0.50	2.80	0.65	7.00	3.25	3.50	1.30	2.25
A10	11.70	1.20	2.80	0.50	2.80	1.30	7.00	3.25	2.85	1.30	2.18

Así pues, en la solución A0 todo el nitrógeno se aportó en forma nítrica, en la solución A5 un 5% del nitrógeno total se aportó en forma amoniacal y en la solución A10 este porcentaje se incrementó hasta el 10%.

El aporte de la solución nutritiva se realizó mediante fertirrigación, con un sistema de riego de alta frecuencia de las mismas características que el explicado en el apartado 2.1.1. del Capítulo 2.

6.1.2.1. Diseño experimental

Producción

Las plantas destinadas a valorar la incidencia de fisopatías y la producción se recolectaron a los 42 DDT (días después del trasplante).

Para ello se realizó un diseño completamente aleatorizado, compuesto por 3 soluciones nutritivas, 4 u.r. (unidad de repetición) y 5 plantas por u.r. Empleando en total 12 u.r. y 60 plantas.

Evolución de los parámetros fisiológicos

Para evaluar la evolución de los diferentes parámetros fisiológicos estudiados se estableció un diseño completamente aleatorizado, compuesto por 3 soluciones nutritivas, 3 muestreos (correspondientes a los 14, 28 y 42 DDT puesto que en el trasplante las plantas se muestrearon del semillero), 3 u.r. y 5 plantas por u.r.

El experimento estuvo formado por 27 u.r. y 135 plantas.

El número de plantas muestreadas el día de trasplante se determinó en función del peso fresco de las plantas en ese momento, teniendo en cuenta la cantidad mínima de material necesario para poder realizar los diferentes análisis.

6.1.2.2. Fechas de muestreos

En cada uno de los ciclos, se realizaron muestreos cada 14 días desde el momento del trasplante y hasta los 42 DDT (momento de la recolección) con el fin de observar la evolución de distintos parámetros fisiológicos (SPAD, nitratos, nitrógeno, fósforo y tasa de crecimiento), cuyas fechas se encuentran recogidas en el siguiente cuadro (cuadro 6.1.2.3):

Cuadro 6.1.2.3. Fechas de muestreos

Ciclo	DDT	Fecha medida
C1	0	10-03-2015
	14	23-03-2015
	28	22-03-2015
	42	28-04-2015
C2	0	29-04-2015
	14	13-05-2015
	28	27-05-2015
	42	15-06-2015

6.1.3. Experimentos campaña 2015-2016

Este experimento se realizó en dos ciclos de cultivo, cuyas fechas de siembra, trasplante y recolección se recogen en el siguiente cuadro (Cuadro 6.1.3.1.)

Cuadro 6.1.3.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en cada ciclo

Ciclo	Siembra	Trasplante	Recolección
C1	14-08-2015	14-09-2015	26-10-2015
C2	30-11-2015	11-01-2016	22-02-2016

La plantación se realizó en botes de plástico de una capacidad de 2.35 L. que se rellenaron con tres soluciones nutritivas A0, A10, A20 (fotografía 6.2.).



Fotografía 6.2. Cultivo en botes de plástico

La cantidad de nitrógeno aportado en las tres soluciones fue constante ($13 \text{ mmol} \cdot \text{L}^{-1}$) y en cada una de ellas se modificó

el porcentaje de amonio aplicado. En la solución A0 todo el nitrógeno se aplicó en forma de nitrato, en la solución A10 un 10% se aplicó en forma amónica mientras que en la solución A20 esta forma representó un 20% del nitrógeno total. La composición de las soluciones nutritivas se recoge en el siguiente cuadro (Cuadro 6.1.3.2.).

Cuadro 6.1.3.2. Composición de las soluciones nutritivas (mmol·L⁻¹)

Solución	NO ₃ ⁻	H ₂ PO ₄	SO ₄ ²⁻	HCO ₃ ⁻	Cl ⁻	NH ₄ ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Na ⁺	CE (ds·m ⁻¹)
A0	13.00	1.20	2.80	0.50	2.80	0.00	7.00	3.25	4.15	1.30	2.31
A10	11.70	1.20	2.80	0.50	2.80	1.30	7.00	3.25	2.85	1.30	2.18
A20	10.40	1.20	2.80	0.50	2.80	2.60	6.35	3.06	2.20	1.30	2.12

El aporte de solución nutritiva se realizó mediante un gotero introducido en el bote, aplicando un caudal de 2.2 L·h⁻¹. Diariamente, se determinó el volumen extraído por la planta el día anterior y se ajustaba el riego para que durante la mañana se aplicara el volumen necesario para completar lo extraído.

Una vez por semana se reemplazó la solución nutritiva de cada uno de los recipientes para evitar problemas de salinidad, por otro lado, se introdujo a cada uno de ellos un tubo conectado a un compresor con el fin de oxigenar la solución nutritiva y las raíces.

6.1.3.1. Diseño experimental

Producción

El diseño experimental estuvo formado por 3 soluciones nutritivas, 2 u.r. y 4 plantas por cada u.r., empleando un total de 6 u.r. y 24 plantas.

Evolución de los parámetros fisiológicos

Este apartado del experimento estuvo formado por 3 soluciones nutritivas, 3 muestreos (14,28,42 DDT), 3 u.r. y 2 plantas por cada u.r., empleando un total de 27 u.r. y 54 plantas.

El día del trasplante se muestrearon las plantas necesarias para realizar todos los análisis en función del peso fresco de una planta.

6.1.3.2. Fechas muestreos

En cada uno de los ciclos, se realizaron muestreos cada 14 días desde el día del trasplante y hasta los 42 DDT (momento de la recolección) con el fin de observar la evolución de distintos parámetros (SPAD, nitratos, nitrógeno, fósforo y tasa de crecimiento), cuyas fechas se encuentran recogidas en el siguiente cuadro (Cuadro 6.1.3.3.):

Cuadro 6.1.3.3. Fechas de muestreos

Ciclo	DDT	Fecha medida
C1	0	14-09-2015
	14	28-09-2015
	28	13-10-2015
	42	26-10-2015
C2	0	11-01-2016
	14	25-01-2016
	28	08-02-2016
	42	22-02-2016

6.1.4. Experimento del año 2016 en cámara climática.

Este experimento se llevó a cabo en una cámara de cultivo, Climatronic, con control de fotoperiodo, temperatura y humedad perteneciente al Departamento de Producción Vegetal (fotografía 6.3.).



Fotografía 6.3. Cámara de cultivo

La siembra se realizó en invernadero en bandejas de poliestireno empleando como sustrato una mezcla de fibra de coco (60%) y sustrato comercial (40%).

El día del trasplante las plantas se colocaron en macetas de 1.250 L rellenas con fibra de coco y se colocaron en la cámara de cultivo.

Se realizaron tres ciclos de cultivo, cada uno de ellos de 28 días en los que se mantuvo una temperatura nocturna de 15°C y un fotoperiodo de 12h, aportándose iluminación desde las 7.00 hasta las 19.00 horas con tubos fluorescentes de luz blanca y fría, de 15.000 luxes. La temperatura diurna se modificó en función del ciclo, siendo en el primer ciclo de 18°C, en el segundo de 21°C y en el tercero de 24°C. La humedad relativa se estableció en 85%.

Las fechas de siembra, trasplante y recolección se recogen en el cuadro 6.1.4.1.

Cuadro 6.1.4.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección en los diferentes ciclos

Tª diurna	Siembra	Trasplante	14 DDT	28 DDT
18°C	03-03-2016	29-03-2016	12-04-2016	27-04-2016
21°C	30-03-2016	27-04-2016	11-05-2016	25-05-2016
24°C	23-05-2016	27-06-2016	12-07-2016	26-07-2016

Se aportaron dos soluciones nutritivas todas ellas con el mismo contenido en nitrógeno total ($13 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$) en las cuáles se modificó la concentración de NO_3^- y NH_4^+ y cuya composición se recoge en el cuadro 6.1.4.2.

Cuadro 6.1.4.2. Composición de las soluciones nutritivas ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$)

Solución	NO_3^-	H_2PO_4	SO_4^{2-}	HCO_3^-	Cl^-	NH_4^+	K^+	Ca^{2+}	Mg^{2+}	Na^+	CE ($\text{ds}\cdot\text{m}^{-1}$)
A0	13.00	1.20	2.80	0.50	2.80	0.00	7.00	3.25	4.15	1.30	2.31
A20	10.40	1.20	2.80	0.50	2.80	2.60	6.35	3.06	2.20	1.30	2.12

El riego se realizó de forma manual, aportando con una probeta el caudal necesario para que las plantas drenaran.

6.1.4.1. Diseño experimental

El diseño experimental estuvo formado por 2 soluciones nutritivas, 2 muestreos (14,28 DDT), 3 u.r. y 2 plantas por cada u.r., empleando un total de 12 u.r. y 24 plantas.

6.1.4.2. Fechas de muestreos

Se realizaron muestreos a los 14 DDT y en el momento de la recolección (28 DDT), en los que se midieron diferentes parámetros fisiológicos (parámetros de color, SPAD, nitratos, actividad enzima nitrato reductasa y contenido en nitrógeno total). A diferencia de los anteriores experimentos en el momento de la recolección no se determinó la producción

comercial ni la incidencia de fisiopatías. Las fechas de muestreo se encuentran recogidas en el cuadro 6.1.4.3.

Cuadro 6.1.4.3. Fechas de muestreos

Temperatura	DDT	Fecha medida
15/18°C	0	29-03-2016
	14	12-04-2016
	28	27-04-2016
15/21°C	0	27-04-2016
	14	11-05-2015
	28	25-05-2016
15/24°C	0	27-06-2016
	14	12-07-2016
	28	26-07-2016

6.1.5. Parámetros estudiados

6.1.5.1. SPAD, parámetros de color y contenido de nitratos

En cada uno de los muestreos se analizó el contenido en clorofilas (medidas SPAD), parámetros de color y contenido de nitratos siguiendo la misma metodología que en el apartado 2.1.4. del Capítulo 2.

Para la evaluación de estos parámetros se emplearon las mismas hojas, escogiendo material sano (eliminando las doce primeras hojas) hasta alcanzar un peso de 30 g. (peso estimado para la determinación de los nitratos).

En cada hoja se realizaron dos determinaciones del SPAD y dos medidas de color.

6.1.5.2. Evaluación de la producción e incidencia de fisiopatías.

En el momento de la recolección, en los experimentos del año 2015 y los de la campaña 2015-2016 se procedió a determinar la incidencia de fisiopatías y la producción comercial de la misma manera que la explicada en el apartado 3.1.4.2. en el Capítulo 3.

6.1.5.3. Determinación de macronutrientes.

Para la determinación tanto del nitrógeno como del fósforo se empleó la parte aérea de las plantas, secándose en una estufa durante 48 h a una temperatura de 65.5°C. Posteriormente las muestras se trituraron con un molinillo.

6.1.5.3.1. Determinación de nitrógeno

Se empleó el método Kjeldahl explicado en apartado 2.1.4.5. del Capítulo 2.

6.1.5.3.2. Determinación de fósforo

Material

- Molinillo analítico marca IKA, modelo A-10.
- Hornillo eléctrico marca Selecta, modelo 420.
- Horno de mufla marca Heron, serie 74.
- Balanza de precisión marca Mettler Toledo, modelo AG204
- Embudos de vidrio

- Matraces de vidrio de 100 mL
- Botellas de polietileno de 100 mL
- Espectrofotómetro Digital Ultraviolet CE 1021.
- Ácido nítrico concentrado ($d = 1.4 \text{ g cm}^{-3}$).
- Disolución patrón de fósforo de 1000 mg L^{-1} de P.
- Reactivo nitrovanadomolibdato, obtenido a partir de las disoluciones A y B.
 - Vanadato de amonio (disolución B) y molibdato de amonio (disolución A).

Método

Las muestras se prepararon según los métodos oficiales de análisis para plantas (AOAC, 1990).

Se tomaron muestras exentas de contaminaciones del material seco ya pesado, y se trituraron con el molinillo de aspas metálicas hasta reducirlas a un polvo fino. Posteriormente, se introdujeron en un recipiente de cierre hermético, para su almacenamiento en un lugar seco a la espera de la realización de los análisis.

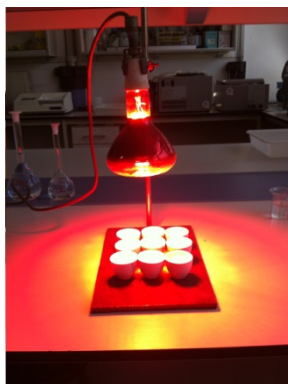
La determinación del fósforo precisó que las muestras estuvieran mineralizadas. Para ello, de cada muestra, se pesaron 0.2 g del material molido, introduciéndolos posteriormente, en crisoles de porcelana (fotografía 6.4.), que fueron llevados al hornillo eléctrico para producir una rápida combustión (en la cual se apreciaba una gran formación de humos que eran

evacuados por la campana extractora), con la que se destruyó la materia orgánica. El proceso se daba por concluido cuando la emisión de humos cesaba. A continuación, los crisoles se colocaban en el horno de mufla, en el que las muestras fueron incineradas al someterse a una temperatura de 550°C durante 5 horas y 30 minutos. Las muestras se retiraban tras dejar que se enfriaran. De este proceso resultaban unas cenizas, generalmente blancas.

A las cenizas se les añadieron 4 gotas de HCl 0.1 N, agitándose la mezcla con una varilla o moviendo los crisoles, tras lo cual se situaron bajo una lámpara de infrarrojos hasta que la mezcla de cenizas y HCl se secaba. (fotografía 6.5.) A continuación, se les aplicaron con micropipeta, 5 mL de HCl 2 N, agitando nuevamente la mezcla. El contenido de los crisoles se introdujo en un matraz de 100 mL haciéndolo pasar por un filtro exento de cenizas dispuesto sobre un embudo de vidrio, enjuagándose el crisol varias veces con agua destilada. El filtrado fue enrasado con agua destilada a 100 mL, obteniendo de esta forma lo que llamamos extracto clorhídrico, que se guardó en botellas de polietileno de 100 mL convenientemente rotuladas, las cuales se conservaron a una temperatura de 8°C.



Fotografía 6.4.
Muestra en los crisoles



Fotografía 6.5.
Lámpara de infrarrojos

La determinación del fósforo se realizó por espectrofotometría, ya que en solución ácida y en presencia de iones Mo^{6+} y V^{5+} , el ácido fosfórico da un complejo de color amarillo de fosfomolibdovanadato, cuya absorbancia se mide espectrofotométricamente a 430 nm.

La disolución A, se obtuvo disolviendo 25 g de molibdato amónico en 0.4 L de agua destilada.

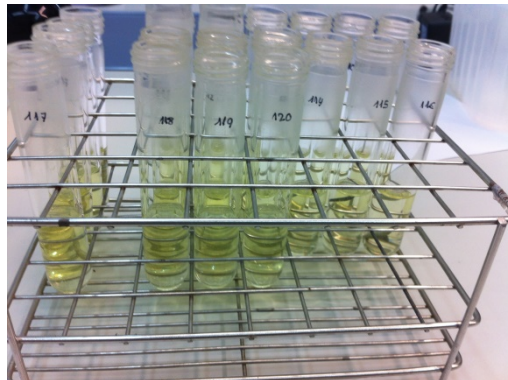
La disolución B, se obtuvo disolviendo 1.25 g de metavanadato amónico en 0.3 L de agua destilada caliente, se dejó enfriar y se añadieron en 0.250 L de ácido nítrico concentrado, enfriándose de nuevo a temperatura ambiente.

El reactivo nitrovanadomolibdato se obtuvo finalmente vertiendo la disolución A en la disolución B y diluyendo con

agua destilada hasta 1 L. Este reactivo debe mantenerse en la oscuridad.

Para preparar los patrones, se partió de la disolución patrón de 1000 mg L^{-1} de P, de la que se tomaron 10 mL que se aforaron en un matraz de 100 mL con agua destilada, con lo que se obtuvo una nueva disolución patrón de 100 mg L^{-1} de P. A continuación, en ocho matraces de 0.05 L se añadieron 0, 0.1, 0.25, 0.5, 0.75, 1, 2 y 3 mL de la disolución patrón y 10 mL del reactivo nitrovanadomolibdato, aforando la solución con agua destilada. De esta manera se obtuvieron patrones de 0, 0.2, 0.5, 1, 1.5, 2, 4 y 6 mg L^{-1} de P.

Para preparar las muestras, en un tubo de ensayo se vertieron 1 mL del extracto clorhídrico, 0.001 L del reactivo nitrovanadomolibdato y 3 mL de agua destilada (fotografía 6.6.).



Fotografía. 6.6. Determinación de fósforo colorimetría

Una vez preparados los patrones y las muestras, se esperó una hora antes de leer en el espectrofotómetro a 430 nm.

Los valores del porcentaje de P en la materia seca de las plantas se obtuvieron de la siguiente forma:

$$\% M = (V_D * n) / (V_M * P_M * 100)$$

donde: % M = % de macronutriente sobre materia seca, V_D = Volumen de la disolución (mL), n = lectura del espectrofotómetro (mg L^{-1}), V_M = Volumen de la muestra tomado (mL), P_M = Peso de la muestra mineralizada (g).

6.1.5.4. Determinación de la enzima nitrato-reductasa

La actividad de la enzima nitrato reductasa siguiendo el método desarrollado por Calatayud *et al.*, 2007 para el cultivo de la rosa, realizando algunas modificaciones para la escarola.

El material empleado fue el siguiente:

- Tampón fosfato
- Fosfato monobásico
- Fosfato dibásico
- N-propanol
- Nitrato potásico
- Curva patrón con KNO_2
- Sulfanilamida
- Ácido clorhídrico (HCl)

- NNEDA
- Tubos de plástico
- Hielo
- 2 baños termostatzados: 100°C y 30°C.
- Espectrofotómetro

Método

El día anterior a realizar el ensayo se preparon los reactivos (tampón fosfato, NNEDA, sulfanilamida), teniendo en cuenta el número de muestras total y se rotularon los tubos necesarios.

1. Preparación del Tampón

Las necesidades de tampón por muestra son 10 mL.

Para preparar el tampón se necesita:

- Tampón fosfato 100 mM (pH= 7.5)
- 100 mM KNO₃
- 1% (v/v), n- propanol

Preparación del tampón fosfato 100 mM:

Para la preparación del tampón fosfato, primero se deben de pesar por separado el fosfato dibasico y el fosfato monobásico. Dependiendo del número de muestras que se vayan a medir, la cantidad a pesar se determina de la siguiente manera:

- Fosfato dibásico (pm= 174.18)

$$100 \cdot 10^{-3} = (\text{g}/174.18) / V^* \text{ (l)}$$

- Fosfato monobásico (pm=136.09)

$$100 \cdot 10^{-3} = (\text{g}/136.09) / V^* \text{ (l)}$$

V*: Corresponde al volumen total de tampón que hay que emplear, teniendo en cuenta que para cada muestra es necesario 10 mL de tampón se multiplicará esta cantidad para el número total de muestras. Ambos reactivos se enrasar hasta el volumen correspondiente empleando agua MQ.

Una vez pesados verter el fosfato dibásico en un recipiente y medir el pH, añadir fosfato monobásico hasta que el pH alcanza un valor de 7.5, y enrasar en un matraz con agua MQ al volumen determinado.

Pesar el KNO_3 y disolver con la mezcla preparada anteriormente, agitando hasta que queda bien disuelto.

La cantidad necesaria de KNO_3 , se calcula aplicando la siguiente fórmula:

- KNO_3 (pm=101.1)

$$100 \cdot 10^{-3} = (\text{g}/101.10) / V^* \text{ (l)}$$

Por último añadir el n-propanol. La cantidad necesaria que hay que pipetear se calculará de la siguiente forma:

- (v/v) n-propanol. 1 % (v/v).

100 mL ----- 1 mL

V* (mL) ----- x (mL que hay que pipetear)

V*: Corresponde al volumen total de tampón que hay que emplear, teniendo en cuenta que para cada muestra es necesario 10 mL de tampón se multiplicará esta cantidad para el número total de muestras.

El volumen correspondiente de n-propanol se añade al tampón preparado anteriormente.

2. Preparación de la sulfanilamida: 1 % (m/v) disuelta en HCl 1.5 N

El volumen necesario de sulfanilamida, se calculará multiplicando 2 mL (volumen necesario por cada muestra), por el número total de muestras.

La cantidad de HCl 1.5 N que se debe de añadir se calcula teniendo en cuenta que en una botella de HCl (37%), la normalidad es de 12.065 N, el peso molecular es 36.46 y tiene una $\rho = 1.19 \text{ g/cm}^3$.

$$\begin{array}{l} 100L \text{ --- } 37 L \text{ HCl} \\ 1 L \text{ --- } X \end{array}$$

$$X = 0.37 L \text{ HCl}$$

$$\rho = \frac{m}{v} \quad 1.19 = \frac{m}{0.37} \quad m = 0.44 \text{ kg HCl}$$

$$M = N = \frac{n}{V} \quad N = \frac{440 \text{ g HCl}/36.46}{1 \text{ L}} \quad N = 12.068$$

$$V_1 \cdot N_1 = V_2 \cdot N_2$$

$$V_1 \cdot 12.068 = V_2 \cdot 1.5$$

Siendo:

$$V_1 = \text{ml HCl}$$

$$V_2 = \text{volumen necesario de sulfanilamida}$$

La cantidad de sulfanilamida que hay que pesar será el resultado de la siguiente ecuación:

$$1 \% = 0.01 = \frac{m \text{ (g)}}{V \text{ total sulfanilamida (mL)}}$$

Una vez pesada la sulfanilamida, se le añadirá, en la campana extractora, el HCl y se enrasará con agua MQ hasta el volumen necesario.

3. Preparación del NNEDA: 0.02 % (m/v) disuelta en HCl 0.2 N

El volumen a añadir de NNEDA en cada muestra son 2 mL.

El cálculo de la cantidad de HCl necesaria se obtendrá de manera análoga al explicado anteriormente, modificando la normalidad.

$$V_1 \cdot N_1 = V_2 \cdot N_2$$

$$V_1 \cdot 12.068 = V_2 \cdot 0.02$$

Siendo:

$$V_1 = \text{ml HCl}$$

$$V_2 = \text{volumen necesario de NNEDA}$$

La cantidad de NNEDA que hay que pesar será el resultado de la siguiente ecuación:

$$0.02\% = 0.0002 = \frac{m (g)}{V \text{ total NNEDA (mL)}}$$

Como en el caso de la sulfanilamida, una vez pesada la cantidad de NNEDA necesaria, se le añadirá el ácido (en campana extractora) y se enrasará al volumen requerido con agua MQ.

4. Curva patrón con KNO₂

Preparar 10 mL de una solución 25 mM KNO₂ (solución madre): 0.2127 g de KNO₂ y aforar con H₂O MQ a 100 mL

Preparar 100 mL de una solución 25 μM KNO₂

$$V_1 \times 25 \cdot 10^{-3} \text{M} = 100 \cdot 10^{-3} \times 25 \cdot 10^{-3} \text{M}$$

V1= 100 μ L de solución 25 mM y aforar con H₂O a 100 mL

5. Rotulación de tubos y preparación de hielo (Día previo)

Rotular los tubos de la siguiente forma:

Curva patrón: del 0 al 6 (7 tubos)

T60: del 1 hasta n (número de muestras)

T'60: del 1 hasta n (número de muestras)

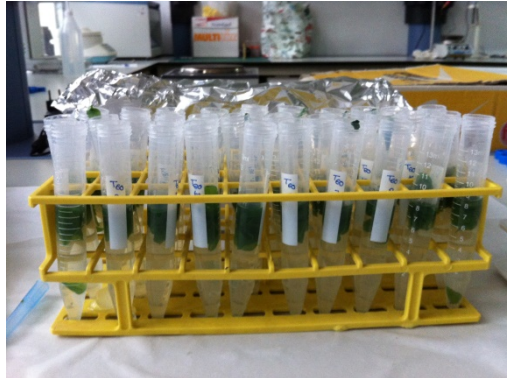
T0: del 1 hasta n (número de muestras)

Metodología

Trabajar en la oscuridad

Con un sacabocados se extraen pequeños discos de los limbos (sin coger muestras del nervio central) y pesar 0.5 g de muestra en cada uno de los tubos T60 (modificación respecto de los 0.2 g empleados por Calatayud *et al.*, 2007)

Añadir a cada tubo T60 10 mL de tampón (fotografía 6.7.)



Fotografía 6.7. Discos de los limbos con solución tampón.

Extraer con pipeta 1 mL de cada tubo T60 y ponerlo en los tubos T0

Colocar los tubos T0 en un baño a 100°C durante 5 min. Una vez transcurrido este tiempo dejar los tubos en hielo para enfriar.

Al mismo tiempo colocar los tubos T60 en un baño a 30°C durante 1 hora, pasado este tiempo, colocar los tubos en el baño de 100°C durante 5 min y dejar enfriar en hielo.

Pipetear 1 mL de cada tubo T60 y poner en los tubos T'60.

Preparar un tubo de blanco con 10 mL de tampón

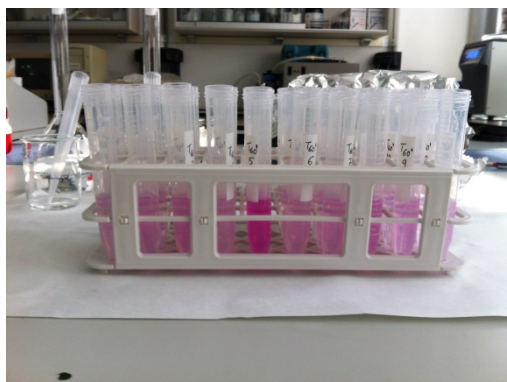
Preparar tubos curva patrón

Tubo	NmolNO ₂	mL KNO ₂	Tampón (mL)
0	0	0	10
1	25	1	9
2	50	2	8
3	100	4	6
4	150	6	4
5	200	8	2
6	250	10	0

Añadir a todos los tubos (incluidos curva patrón)
(fotografía 6.8.):

2 mL sulfanilamida

2 mL NNEDA



Fotografía 6.8. Determinación actividad de la enzima nitrato reductasa

Agitar, esperar un poco y medir con el espectrofotómetro
a 540 nm

Realizar la curva patrón e interpolar los valores de la absorción.

6.1.6.Determinación de la tasa relativa de crecimiento.

Para determinar la tasa relativa de crecimiento (TRC) se emplearon las mismas plantas usadas para la determinación de nitrógeno y fósforo en cada uno de los muestreos y para cada solución.

De cada una de ellas se anotó el peso fresco (g) y se colocaron en una estufa durante 48 horas a una temperatura de 65.5°C, posteriormente se anotó el peso seco y se aplicó la siguiente fórmula:

$$TRC (g \cdot g^{-1} \cdot d^{-1}) = \frac{\ln(Ps ddt_2 - Ps ddt_1)}{ddt_2 - ddt_1}$$

Siendo:

P_s : peso seco

ddt = días después del trasplante

6.1.7.Determinación del índice de área foliar (IAF)

El índice de área foliar se determinó de las mismas plantas en las que se obtuvo la tasa de crecimiento empleando un medidor de área LI-COR modelo LI-3000 A.



Fotografía 6.9. Medidor de área foliar

A partir de los datos de área foliar obtenidos con el medidor, se calculó el índice de área foliar (IAF) empleando la siguiente fórmula:

$$IAF = \frac{AF_2 - AF_1}{T_2 - T_1} \cdot \frac{1}{C}$$

Siendo:

AF= área foliar

C (cobertura de la planta) = $\pi \cdot r^2$

6.1.8. Medida del pH y la conductividad eléctrica (CE)

En el experimento del año 2015 se midió semanalmente el pH y la CE (dS/m) de una muestra del drenaje obtenido de cada una de las soluciones nutritivas.

Para la medida del pH se empleó un pHmetro modelo Mettler Toledo Seven easy y para la CE un conductímetro modelo Mettler Toledo. Seven easy.



Fotografía 6.10. Medidor de pH



Fotografía 6.11. Conductímetro

En la figura 6.1.1. se representa la evolución del pH y la conductividad a lo largo del experimento del año 2015.

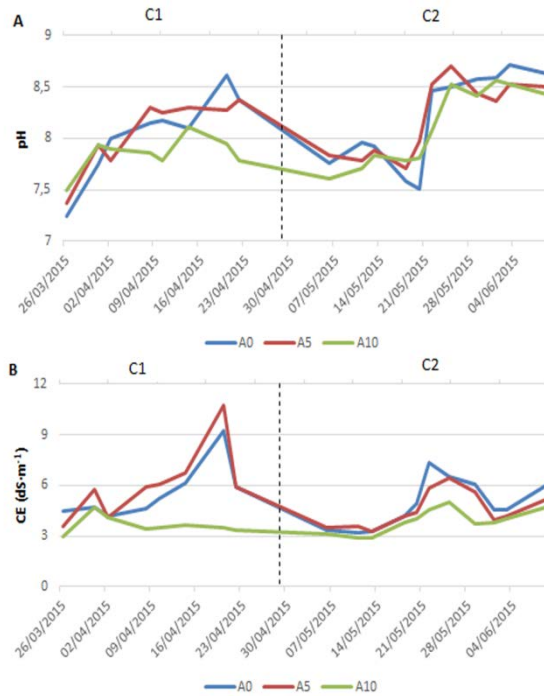


Figura 6.1.1. Evolución del pH (A) y la CE (dS·m⁻¹) a lo largo del experimento del año 2015

6.1.9. Datos meteorológicos

Las gráficas donde se recogen los valores de temperatura y humedad tomados en el invernadero y de los valores de radiación dados durante los experimentos del presente capítulo se recogen en el anejo de temperatura (figuras 11.15, 11.16, 11.17, 11.18).

6.1.10. Análisis estadístico

El análisis estadístico de los resultados se realizó del mismo modo que el explicado en el apartado 3.1.4.7. del Capítulo 3 empleando el programa Statgraphics Centurión XV.

6.2. Resultados y discusión de los experimentos del año 2015

6.2.1. Resultados ciclo C1

Producción comercial (Tabla 6.2.1.1.)

Todas las plantas de este ciclo resultaron comerciales, por lo que las distintas soluciones nutritivas no tuvieron un efecto en la aparición de las distintas fisiopatías estudiadas.

Del mismo modo tampoco se observó un efecto e.s. de la solución en el peso medio comercial, aunque fue más elevado en las plantas regadas con la solución con un 5% de amonio.

Producción no comercial (Tabla 6.2.1.1.)

No se observó un efecto significativo de la solución nutritiva en la aparición de las distintas fisiopatías.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 6.2.1.2.)

A pesar de que todas las plantas resultaron comerciales, se determinaron los índices IMTB e IPTB y la longitud del esbozo floral.

No se hallaron diferencias e.s. entre las diferentes soluciones nutritivas empleadas en el índice IMTB y el índice IPTB ni en la incursión del esbozo floral.

Parámetros de color (Tabla 6.2.1.3.)

No se observó un efecto e.s. de la solución nutritiva empleada en la luminosidad.

Aunque las componentes lineal y cuadrática no resultaron e.s. las plantas regadas con la solución con un 10% de amonio (A10) presentaron los valores más elevados de ángulo *Hue* con diferencias e.s. respecto del resto de soluciones ($p \leq 0.05$).

Por otro lado hubo un efecto lineal e.s. de la solución empleada en el *Croma* ($p \leq 0.05$), de manera que se alcanzaron los valores más altos de este parámetro en las plantas regadas con las soluciones A0 y A5 ($p \leq 0.05$).

La interacción solución x DDT resultó e.s. tanto para el ángulo *Hue* como para el *Croma* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.05$), encontrándose que el día del trasplante y a los 14 DDT las diferencias entre soluciones no resultaron e.s. Por otro, lado a los 28 DDT, las plantas regadas con la solución A5 presentaron valores del ángulo *Hue* y del *Croma* intermedios a los obtenidos entre las regadas con la solución A0 y A10 presentando diferencias e.s. con ambas soluciones ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$) (Figura 6.2.1.1. A; Figura 6.2.1.1.B.).

Respecto de la fecha de muestro, en el momento del trasplante se hallaron los valores más altos de luminosidad y

Croma ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Para el ángulo *Hue*, las diferencias encontradas en el momento del trasplante y a los 28 DDT no resultaron e.s., pero estos valores fueron superiores a los alcanzados a los 14 y 42 DDT ($p \leq 0.05$).

Tanto para el ángulo *Hue* como para el *Croma* la interacción solución x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.05$).

En el caso del ángulo *Hue* se observó que en el caso de las plantas regadas con la solución A0 no hubo diferencias e.s. entre fechas de muestro, mientras que en las que se aplicó la solución A5 las diferencias encontradas entre el día del trasplante y los 42 DDT no resultaron e.s. (Figura 6.2.1.1.A)

Respecto del *Croma*, la interacción mostró, cuando se aportó la solución A0, que las diferencias entre el día del trasplante y los 28 y 42 DDT no fueron e.s., mientras que, en las plantas en las que se empleó la solución A5 a los 42 DDT se alcanzaron valores superiores que a los 28 DDT ($p \leq 0.05$), pero sin diferencias e.s. respecto de los 14 DDT (Figura 6.2.1.1.B)

SPAD (Tabla 6.2.1.3.)

Se observó un efecto e.s. tanto de la solución nutritiva como de la fecha del muestreo en los valores SPAD ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.01$).

Las plantas regadas con un mayor porcentaje de amonio en la solución nutritiva (A10), presentaron los valores más altos

de clorofila, mientras que, en el caso del factor fecha, a los 28 y 42 DDT se obtuvieron los valores más altos, sin diferencias e.s. entre ambos, pero sí respecto a los 0 y 14 DDT ($p \leq 0.05$, $p \leq 0.05$).

La interacción entre ambos factores no tuvo un efecto significativo en relación con este parámetro.

Concentración de nitratos (Tabla 6.2.1.4.)

Las plantas regadas con la solución con un 5% de amonio (A5) presentaron el mayor contenido de nitratos, con diferencias e.s. respecto del resto de soluciones nutritivas empleadas ($p \leq 0.05$).

En cuanto a la fecha de muestreo, a los 42 DDT se obtuvo la mayor concentración de nitratos en hojas, mientras que el día del trasplante (DDT=0) los valores de nitratos fueron los más bajos ($p \leq 0.05$).

Actividad enzima nitrato reductasa (NR) (Tabla 6.2.1.5.)

La actividad enzimática no se vio influenciada por la solución nutritiva empleada, sin embargo, se observó un efecto de la fecha de muestreo, obteniéndose que a los 42 DDT la actividad fue superior, con diferencias e.s. respecto del resto ($p \leq 0.05$).

Porcentaje de: nitrógeno y fósforo (Tabla 6.2.1.6.)

El porcentaje de nitrógeno total no estuvo influenciado por la solución nutritiva empleada, mientras que el mayor porcentaje de fósforo se obtuvo en las plantas a las que se les aplicó la solución, en la que todo el nitrógeno se encontraba en forma nítrica A0 ($p \leq 0.05$).

Hubo un efecto e.s de la fecha de muestreo tanto en el contenido en nitrógeno como en el de fósforo ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.01$). El día del trasplante se determinó un porcentaje de nitrógeno en las plantas más elevado que el del resto de fechas con diferencias e.s. entre ellas ($p \leq 0.05$). Los contenidos más altos de fósforo se obtuvieron a los 14, 28 y 42 DDT, con diferencias e.s. respecto del trasplante ($p \leq 0.05$).

Para ninguno de los dos parámetros la interacción solución x DDT resultó e.s.

En las siguientes tablas (6.2.1.1., 6.2.1.2., 6.2.1.3., 6.2.1.4., 6.2.1.5., 6.2.1.6.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla. 6.2.1.1. Producción comercial y no comercial (C1).

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcent. Plantas con 'tipburn' (%)	Porcent. plantas subidas a flor (%)
Solución nutritiva				
A0	100.00 -	365.65 -	0.00 -	0.00 -
A5	100.00 -	426.85 -	0.00 -	0.00 -
A10	100.00 -	291.05 -	0.00 -	0.00 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Sol. (2)	-	32.1 ^{ns}	-	-
Residual (9)	-	67.9	-	-
Desv. estándar	-	93.3	-	-

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

Tabla. 6.2.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1).

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Solución nutritiva			
A0	0.00 -	-	8.30 -
A5	0.00 -	-	9.52 -
A10	0.50 -	1.00 -	9.40 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Solución (2)	40.0 ^{ns}	-	29.2 ^{ns}
Residual (9)	60.0	-	70.8
Desv. estándar	0.3	-	0.1

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

Tabla 6.2.1.3. Parámetros de color luminosidad (L), ángulo *Hue* (H°), Croma (C) y valores SPAD (C1)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Solución nutritiva				
A0	51.01 -	124.07 b	32.85 a	28.27 b
A5	50.49 -	125.41 b	31.24 a	28.40 b
A10	50.17 -	128.01 a	26.56 b	31.45 a
DDT				
0	52.27 a	123.22 c	39.29 a	25.89 b
14	50.03 b	124.84 bc	32.03 b	27.86 b
28	49.58 b	128.74 a	23.56 c	32.00 a
42	50.34 b	126.51 b	25.98 c	31.75 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Solución (2)	1.7 ^{ns}	12.3**	10.7**	6.5 ^{ns}
Lineal (1)	0.2 ^{ns}	1.7 ^{ns}	1.4*	0.7 ^{ns}
Cuadr. (1)	0.0 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.2 ^{ns}
DDT (3)	13.3*	18.6**	50.9**	18.8**
Interacción				
Sol x DDT. (6)	14.2 ^{ns}	14.7**	7.0*	7.3 ^{ns}
Residual (57)	68.9	42.8	21.6	62.3
Desv. estándar	2.3	3.2	4.0	4.9

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.2.1.4. Concentración de nitratos.(C1)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Solución nutritiva	
A0	2398.22 b
A5	2862.42 a
A10	2424.29 b
DDT	
0	1268.06 c
14	3040.54 ab
28	2607.00 b
42	3330.97 a

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor	
Solución (2)	4.7*
Lineal (1)	0.0 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.8 ^{ns}
DDT (3)	62.8**
Interacción	
Sol x DDT. (6)	3.7 ^{ns}
Residual (39)	27.3
Desv. estándar	587.0

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio
m.f.: materia fresca

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.2.1.5. Actividad de la enzima Nitrato reductasa (C1)

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Solución nutritiva	
A0	0.19 -
A5	0.15 -
A10	0.17 -
DDT	
14	0.04 c
28	0.15 b
42	0.33 a
Resumen ANOVA (gdl)	
% suma de cuadrados	
Factor	
Solución (2)	0.9 ^{ns}
Lineal (1)	0.0 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.2 ^{ns}
DDT (2)	66.4 ^{**}
Interacción	
Sol x DDT. (4)	4.2 ^{ns}
Residual (39)	28.5
Desv. estándar	0.1

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

m.f.: materia fresca

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.2.1.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo

	% Nitrógeno	% Fosforo
Solución nutritiva		
A0	2.06 -	0.75 a
A5	1.96 -	0.56 b
A10	1.96 -	0.59 b
DDT		
0	3.75 a	0.42 b
14	1.78 b	0.70 a
28	1.37 c	0.68 a
42	1.08 d	0.74 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Solución (2)	0.1 ^{ns}	13.3**
Lineal (1)	0.0 ^{ns}	0.1 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.0 ^{ns}	0.1 ^{ns}
DDT (3)	83.4**	39.1*
Interacción		
Sol x DDT. (6)	0.4 ^{ns}	4.1 ^{ns}
Residual (54)	15.8	43.5
Desv. estándar	0.9	0.7

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

DDT: días después del trasplante

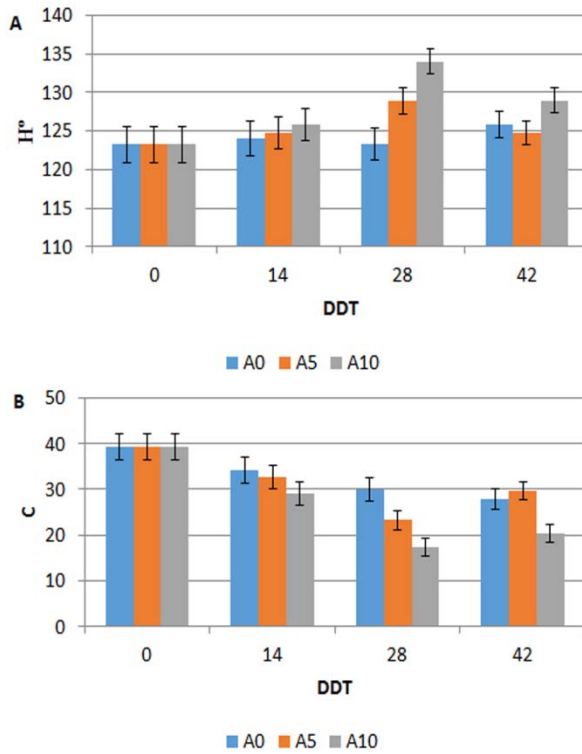


Figura 6.2.1.1. Interacción solución x DDT. Ángulo *Hue* (A). *Croma* (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

6.2.2.Resultados ciclo C2

Producción comercial (Tabla 6.2.2.1.)

No hubo una influencia e.s. de la solución nutritiva empleada en el porcentaje de plantas comerciales, sin embargo el peso medio de aquellas a las que se les aplicó un 5% de amonio en la solución nutritiva fue superior con diferencias e.s. respecto de las otras soluciones ($p \leq 0.05$).

Producción no comercial

El porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ no presentó diferencias e.s. entre las soluciones nutritivas empleadas.

No se observaron claramente plantas subidas a flor.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 6.2.2.2.)

Las diferencias encontradas entre soluciones nutritivas para los índices IMTB e IPTB no resultaron e.s.

Aunque no se vieron plantas subidas a flor, a simple vista, el esbozo floral fue superior en aquellas que se regaron con la solución con un 5% de amonio (A5), sin embargo, las diferencias con el resto de soluciones no resultaron e.s.

Parámetros de color (Tabla 6.2.2.3.)

Las diferencias encontradas entre soluciones nutritivas solo resultaron e.s. en el caso del ángulo *Hue* y del *Croma*, aunque en ninguno de ellos resultaron e.s. las componentes lineal y cuadrática.

Las plantas regadas con la solución A10 presentaron los valores más altos del ángulo *Hue* mientras que el *Croma* alcanzó los valores más elevados en aquellas a las que se les aplicaron las soluciones A0 y A5 ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Se encontró que la interacción solución x DDT resultó e.s. tanto para el ángulo *Hue* como para el *Croma* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.05$), determinándose que el día del trasplante y a los 28 DDT no hubo diferencias e.s. entre soluciones. Por otro lado a los 14 DDT, los valores obtenidos en las plantas regadas con la solución nutritiva A5 no presentaron diferencias e.s. con aquellas a las que se les aplicó la solución A10 (Figura 6.2.2.1.A, Figura 6.2.2.1.B).

En todos los parámetros de color estudiados hubo una influencia e.s. de la fecha de muestreo ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$). Los valores más altos de luminosidad y *Croma* se dieron el día del trasplante con diferencias e.s. respecto del resto de fechas ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), por otro lado, los del ángulo *Hue* se observaron a los 28 y 42 DDT ($p \leq 0.05$).

En el caso del ángulo *Hue*, la interacción solución x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$), observándose en las plantas en las que se aportaron las soluciones nutritivas A0 y A5, las diferencias entre los 14 y los 42 DDT no resultaron e.s., mientras que en las plantas regadas con la solución A10 y a los 42 DDT, los valores alcanzados de este parámetro fueron superiores que a los 28 DDT con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 6.2.2.1.A).

Para el *Croma*, la interacción solución x DDT tuvo un efecto significativo ($p \leq 0.05$), hallándose que para las plantas en las que se aplicó la solución A10 los valores encontrados a los 28 DDT fueron superiores que a los 42 DDT con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$), pero sin diferencias e.s. respecto de los 14 DDT (Figura 6.2.2.1.B).

Valores SPAD (Tabla 6.2.2.3.)

No se halló una influencia e.s. del porcentaje de amonio en la solución nutritiva en el contenido en clorofilas de las hojas (valores SPAD).

Por otro lado, el día del trasplante se obtuvieron los valores más bajos de SPAD mostrando diferencias e.s. respecto del resto de muestreos ($p \leq 0.05$).

La interacción solución x DDT no resultó e.s. para este parámetro.

Concentración de nitratos (Tabla 6.2.2.4.)

Hubo una influencia e.s. de la solución nutritiva empleada en la acumulación de nitratos, aunque los efectos lineal y cuadrático no resultaron e.s., ($p \leq 0.05$).

Las plantas regadas con la solución con un menor porcentaje de amonio A0, acumularon una concentración de nitratos en las hojas superior a aquellas a las que se les aportó la solución A10 con diferencias e.s. entre ambas ($p \leq 0.05$), mientras que las obtenidas con la solución A5 presentaron valores intermedios.

En cuanto al efecto de la fecha de muestreo, el mayor contenido de nitratos en las plantas se obtuvo a los 28 DDT, seguido de los 42 DDT, por otro lado, el día del trasplante fue el más bajo, con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$). El valor obtenido a los 14 DDT, presentó valores intermedios entre los 28 y los 42 DDT sin diferencias entre ellos.

No hubo una influencia significativa de la interacción solución x DDT para la acumulación de nitratos.

Actividad de la enzima nitrato reductasa (NR). (Tabla 6.2.2.5.)

No se observó una influencia clara de la concentración de amonio aportada sobre la actividad de la enzima nitrato reductasa, sin embargo, sí que la hubo entre las fechas de

muestreo, alcanzándose los valores más elevados a los 14 y 28 DDT, con diferencias e.s. respecto de los 42 DDT ($p \leq 0.05$).

La interacción entre los factores estudiados no fue e.s. para este parámetro.

Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo total (Tabla 6.2.2.6.)

La solución nutritiva empleada no tuvo un efecto e.s. en el porcentaje de nitrógeno ni en el de fósforo.

Se detectó una interacción solución x DDT e.s. ($p \leq 0.01$), para el porcentaje de fósforo, por la que, a los 14 DDT el contenido de este elemento fue superior en las plantas regadas con la solución A10, con diferencias e.s. respecto del resto de soluciones ($p \leq 0.05$), por otro lado, a los 28 DDT los valores fueron más elevados en las plantas regadas con la solución A0 ($p \leq 0.05$) (Figura 6.2.2.2.).

Observando la evolución del contenido de nitrógeno y de fósforo a lo largo del ciclo, se detectó que para ambos parámetros hubo una influencia e.s. de la fecha de muestreo ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$). El valor más alto de ambos se determinó a los 14 DDT, con diferencias e.s. respecto del resto de días, obteniéndose, a los 42 DDT, los valores más bajos ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Este valor, en el caso del fósforo las diferencias no

difirieron de manera e.s. con el valor obtenido el día del trasplante.

Se detectó una interacción solución x DDT e.s. ($p \leq 0.01$), para el porcentaje de fósforo, por la que, en las plantas regadas con la solución A0, los valores más altos se dieron a los 28 DDT con diferencias e.s. respecto del resto de valores. En aquellas a las que se les aplicó la solución A5, el valor más elevado se obtuvo a los 14 DDT sin embargo las diferencias con el día del trasplante y los 28 DDT no resultaron e.s. En las plantas regadas con la solución A10 tampoco resultaron e.s. las diferencias entre los 0, 28 y 42 DDT (Figura 6.2.2.2.).

En las siguientes tablas (6.2.2.1., 6.2.2.2., 6.2.2.3., 6.2.2.4., 6.2.2.5., 6.2.2.6.) letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 6.2.2.1. Producción comercial y no comercial (C2)

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Solución nutritiva				
A0	85.00 -	493.72 b	15.00 -	0.00 -
A5	80.00 -	620.55 a	20.00 -	0.00 -
A10	58.39 -	483.73 b	41.61 -	0.00 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Solución (2)	30.9 ^{ns}	70.4 ^{**}	30.9 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Residual (9)	69.1	29.6	69.1	0.0
Desv. estándar	16.6	48.0	16.6	0.0

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

Tabla 6.2.2.2. Incidencia de fisiopatías (C2)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Solución nutritiva			
A0	4.00 -	1.30 -	5.62 -
A5	6.00 -	1.30 -	6.65 -
A10	6.30 -	1.60 -	5.67 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Solución (2)	38.9 ^{ns}	16.2 ^{ns}	26.9 ^{ns}
Residual (9)	69.1	83.8	73.1
Desv. estándar	1.5	0.3	1.0

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

Tabla 6.2.2.3. Parámetros de color. Valores SPAD. (C2)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Solución nutritiva				
A0	51.33 -	125.37 b	30.31 a	27.92 -
A5	50.89 -	125.82 b	29.10 a	29.40 -
A10	51.63 -	127.83 a	26.67 b	28.05 -
DDT				
0	53.69 a	121.11 c	41.71 a	23.17 b
14	50.19 bc	125.82 b	30.24 b	28.60 a
28	49.68 c	129.39 a	22.44 c	30.97 a
42	51.56 b	129.04 a	20.39 c	31.08 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Solución (2)	1.1 ^{ns}	6.6**	2.6**	1.5 ^{ns}
Lineal (1)	0.0 ^{ns}	0.8 ^{ns}	0.4 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.1 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.01 ^{ns}	0.2 ^{ns}
DDT (3)	29.0**	65.7**	83.3**	37.3**
Interacción				
Sol x DDT. (6)	7.4 ^{ns}	7.2**	2.9*	1.8 ^{ns}
Residual (54)	62.2	16.8	9.7	59.6
Desv. estándar	2.4	1.8	3.2	59.4

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

Tabla 6.2.2.4. Concentración de nitratos (C2)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Solución nutritiva	
A0	3293.26 a
A5	2971.52 ab
A10	2680.86 b
DDT	
0	2369.35 c
14	3162.62 ab
28	3462.36 a
42	2933.10 b

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor	
Solución (2)	7.5*
Lineal (1)	1.1 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.0 ^{ns}
DDT (3)	18.4**
Interacción	
Sol x DDT. (6)	11.4 ^{ns}
Residual (54)	62.1
Desv. estándar	779.2

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio
m.f.: materia fresca

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.2.2.5. Actividad enzima nitrato reductasa (C2)

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Solución nutritiva	
A0	0.17 -
A5	0.17 -
A10	0.20 -
DDT	
14	0.20 a
28	0.22 a
42	0.12 b
Resumen ANOVA (gdl)	
% suma de cuadrados	
Factor	
Solución (2)	2.2 ^{ns}
Lineal (1)	0.3 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.2 ^{ns}
DDT (2)	29.2 ^{**}
Interacción	
Sol x DDT. (4)	6.3 ^{ns}
Residual (36)	62.2
Desv. estándar	0.1

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

m.f.: materia fresca

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.2.2.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno.y fósforo (C2)

	% Nitrógeno	% Fosforo
Solución nutritiva		
A0	3.34 -	0.48 -
A5	3.22 -	0.42 -
A10	3.34 -	0.42 -
DDT		
0	3.58 b	0.39 c
14	3.83 a	0.56 a
28	3.13 c	0.46 b
42	2.33 d	0.39 c
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Solución (2)	1.0**	3.6 ^{ns}
Lineal (1)	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}
DDT (3)	74.5 ^{ns}	23.1**
Interacción		
Sol x DDT. (6)	1.7 ^{ns}	56.9**
Residual (54)	22.9	16.4
Desv. estándar	7.1	7.1

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

DDT: días después del trasplante

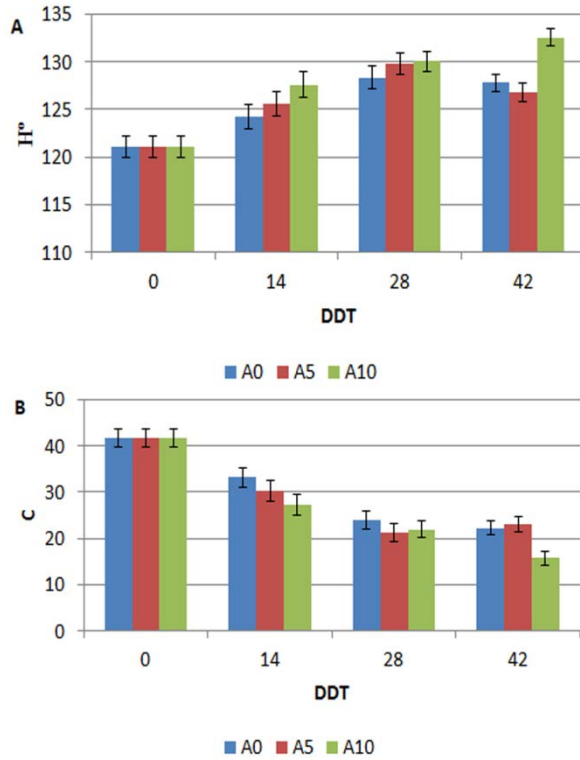


Figura 6.2.2.1. Interacción solución x DDT. Ángulo *Hue* (A). *Croma* (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

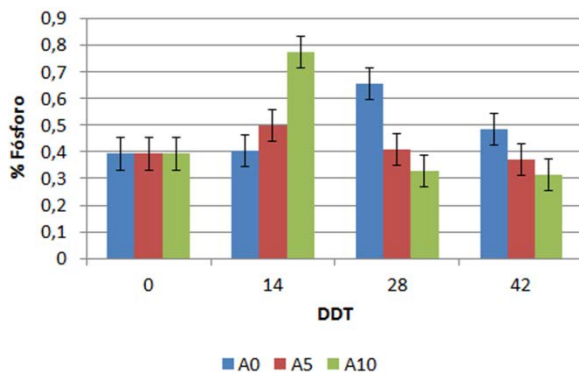


Figura 6.2.2.2. Porcentaje de fósforo. Interacción solución x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

6.2.3.Comparación de ciclos

Producción comercial (Tabla 6.2.3.1.)

El porcentaje de plantas comerciales fue superior en el ciclo C1 con diferencias e.s. respecto del ciclo C2 ($p \leq 0.05$), sin embargo estas plantas alcanzaron un peso medio más elevado en el ciclo C2 ($p \leq 0.05$).

No hubo diferencias e.s. en el porcentaje de plantas comerciales entre las diferentes soluciones nutritivas empleadas, aunque aquellas que se regaron con la solución A5 alcanzaron un peso medio más elevado, con diferencias e.s. respecto del resto de soluciones ($p \leq 0.05$).

Las interacciones entre ambos factores no resultaron e.s. para los dos parámetros estudiados.

Producción no comercial (Tabla 6.2.3.1.)

En el ciclo C2 se observó un porcentaje de plantas afectadas por 'tipburn' más elevado que en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$), mientras que las diferencias entre soluciones nutritivas no resultaron e.s.

No se observaron plantas subidas a flor en ninguno de los ciclos estudiados.

La interacción obtenida entre el ciclo y la solución no fue estadísticamente significativa.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 6.2.3.2.)

Los valores más elevados de los índices IMTB e IPTB fueron superiores en el ciclo C2, sin embargo, las diferencias solo resultaron e.s. en el caso del índice IMTB ($p \leq 0.05$).

En cuanto a la influencia de este factor en la incursión del esbozo floral, resultó superior en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, la solución nutritiva no tuvo un efecto e.s. en ninguno de los parámetros anteriores, como tampoco lo resultó la interacción ciclo x solución.

Parámetros de color (Tabla 6.2.3.3.)

El ciclo de cultivo no tuvo una influencia e.s. ni en la luminosidad ni en el ángulo *Hue*, mientras que en el ciclo C1 las plantas alcanzaron valores de *Croma* superiores a los del ciclo C2 con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

Se detectó una interacción ciclo x DDT e.s. tanto para el ángulo *Hue* como para el *Croma* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), por las que, para el ángulo *Hue* a los 42 DDT los valores fueron más elevados en el ciclo C2 ($p \leq 0.05$) (Figura 6.2.3.1.A). En el caso del *Croma*, las diferencias entre ciclos no resultaron e.s. ni en el día del trasplante ni a los 14 y 28 DDT (Figura 6.2.3.1.B).

En cuanto al efecto de la solución nutritiva no tuvo un efecto e.s. en la luminosidad, por otro lado, se observó que las

plantas regadas con la solución A10 alcanzaron valores del ángulo *Hue* más elevados ($p \leq 0.05$), mientras que los del *Croma* se hallaron en aquellas a las que se les aplicaron las soluciones A0 y A5 ($p \leq 0.05$).

La interacción solución x DDT resultó e.s. tanto para el ángulo *Hue* como para el *Croma* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), observándose que en el caso del primer parámetro el día del trasplante las diferencias entre soluciones no fueron e.s., a los 14 DDT las plantas regadas con la solución A5 presentó valores intermedios al resto, sin diferencias e.s. mientras que a los 28 DDT empleando la solución A5 se dieron valores superiores que con la solución A0, con diferencias e.s. entre ellos ($p \leq 0.05$) (Figura 6.2.3.2.A).

En el caso del *Croma* los valores obtenidos del día del trasplante no presentaron diferencias e.s., mientras que a los 14 y 28 DDT, los observados en las plantas regadas con la solución A5 no difirieron de manera significativa con los obtenidos en la solución A10 (Figura 6.2.3.2.B).

El día del trasplante se encontraron los valores más elevados tanto de luminosidad como de *Croma* con diferencias e.s. respecto del resto de muestreos ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). En el caso del ángulo *Hue* fue a los 28 DDT donde resultó mayor siendo el valor obtenido el día del trasplante el más bajo con diferencias e.s. entre todas las fechas de muestreo ($p \leq 0.05$).

Para el ángulo *Hue* las interacciones ciclo x DDT y solución x DDT fueron e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), observándose que tanto en el ciclo C1 como en las plantas regadas con las soluciones nutritivas A0 y A5 las diferencias entre el día del trasplante y los 14 DDT no resultaron e.s., del mismo modo que para la solución A0 no lo fueron tampoco entre los 28 y 42 DDT y para la A5 entre los 14 y 42 DDT. En el ciclo C2, así como cuando la solución aplicada fue la A10, no lo fueron entre los 28 y los 42 DDT (Figura 6.2.3.1.A., Figura 6.2.3.2.A).

Estas interacciones también resultaron e.s. para el *Croma* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), observándose que en el ciclo C1 y aplicando la solución A5 el valor obtenido a los 42 DDT fue superior que a los 28 DDT con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Para esta última solución se observó que los valores a los 14 DDT no presentaron diferencias e.s. respecto de los 42 DDT (Figura 6.2.3.2.A., Figura 6.2.3.2.B.).

Valores SPAD (Tabla 6.2.3.3.)

Ni el ciclo de cultivo ni la solución nutritiva empleada tuvieron un efecto e.s. en la concentración de clorofilas.

Los valores más elevados se obtuvieron a los 28 y 42 DDT con diferencias e.s. respecto de los 14 DDT y el día del trasplante, fecha en la que se encontraron los más bajos ($p \leq 0.05$).

Ninguna de las interacciones estudiadas resultó e.s. para este parámetro.

Concentración de nitratos (Tabla 6.2.3.4.)

La acumulación de nitratos fue superior en el ciclo C2 con diferencias e.s. respecto del ciclo C1 ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción ciclo x DDT ($p \leq 0.01$), por la que a los 14 y 42 DDT las diferencias entre ciclos de cultivo no resultaron e.s. (Figura 6.2.3.3).

No se observó un efecto significativo de la solución nutritiva empleada en la concentración de nitratos en hojas.

El día del trasplante se determinó los valores más bajos de este parámetro, con diferencias e.s. respecto del resto de muestreos ($p \leq 0.05$). La interacción ciclo x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.05$), hallándose que en el ciclo C1 los valores obtenidos a los 28 DDT fueron inferiores a los del día de la recolección (42 DDT) con diferencias e.s. entre ambos (Figura 6.2.3.3.).

Actividad de la enzima Nitrato Reductasa (NR) (Tabla 6.2.3.5.)

De los factores estudiados, la fecha de muestreo tuvo una influencia e.s. en este parámetro, obteniéndose a los 14 DDT valores inferiores, con diferencias e.s., a los observados a los 28 y 42 DDT ($p \leq 0.05$).

La interacción ciclo x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$), en la cual, se determinó que a los 14 y a los 28 DDT los valores obtenidos en el ciclo C2 resultaron superiores a los del ciclo C1 ($p \leq 0.05$) mientras que a los 42 DDT fueron mayores en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$) (Figura 6.2.3.4).

Por otro lado, en el ciclo C1 la actividad enzimática obtenida a los 42 DDT resultó más elevada que a los 28 DDT con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$), mientras que en el ciclo C2 a los 14 y 28 DDT los valores fueron superiores que a los 42 DDT ($p \leq 0.05$) (Figura 6.2.3.4).

Macronutrientes: Porcentajes de nitrógeno y fósforo (Tabla 6.2.3.6.)

El ciclo del cultivo tuvo una influencia e.s. tanto en el porcentaje de nitrógeno total como en el de fósforo ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$).

El contenido más elevado de nitrógeno se obtuvo en el ciclo C2 ($p \leq 0.05$) mientras que el de fósforo se halló en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$).

La interacción ciclo x DDT resultó e.s. para ambos parámetros ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), encontrándose que el día del trasplante las diferencias entre ciclos no resultaron e.s. (Figura 6.2.3.5.A., Figura 6.2.3.5.B).

En cuanto a la solución nutritiva empleada, las diferencias entre ellas solo resultaron e.s. en el caso del contenido en fósforo ($p \leq 0.01$). Las plantas regadas con la solución A0 presentaron un contenido superior al resto de plantas con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción solución x DDT e.s. ($p \leq 0.05$), por la que, el día del trasplante las diferencias entre soluciones no resultaron e.s., mientras que a los 14 DDT los valores encontrados en las plantas a las que se les aplicó la solución A10 fueron los más elevados ($p \leq 0.05$) (Figura 6.2.3.6)

La cantidad de nitrógeno total fue superior el día del trasplante, descendiendo hasta el momento de la recolección (42 DDT), donde el valor fue el más bajo, hallándose diferencias e.s. entre todas las fechas de muestreo ($p \leq 0.05$). La interacción ciclo x DDT fue e.s. ($p \leq 0.01$), determinándose que en el ciclo C2, las diferencias entre el día del trasplante y los 14 y 42 DDT no resultaron e.s. (Figura 6.2.3.5.B)

Por otro lado, el día del trasplante se obtuvo menor porcentaje de fósforo con diferencias e.s. respecto del resto de muestreos ($p \leq 0.05$).

Se encontró una interacción ciclo x DDT e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, en el ciclo C2 el día del trasplante no mostró diferencias e.s. con los 28 y los 42 DDT (Figura 6.2.3.6.A). La interacción solución x DDT también resultó e.s. para este factor

($p \leq 0.05$), observándose que en las plantas regadas con la solución A0 las diferencias entre fechas de muestreo no resultaron e.s., mientras que con la solución nutritiva A5 no lo fueron entre el trasplante y los 42 DDT . Tampoco se encontraron diferencias en el caso de la solución A10 entre el trasplante y los 28 y 42 DDT (Figura 6.2.3.6.B).

En las siguientes tablas (6.2.3.1., 6.2.3.2., 6.2.3.3., 6.2.3.4., 6.2.3.5., 6.2.3.6.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 6.2.3.1. Producción comercial y no comercial, (Comparación de ciclos)

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Ciclo				
C1	100.00 a	361.18 b	0.00 b	0.00 -
C2	74.44 b	532.65 a	25.55 a	0.00 -
Solución				
A0	92.50 -	429.71 b	7.50 -	0.00 -
A5	90.00 -	523.67 a	10.00 -	0.00 -
A10	79.16 -	387.37 b	20.83 -	0.00 -
Resumen ANOVA (gdl)		% suma de cuadrados		
Factor				
Ciclo (1)	58.3**	47.0 **	58.3**	-
Solución (2)	7.8 ^{ns}	20.7**	7.8 ^{ns}	-
Ciclo x sol. (2)	7.8 ^{ns}	1.5 ^{ns}	7.8 ^{ns}	-
Residual (18)	32.1	27.2	32.1	-
Desv. estándar	11.4	75.4	11.4	-

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

Tabla 6.2.3.2. Incidencia de fisiopatías. (Comparación de ciclos)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Ciclo			
C1	0.17 b	0.83 -	9.07 a
C2	5.44 a	1.39 -	5.95 b
Solución			
A0	2.00 -	1.01 -	6.97 -
A5	3.00 -	1.04 -	8.05 -
A10	3.40 -	1.28 -	7.52 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados			
Factor			
Ciclo (1)	84.6**	84.6 ^{ns}	74.2**
Solución (2)	4.3 ^{ns}	4.3 ^{ns}	5.9 ^{ns}
Ciclo x solución (2)	2.6 ^{ns}	2.6 ^{ns}	1.6 ^{ns}
Residual (18)	10.5	10.5	19.1
Desv. estándar	1.1	1.1	1.0

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

Tabla 6.2.3.3. Parámetros de color. Valores SPAD (Comparación de ciclos)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Ciclo				
C1	50.55 -	125.83 -	30.21 a	29.37 -
C2	51.28 -	126.34 -	28.69 b	28.46 -
Solución				
A0	51.17 -	124.72 b	31.58 a	28.09 -
A5	50.69 -	125.61 b	30.17 a	28.90 -
A10	50.89 -	127.92 a	26.62 b	29.75 -
DDT				
0	52.98 a	122.16 d	40.50 a	24.53 c
14	50.11 bc	125.33 c	31.13 b	28.23 b
28	49.63 c	129.07 a	23.0 c	31.49 a
42	50.95 b	127.77 b	23.18 c	31.42 a

	Resumen ANOVA (gdl)			% suma de cuadrados
Factor				
Ciclo (1)	1.7 ^{ns}	0.3 ^{ns}	0.7**	0.6 ^{ns}
Solución (2)	0.5 ^{ns}	9.3**	5.6**	1.4 ^{ns}
DDT (3)	19.5**	33.8**	63.9**	24.8**
Interacción				
Ciclo x sol (2)	0.0 ^{ns}	0.5 ^{ns}	0.4 ^{ns}	2.7 ^{ns}
Ciclo x DDT (3)	0.9 ^{ns}	3.7**	2.9**	1.0 ^{ns}
Sol x DDT. (6)	1.2 ^{ns}	6.6**	3.5**	1.1 ^{ns}
Ciclo x sol. x DDT(6)	2.6 ^{ns}	4.7*	1.2 ^{ns}	3.5 ^{ns}
Residual (111)	7.3	31.3	14.7	60.1
Desv. estándar	62.9	2.6	3.6	4.7

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.2.3.4. Concentración de nitratos.(Comparación de ciclos)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Ciclo	
C1	2561.64 b
C2	2981.87 a
Solución	
A0	2845.73 -
A5	2916.99 -
A10	2552.56 -
DDT	
0	1818.71 b
14	3101.61 a
28	3034.68 a
42	3132.04 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Ciclo (1)	4.5**
Solución (2)	2.8 ^{ns}
DDT (3)	31.2**
Interacción	
Ciclo x sol (2)	2.7 ^{ns}
Ciclo x DDT (3)	9.9**
Sol x DDT. (6)	4.4 ^{ns}
Ciclo x sol. X DDT (6)	2.9 ^{ns}
Residual (91)	43.8
Desv. estándar	705.0

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

m.f.: materia fresca

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.2.3.5. Actividad enzima nitrato reductasa (Comparación de ciclos)

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Ciclo	
C1	0.17 -
C2	0.18 -
Solución	
A0	0.18 -
A5	0.16 -
A10	0.19 -
DDT	
14	0.12 b
28	0.18 a
42	0.22 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Ciclo (1)	0.2 ^{ns}
Solución (2)	0.8 ^{ns}
DDT (2)	12.0**
Interacción	
Ciclo x sol (2)	0.4 ^{ns}
Ciclo x DDT (2)	43.6**
Sol x DDT. (4)	4.4 ^{ns}
Ciclo x sol. X DDT (4)	0.3 ^{ns}
Residual (75)	36.1
Desv. estándar	0.1

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.2.3.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno. y fósforo. (Comparación de ciclos)

	% Nitrógeno	% Fosforo
Ciclo		
C1	1.99 b	0.64 a
C2	3.30 a	0.45 b
Solución		
A0	2.69 -	0.62 a
A5	2.59 -	0.49 b
A10	2.66 -	0.52 b
DDT		
0	3.67 a	0.40 b
14	2.80 b	0.63 a
28	2.25 c	0.57 a
42	1.87 d	0.57 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Ciclo (1)	34.0**	17.6**
Solución (2)	0.1 ^{ns}	6.9**
DDT (3)	38.6**	18.4**
Interacción		
Ciclo x sol (2)	0.1 ^{ns}	1.7 ^{ns}
Ciclo x DDT (3)	13.4**	9.5**
Sol x DDT. (6)	0.1 ^{ns}	11.2*
Ciclo x sol. X DDT (6)	0.3 ^{ns}	5.2 ^{ns}
Residual (48)	6.0	29.5
Desv. estándar	0.3	0.5

Ciclo 1. Siembra: 12-02-15, Trasplante: 10-03-15; Recolección: 28-04-15

Ciclo 2. Siembra: 01-04-15, Trasplante: 29-04-15; Recolección: 09-06-15

A0: 0% amonio; A5: 5% amonio; A10: 10% amonio

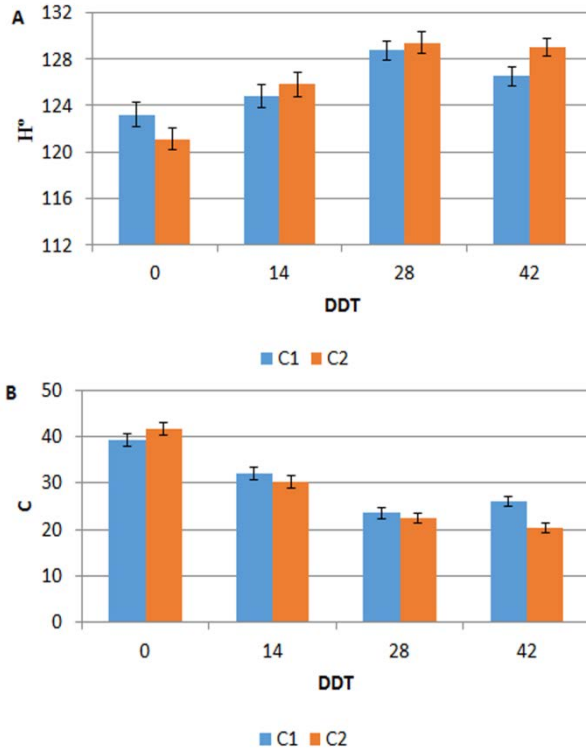


Figura 6.2.3.1. Interacción ciclo x DDT (A). Ángulo *Hue*. (B). *Croma*. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

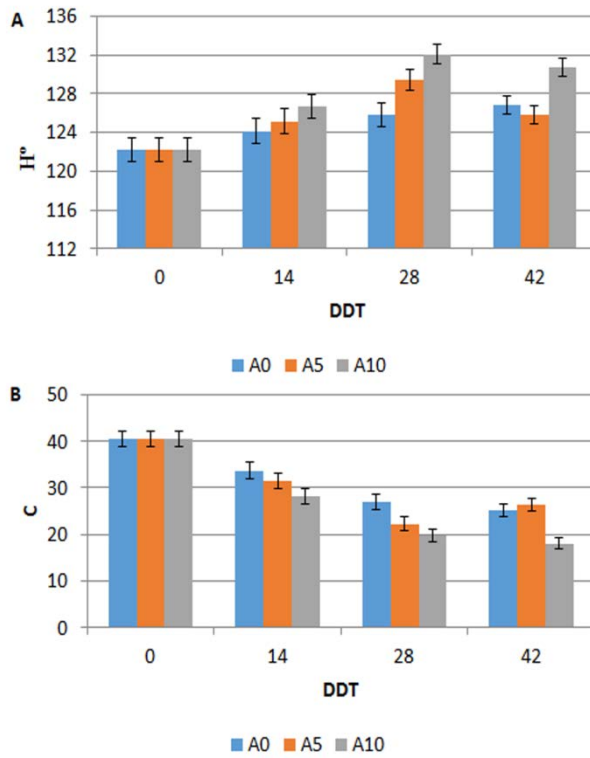


Figura 6.2.3.2. Interacción solución x DDT (A). Ángulo *Hue* (B) *Croma*. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

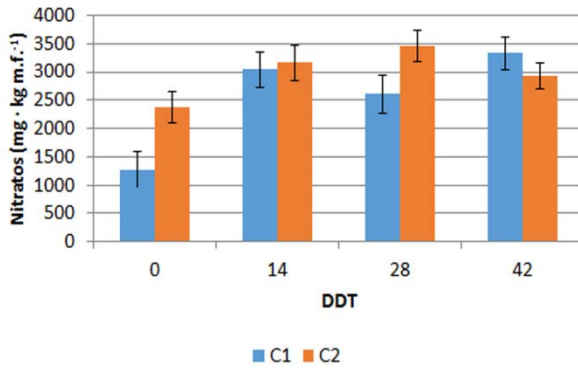


Figura 6.2.3.3. Concentración de nitratos. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

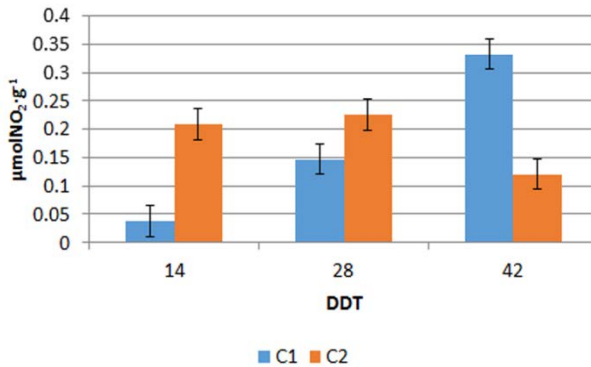


Figura 6.2.3.4. Actividad Nitrato Reductasa. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

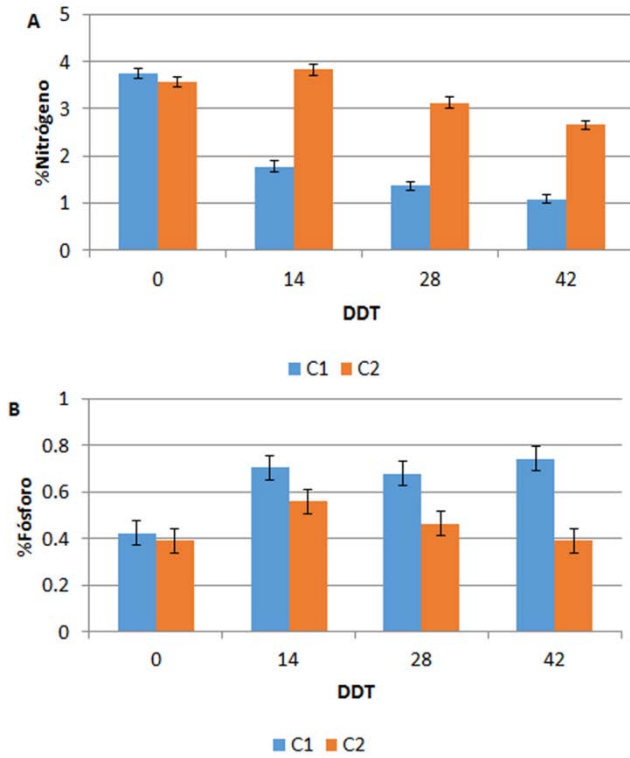


Figura 6.2.3.5. Interacción ciclo x DDT. (A) Porcentaje de nitrógeno (B) Porcentaje de fósforo. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

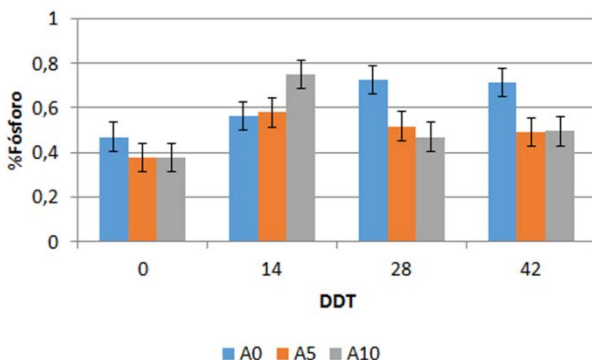


Figura 6.2.3.6 Interacción ciclo x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

6.2.4. Correlaciones entre los parámetros (Tabla 6.2.4.1., Tabla 6.2.4.2.)

La luminosidad y el ángulo *Hue* no presentaron una relación lineal e.s. con el contenido de nitratos en ninguno de los dos ciclos estudiados, mientras que para el *Croma* esta relación resultó e.s. ($p \leq 0.01$) pero solo en el ciclo C1 aunque el coeficiente de correlación fue bajo.

Sin embargo, estos parámetros mostraron una relación lineal e.s. tanto en el ciclo C1 como en el ciclo C2, con el contenido en clorofilas ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$). En todos los casos el coeficiente de correlación fue elevado, siendo negativo en el caso de la luminosidad y el *Croma*, y positiva con el ángulo *Hue*.

El contenido total de nitrógeno tuvo una correlación e.s. con el contenido de nitratos sólo en el primero de los ciclos estudiados, observándose una fuerte relación lineal en sentido negativa.

Por otro lado, aunque en ambos ciclos el ángulo *Hue* y el *Croma* y la luminosidad en el ciclo C1 mostraron una relación lineal e.s. con el contenido de nitrógeno, los coeficientes de correlación obtenidos resultaron débiles.

La concentración de clorofilas (SPAD) no presentó una relación lineal e.s. con el contenido de nitratos, mientras que sí que resultó significativa con el porcentaje de nitrógeno total aunque la relación lineal entre ambos fue débil.

Tabla 6.2.4.1. Matriz de correlaciones Ciclo C1

	H°	C	Nitratos	Nitrógeno	SPAD
L*	-0.663**	0.711**	-0.252 ^{ns}	0.284*	-0.812**
H°		-0.827**	0.217 ^{ns}	-0.334**	0.766**
C			-0.425**	0.648**	-0.834**
Nitratos				-0.737**	0.271 ^{ns}
Nitrógeno					-0.383**

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 6.2.4.2. Matriz de correlaciones Ciclo C2

	H°	C	Nitratos	Nitrógeno	SPAD
L*	-0.507**	0.482**	-0.125 ^{ns}	-0.105 ^{ns}	-0.666**
H°		-0.968**	-0.001 ^{ns}	-0.431**	0.710**
C			-0.089 ^{ns}	0.559**	-0.722**
Nitratos				-0.001 ^{ns}	-0.107 ^{ns}
Nitrógeno					-0.335**

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

6.2.5. Índices de crecimiento

Se observó un descenso de la tasa relativa de crecimiento (TCR) desde el día del trasplante hasta los 42 DDT (recolección). La tendencia de las soluciones nutritivas empleadas fue similar en los dos ciclos de cultivo (Figura 6.2.5.1.).

El índice de área foliar se incrementó a lo largo del ciclo de cultivo, observándose en el ciclo C2 una influencia de la solución nutritiva empleada puesto que a los 14 DDT las plantas regadas con la solución nutritiva A0 presentaron un valor más elevado que a las que se les aplicó la solución A10 ($p \leq 0.05$)(Figura 6.2.5.2.).

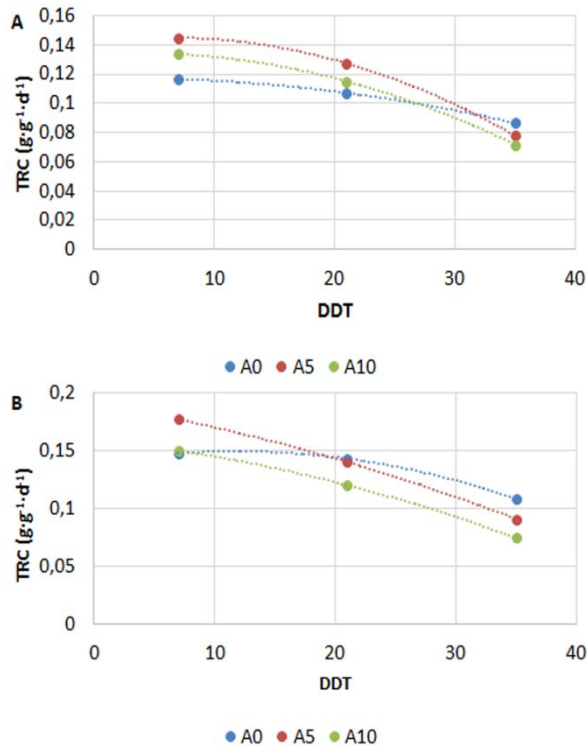


Figura 6.2.5.1. Respuesta de la Tasa Relativa de Crecimiento (TRC) a diferentes niveles de amonio en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo. (A) Ciclo C1. (B). Ciclo C2 (r^2 calculado a partir de los valores medios)

A0; TRC (C1) = $0.117364 + 0.000100666 \text{ DDT} - 0.000280317 \text{ DDT}^2$ $r^2=1.000^{**}$;

TRC (C2) = $0.13864 + 0.00180359 \text{ DDT} - 0.000076210 \text{ DDT}^2$ $r^2=1.000^{**}$

A5; TRC (C1) = $0.141741 + 0.0010241 \text{ DDT} - 0.0000812936 \text{ DDT}^2$ $r^2=1.000^{**}$

TRC (C2) = $0.213438 - 0.00566221 \text{ DDT} + 0.0000617598 \text{ DDT}^2$ $r^2=1.000^{**}$

A10; TRC (C1) = $0.1333446 + 0.000461639 \text{ DDT} - 0.0000635304 \text{ DDT}^2$ $r^2=1.000^{**}$

TRC (C2) = $0.185096 - 0.00547604 \text{ DDT} + 0.0000661319 \text{ DDT}^2$ $r^2=1.000^{**}$

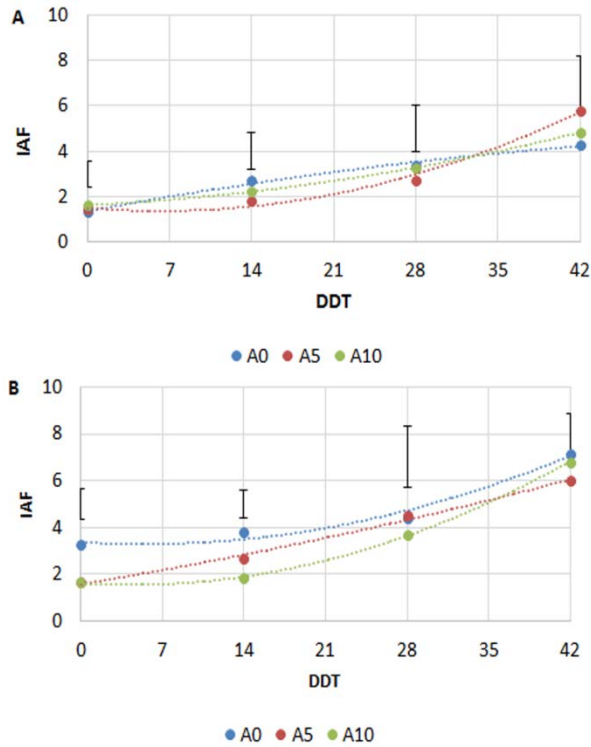


Figura 6.2.5.2. Respuesta del índice de área foliar a diferentes niveles de amonio en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo. Ciclo C1 (A); Ciclo C2 (B). (r^2 calculado a partir de los valores medios)

A0; $y(C1)=1.13619+0.0961914DDT-0.000665475DDT^2$ $r^2=0.9926^{ns}$;
 $y(C2)=3.37167-0.0304458DDT+0.00281521DDT^2$ $r^2=0.9743^{ns}$
 A5; $y(C1)=1.51286-0.0428771DDT+0.00341302DDT^2$ $r^2=0.9886^{ns}$
 $y(C2)=1.5816+0.0812761DDT+0.000597599DDT^2$ $r^2=0.9941^{ns}$
 A10; $y(C1)=1.63496+0.0253137DDT+0.00121038DDT^2$ $r^2=0.9999^{**}$
 $y(C2)=1.61335-0.031641DDT+0.00371315DDT^2$ $r^2=0.9992^{**}$

6.2.6. Discusión de los resultados

En estudios anteriores realizados en lechuga, el aporte de nitrógeno principalmente en forma amoniac, al indujo a una mayor aparición de 'tipburn', debido a su competencia con el calcio (Saure, 1998).

Los resultados determinados en el presente experimento, en el cual, con la aplicación de amonio no se observó una respuesta en la producción ni en la incidencia de esta fisiopatía, difieren de los anteriores, pero corroborarían los obtenidos también en lechuga por otros autores (Altintas, Candar, 2012) en los que tampoco se observó un efecto significativo del desarrollo de las plantas así como en la incidencia de 'tipburn' con el incremento de amonio en la solución nutritiva.

El alto valor del residual en el porcentaje de plantas afectadas por 'tipburn' podría indicar la existencia de otros factores no contemplados en el experimento, que tendrían un efecto mayor en su aparición. En este sentido las condiciones de temperatura y humedad, han sido señaladas como uno de los factores más importantes en la mayor o menor severidad de esta fisiopatía (Saure, 1998).

Comparando los dos ciclos estudiados, en el segundo se produjo un incremento en la afección por 'tipburn' en las plantas. En este mismo ciclo (C2) se observó, que las condiciones de humedad y temperatura dadas, favorecieron el

desarrollo de las plantas puesto que alcanzaron un peso medio comercial superior.

Estos resultados, corroborarían los determinados por diversos autores en estudios realizados en lechuga, en los cuales se determinó que en condiciones de temperaturas más elevadas, en las que se vería favorecido el desarrollo de las plantas, se incrementaría la incidencia de ‘tipburn’ puesto que se produciría un aumento de la demanda de calcio por parte de los tejidos jóvenes siendo insuficiente la capacidad de las plantas para transportar este elemento a las hojas interiores (Tibbitts, Rao, 1968; Barta, Tibbitts, 1986; Stratton, Nagata, 1993; Gaudreau *et al.*, 1994).

Las plantas del género *Cichorium* como la escarola o la achicoria, requieren de un efecto combinado de vernalización, días largos y elevadas temperaturas para su floración (Ryder, 1998; Maroto, 2000 a; Dielen *et al.*, 2005). No obstante, en estas especies, también se ha observado que la subida a flor puede producirse en veranos secos y cálidos, habiéndose constatado, en un estudio realizado en achicoria que las altas temperaturas podrían ser las causantes de la floración prematura (Maroto, 2002; Mathieu *et al.*, 2014). En las condiciones en las que se han realizado los experimentos, las temperaturas medias no han excedido los 26°C, lo cual podría explicar la escasa incidencia que esta fisiopatía ha tenido en el cultivo.

Se observó que tanto la luminosidad como el *Croma* presentaron los valores más altos al inicio del cultivo, lo cual podría estar relacionado con una menor concentración de clorofilas, con las que presentan una fuerte correlación negativa, confirmando lo obtenido anteriormente lechuga y en perejil y rúcula (León *et al.*, 2007; Tuncay, 2011).

Por otro lado los valores de ángulo *Hue* y la concentración de clorofilas se incrementaron con el avance del cultivo, lo que indicaría que las plantas presentaron una tonalidad verde más intensa y un mayor contenido en clorofilas en las últimas fases del cultivo.

El mayor aporte de amonio en la solución nutritiva (10%), indujo a una coloración verde más oscura en las plantas, lo cual ya fue observado anteriormente en un estudio realizado en escarola donde se obtuvo las plantas con una coloración verde más intensa cuando el amonio representaba la única fuente nitrogenada en la solución nutritiva (Santamaría, Elia, 1997).

El contenido en clorofilas (medida SPAD) se incrementó con el aumento de la proporción de amonio en la solución nutritiva, alcanzándose el valor más alto con la solución A10, estos resultados ratifican los obtenidos en un ensayo realizado en tomate, en el que las medidas SPAD fueron aumentando hasta que la concentración de amonio en la solución nutritiva alcanzó el 25% (Sandoval *et al.*, 1999). No obstante, los

resultados del ciclo C2 difieren de lo expuesto anteriormente puesto que no se observó una influencia de la cantidad de amonio empleada en la concentración de clorofilas.

En contra de lo que observaron anteriormente determinados autores en lechuga (Gonella *et al.*, 2002; Konstantopoulou *et al.*, 2010), quienes comprobaron que intensidades lumínicas altas favorecían la actividad de la enzima nitrato reductasa y la síntesis de carbohidratos, disminuyendo con ello la acumulación de nitratos, las mayores concentraciones de nitratos en las hojas se obtuvieron en el ciclo primaveral (C2), lo cual podría explicar que en este ciclo, el porcentaje total de nitrógeno en las plantas fuera más elevado.

Sin embargo, otros autores consiguieron resultados similares en minilechuga, que podrían estar asociados al descenso de la actividad fotosintética observado en la lechuga con el incremento de las temperaturas, disminuyendo con ello la cantidad de carbohidratos en la vacuola, favoreciéndose la acumulación de nitratos con función osmótica (Edmon *et al.*, 1975; Behr, Wiebe, 1992; Torres *et al.*, 2013).

La acumulación de nitratos en las hojas se vio afectada por el porcentaje de amonio en la solución nutritiva. Aunque en el primer ciclo las plantas acumularon más nitratos con una concentración de $1.30 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$ de amonio en la solución nutritiva (5%), en el segundo ciclo se observó un descenso del

18.5% en la concentración de nitratos cuando la concentración de amonio en la solución nutritiva era de $2.60 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$ (10%).

Anteriormente, otros autores señalaron que el aporte de amonio de forma conjunta con el nitrato, conseguiría reducir el contenido de nitratos en hojas, puesto que tenía un efecto inhibitorio en la absorción de nitratos en la planta. Por otro parte, el amonio, no se acumula en las vacuolas ya que se asimila directamente sin necesidad de reducirse (Santamaría *et al.*, 1997; Santamaría *et al.*, 1998; Kronzucker *et al.*, 1999).

Determinados autores han obtenido que la aplicación de amonio podría estimular la actividad de la enzima nitrato reductasa (Mengel *et al.*, 1983; Aslam, 1997). Los resultados obtenidos en el presente experimento diferirían de los anteriores puesto que la actividad enzimática, fue similar, independientemente de la solución nutritiva empleada.

En el presente experimento, no se observaron variaciones en el pH en función de los diferentes porcentajes de amonio empleados, lo cual podría explicar que no hubiera una mayor absorción de este elemento con concentraciones de amonio más elevadas, tal y como observaron en lechuga, quienes asociaron una mayor absorción de fosforo con el descenso del pH del medio al aplicar amonio (Savvas *et al.*, 2006) si bien, la cantidad empleada no alcanzó el 30% empleado en el estudio referido anteriormente.

En cuanto a las correlaciones entre los distintos parámetros, se observó que para los nitratos, no resultaron e.s. para ninguno de los parámetros de color estudiados, por lo que las medidas obtenidas con el colorímetro no serían un método adecuado con el fin de estimar el contenido de nitratos las plantas.

Respecto de las correlaciones obtenidas entre el nitrógeno y los parámetros L, ángulo *Hue* y *Croma*, a pesar de que resultaron e.s. los coeficientes de correlación resultaron bajos, con lo cual, tampoco permitiría obtener una estimación correcta del porcentaje de nitrógeno total en las plantas de escarola.

Las medidas del SPAD se han relacionado en la literatura con el contenido en nitrógeno y en nitratos de la planta (Holland y Schepers, 2010; Zebarth, *et al.*, 2002).

En estudios realizados en tomate, maíz, uva y haba se determinó una alta correlación entre las medidas de clorofilas (SPAD) y el porcentaje de nitrógeno en las hojas, lo que permitiría emplear dicho medidor para establecer una estimación del contenido de nitrógeno en las hojas (Rodríguez *et al.*, 1998; Rincón, Ligarreto, 2010, Li *et al.*, 1998; Abdelhamid *et al.*, 2003).

En el presente ensayo, las bajas correlaciones obtenidas difieren de los resultados expuestos anteriormente y pondrían de

manifiesto los resultados observados por otros autores que han señalado algunas limitaciones en el empleo de estos medidores para estimar el contenido en nitrógeno, puesto que las correlaciones observadas entre ambos parámetros tampoco resultaron claras (Dwyer *et al.*, 1995).

En este sentido, se ha observado que la mayor limitación del empleo de los medidores SPAD, se encontraría con aportes elevados de este nitrógeno, alcanzando el consumo de lujo, en estas condiciones, parte del nitrógeno no estaría asociado a la molécula de clorofila, sino que formaría parte de otros compuestos de reserva (Blackmer, Schepers, 1995; Schröder *et al.*, 2000).

En cuanto a la correlación entre el contenido de nitratos y los valores SPAD, existe cierta controversia con los resultados obtenidos en estudios anteriores, puesto que variaban en función de la especie empleada.

Así pues, en un ensayo efectuado en el cultivo acelga se determinó una elevada correlación entre ambos parámetros (Papasavvas *et al.*, 2008), lo cual también se observó en calabaza, pero no en cebolla y zanahoria (Westerweld *et al.*, 2003). Del mismo modo, en estudios realizados en menta y escarola esta correlación no fue significativa (Westcott, Wraith, 1995, Carrión, 2011).

En los experimentos que componen el presente capítulo se ha observado una baja correlación entre el contenido de nitratos y los valores SPAD, lo cual corroboraría los resultados obtenidos por algunos de los autores referidos, que han señalado que podrían deberse a que con aportaciones altas de nitrógeno se produciría una saturación en las medidas del SPAD, en tanto que los niveles de nitrógeno seguirían aumentando (Parks *et al.*, 2012).

Por otro lado, la baja correlación obtenida entre los nitratos y el contenido en nitrógeno total podría deberse a que cuando el método Kjeldahl se realiza en muestras con un contenido en nitratos elevado, parte de ellos son reducidos durante la digestión (Pace *et al.*, 1982).

El comportamiento de la tasa relativa de crecimiento fue similar en todas las soluciones nutritivas empleadas, e idéntico al observado en otros cultivos como la espinaca, obteniéndose los valores más elevados en los primeros muestreos (Carranza *et al.*, 2009; Hoyos *et al.*, 2009).

El índice de área foliar no presentó una respuesta significativa a los diferentes de amonio. Por otro lado, fue bajo en los primeros estadios pero se incrementó hasta alcanzar el máximo en el momento de la recolección, siguiendo una tendencia similar a la obtenida en lechuga (Boroujerdnia, Ansari, 2007).

6.3.Resultados y discusión experimentos campaña 2015-2016

6.3.1.Resultados ciclo C1

Producción comercial (Tabla 6.3.1.1.)

No hubo una influencia e.s. de la solución nutritiva empleada en la producción comercial ni en el peso medio de las plantas comerciales.

Producción no comercial (Tabla 6.3.1.1.)

Las diferencias encontradas entre soluciones nutritivas en el porcentaje de plantas afectadas con ‘tipburn’ no resultaron e.s. sin embargo fue superior en aquellas que se regaron con las soluciones A0 y A10.

Por otro lado, en este ciclo no hubo plantas subidas a flor.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 6.3.1.2.)

La solución nutritiva empleada no tuvo un efecto significativo en los índices de incidencia de ‘tipburn’ (IMTB e IPTB).

La incursión del esbozo floral tampoco se vio influenciada por la solución nutritiva utilizada.

Parámetros de color (Tabla 6.3.1.3.)

Para la luminosidad no se encontró una influencia significativa de la solución nutritiva, sin embargo, se detectó que la interacción solución x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$), de manera que a los 28 DDT las plantas regadas con las soluciones A0 y A10 presentaron valores más altos de este parámetro que aquellas a las que se les aportó la solución A20 (Figura 6.3.1.1. A).

En el caso del ángulo *Hue* y el *Croma* hubo un efecto lineal de la solución empleada ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$).

Los valores más altos del ángulo *Hue*, se encontraron en las plantas regadas con la solución A20 ($p \leq 0.05$) mientras que en el *Croma* se alcanzaron en las plantas a las que se les aplicó la solución nutritiva con un 0% de amonio A0 ($p \leq 0.05$).

Se detectó que la interacción solución x DDT resultó e.s. para el ángulo *Hue*, hallándose que el día del trasplante y a los 42 DDT no hubo diferencias e.s. entre soluciones nutritivas, mientras que a los 14 DDT las diferencias entre las soluciones A0 y A10 no resultaron e.s. (Figura 6.3.1.1. B).

En cuanto al efecto de la fecha de muestreo, resultó e.s. para todos los parámetros de color estudiados ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$).

El día del trasplante se obtuvieron los valores más altos de luminosidad y *Croma* con diferencias e.s. respecto del resto de muestreos ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), por otro lado, los valores más elevados del ángulo *Hue* se alcanzaron a los 28 DDT ($p \leq 0.05$).

Se detectó una interacción solución x DDT e.s. para la luminosidad ($p \leq 0.01$), por la que, en las plantas regadas con la solución A10, las diferencias encontradas entre los 14,28 y 42 DDT no resultaron e.s., mientras que en aquellas a las que se les aportó la solución A20, no hubo diferencias e.s. entre los valores obtenidos a los 28 y 42 DDT (Figura 6.3.1.1. A).

Esta interacción también resultó e.s. para el ángulo *Hue*, encontrándose que las plantas regadas con la solución A0 no presentaron diferencias entre los 14,28 y 42 DDT y como tampoco lo fueron entre los 14 y 42 DDT en aquellas a las que se les aplicó la solución A10 (Figura 6.3.1.1. B).

Valores SPAD (Tabla 6.3.1.3.)

Hubo un efecto lineal de la solución nutritiva empleada ($p \leq 0.01$), de manera que las plantas regadas con la solución con un mayor porcentaje de amonio (A20) presentaron los valores de SPAD más elevados con diferencias e.s. respecto del resto de soluciones ($p \leq 0.05$).

La interacción solución x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$) encontrándose que el día del trasplante y a los 14 DDT las diferencias entre soluciones no resultaron e.s. (Figura 6.3.1.2.).

En cuanto a la fecha de muestreo, se observó que a los 28 y a los 42 DDT las plantas presentaron un contenido en clorofila superior con diferencias e.s. respecto de los 14 DDT y en el momento del trasplante, encontrándose, en esta última, los valores más bajos ($p \leq 0.05$).

Se obtuvo una interacción solución x DDT e.s. ($p \leq 0.01$), por la cual, las diferencias obtenidas entre los 28 y los 14 DDT, no resultaron e.s. en las plantas regadas con la solución A10, mientras para la solución A0 estas fechas tampoco difirieron de manera e.s. respecto de los valores determinados a los 42 DDT (Figura 6.3.1.2.).

Concentración de nitratos (Tabla 6.3.1.4.)

La solución nutritiva tuvo un efecto lineal en la acumulación de nitratos en las plantas ($p \leq 0.01$), observándose, que aquellas que se regaron con la solución A0, acumularon una concentración mayor de nitratos en hojas, seguida de las regadas con la solución A10, por último, aquellas a las que se les aportó el mayor porcentaje de amonio en la solución (A20), presentaron el menor contenido de nitratos, encontrándose entre todas ellas diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

En cuanto a la fecha, la mayor acumulación de nitratos, se obtuvo a los 14 DDT, seguida del día del trasplante, mientras que fue menor a los 28 DDT, con diferencias e.s. entre ellas ($p \leq 0.05$). El día de la recolección (42 DDT), se encontraron valores intermedios entre el trasplante y los 28 DDT.

La interacción determinada entre los factores estudiados no resultó e.s. para este parámetro.

Actividad enzima nitrato reductasa (NR).(Tabla 6.3.1.5.)

Hubo un efecto e.s. de la solución nutritiva en la actividad de la enzima NR, sin embargo, los efectos lineal y cuadrático no resultaron e.s.

La actividad enzimática fue superior en las plantas regadas con la solución A10, con diferencias e.s. respecto de las que se les aportó la solución A0 ($p \leq 0.05$), mientras que con la solución A20 los valores obtenidos fueron intermedios a los dos anteriores sin diferencia e.s.

En cuanto a la fecha de muestreo, este parámetro fue superior a los 14 DDT descendiendo hasta los 42 DDT cuando alcanzó el valor más bajo encontrándose diferencias e.s. entre todos los muestreos ($p \leq 0.05$).

No hubo una influencia significativa de la interacción entre los factores.

Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo (Tabla 6.3.1.6.)

No hubo un efecto e.s. de la solución nutritiva empleada en el contenido de nitrógeno y fósforo, y del mismo modo las componentes lineal y cuadráticas tampoco resultaron e.s.

En cuanto a la fecha de muestreo, en ambos casos los valores más elevados se obtuvieron a los 14 DDT, con diferencias e.s. respecto del resto de fechas ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). En el caso del nitrógeno, los valores más bajos se obtuvieron el día del trasplante y a los 42 DDT, con diferencias e.s. respecto de los 28 DDT ($p \leq 0.05$), mientras que, en el caso del fósforo, las diferencias sólo resultaron e.s. entre el trasplante y los 28 DDT ($p \leq 0.05$), puesto que a los 42 DDT se obtuvieron valores intermedios entre estas dos fechas, sin diferencias e.s. entre ambas fechas.

Peso fresco raíz (Tabla 6.3.1.7.)

No hubo un efecto claro del contenido en amonio de la solución nutritiva sobre el peso fresco de la raíz, mientras que se observó que este valor se incrementó desde el día del trasplante hasta los 42 DDT con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (6.3.1.1., 6.3.1.2., 6.3.1.3., 6.3.1.4., 6.3.1.5., 6.3.1.6., 6.3.1.7), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 6.3.1.1. Producción comercial y no comercial.

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial ($g \cdot plant^{-1}$)	Porcentaje plantas con "tipburn" (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Solución nutritiva				
A0	87.50 -	560.45 -	12.50 -	0.00 -
A10	87.80 -	569.55 -	12.50 -	0.00 -
A20	100.00 -	425.05 -	0.00 -	0.00 -

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor				
Solución (2)	25.0 ^{ns}	74.9 ^{ns}	25.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Residual (3)	75.0	25.1	75.0	0.0
Desv. estándar	17.3	54.0	17.3	0.0

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

Tabla 6.3.1.2. Incidencia de fisiopatías (C1)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Solución nutritiva			
A0	4.07 -	1.10 -	8.05 -
A10	3.04 -	1.10 -	8.20 -
A20	3.52 -	1.00 -	7.80 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados			
Factor			
Solución (2)	18.2 ^{ns}	25.0 ^{ns}	10.0 ^{ns}
Residual (3)	81.8	75.0	90.0
Desv. estándar	1.2	0.2	0.7

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

Tabla 6.3.1.3. Parámetros de color y valores SPAD (C1)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Solución nutritiva				
A0	47.90 -	127.4 c	24.92 a	35.42 b
A10	47.55 -	128.6 b	23.05 b	36.48 b
A20	47.01 -	130.3 a	20.64 c	39.33 a
DDT				
0	52.86 a	123.73 d	35.98 a	25.49 c
14	47.05 b	130.54 b	20.64 b	36.95 b
28	45.04 c	133.19 a	16.75 c	41.52 a
42	45.01 c	127.59 c	18.11 c	44.33 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Solución (2)	1.1 ^{ns}	8.5**	4.7**	4.5**
Lineal (1)	0.3 ^{ns}	2.1**	1.2**	1.1*
Cuadrática (1)	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
DDT (3)	80.7**	73.8**	91.6**	85.6**
Interacción				
Sol x DDT (6)	8.7**	12.0**	1.3	4.9**
Residual (24)	9.6	5.6	2.4	5.0
Desv. estándar	1.4	1.2	1.5	2.1

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

Tabla 6.3.1.4. Concentración de nitratos. (C1)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Solución nutritiva	
A0	3020.03 a
A10	2448.91 b
A20	1824.59 c
DDT	
0	2446.72 b
14	3220.04 a
28	1974.81 c
42	2083.00 bc
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (2)	34.8**
Lineal (1)	8.7**
Cuadrática (1)	0.0 ^{ns}
DDT (3)	34.7**
Interacción	
Sol x DDT (6)	9.9 ^{ns}
Residual (24)	20.6
Desv. estándar	105.8

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio
m.f.: materia fresca

Tabla 6.3.1.5. Actividad enzima nitrato reductasa

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Solución nutritiva	
A0	0.07 b
A10	0.13 a
A20	0.11 ab
DDT	
14	0.17 a
28	0.10 b
42	0.03 c
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (2)	8.6*
Lineal (1)	0.7 ^{ns}
Cuadrática (1)	1.0 ^{ns}
DDT (2)	45.0**
Interacción	
Sol x DDT (4)	3.5 ^{ns}
Residual (24)	42.9
Desv. estándar	0.1

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

Tabla 6.3.1.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo.

	% Nitrógeno	% Fósforo
Solución nutritiva		
A0	3.95 -	4.84 -
A10	3.87 -	4.76 -
A20	3.93 -	4.51 -
DDT		
0	3.59 c	4.17 c
14	4.84 a	5.34 a
28	3.79 b	4.73 b
42	3.45 c	4.57 bc
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Solución (2)	0.3 ^{ns}	4.9 ^{ns}
Lineal (1)	0.0 ^{ns}	1.1 ^{ns}
Cuadrática (1)	0.1 ^{ns}	0.1 ^{ns}
DDT (3)	89.7**	42.8**
Interacción		
Sol x DDT (6)	3.5 ^{ns}	4.1 ^{ns}
Residual (24)	6.5	48.2
Desv. estándar	0.3	0.5

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

Tabla 6.3.1.7. Peso fresco raíz

	Pf (g)
Solución nutritiva	
A0	46.82 -
A10	52.65 -
A20	50.27 -
DDT	
0	2.15 d
14	16.33 c
28	44.17 b
42	89.24 a

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor	
Solución (2)	0.6 ^{ns}
Lineal (1)	0.1 ^{ns}
Cuadrática (1)	0. ^{ns}
DDT (3)	94.3**
Interacción	
Sol x DDT (6)	1.0 ^{ns}
Residual (18)	4.1
Desv. estándar	7.6

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

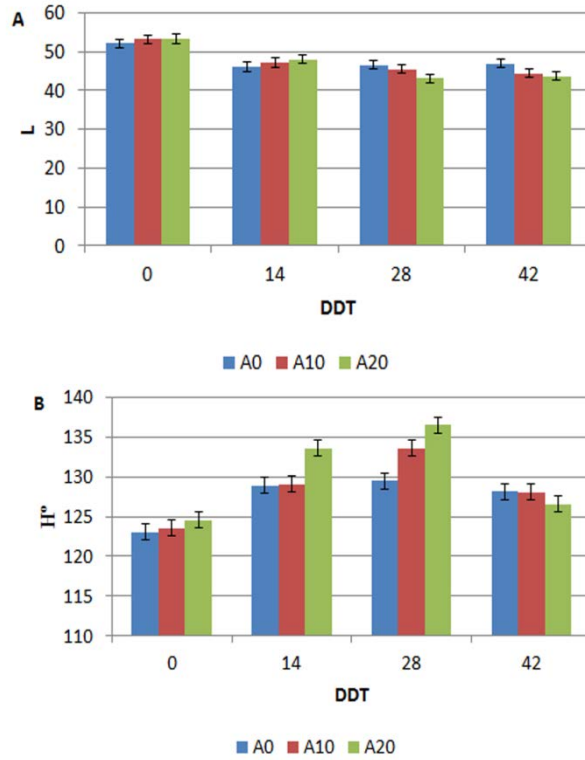


Figura 6.3.1.1. Interacción solución x DDT. Luminosidad (A) Ángulo *Hue* (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

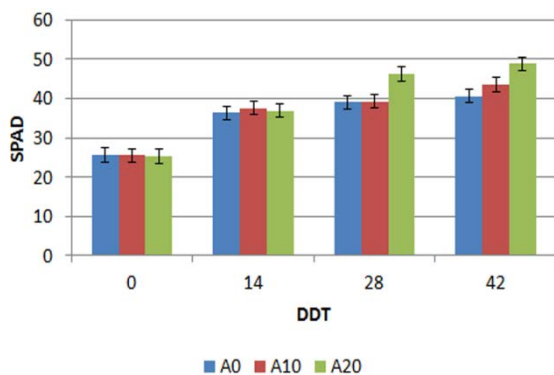


Figura 6.3.1.2. Valores SPAD. Interacción solución x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

6.3.2.Resultados ciclo C2

Producción comercial (Tabla 6.3.2.1.)

La solución nutritiva empleada no tuvo un efecto e.s. en la producción obtenida comercial ni en el peso medio comercial, aunque se alcanzaron valores más altos en las plantas regadas con la solución A10.

Producción no comercial (Tabla 6.3.2.1.)

No se observaron diferencias e.s. entre soluciones nutritivas empleadas en el porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ aunque fue mayor en aquellas que se regaron con la solución A10.

En este ciclo no hubo plantas subidas a flor.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 6.3.2.2.)

Las diferencias obtenidas entre soluciones nutritivas no resultaron e.s. para ninguno de los índices de ‘tipburn’ estudiados así como tampoco lo fueron para el porcentaje de plantas subidas a flor.

Parámetros de color (Tabla 6.3.2.3.)

Se observó un efecto e.s. de la solución nutritiva empleada en los valores de luminosidad ($p \leq 0.01$) aunque las componentes lineal y cuadrática no resultaron e.s., alcanzándose los valores más altos en las plantas regadas con las soluciones

A0 y A10 ($p \leq 0.05$). Hubo una interacción solución x DDT e.s. ($p \leq 0.05$), por la cual, el día del trasplante no hubo diferencias entre soluciones, a los 14 DDT las diferencias entre la solución A10 y la A20 no resultaron e.s., mientras que a los 28 DDT no lo fueron entre las soluciones A0 y A20 ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.2.1. A)

Tanto para el ángulo *Hue* como para el *Croma* se obtuvo un efecto lineal de la solución nutritiva ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.05$).

El ángulo *Hue* alcanzó valores más altos en las plantas a las que se les aplicó un 10 y un 20% de amonio en la solución nutritiva (A10, A20) ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). En cuanto al *Croma*, los valores más altos se obtuvieron en las plantas regadas con la solución con un 0% de amonio (A0) ($p \leq 0.05$).

La interacción solución x DDT resultó e.s. para los parámetros ángulo *Hue* y el *Croma* ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

En el caso del ángulo *Hue* se observó que el día del trasplante y a los 14 DDT no hubo diferencias e.s. entre soluciones nutritivas, mientras que a los 42 DDT con la solución A20 se alcanzaron valores más elevados con la solución A10 con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.2.1 B). Por otro lado, para el *Croma* se observó que el día del trasplante y a los 14 DDT no hubo diferencias e.s. entre soluciones (Figura 6.3.2.1 C).

En cuanto al efecto de la fecha de muestreo resultó e.s. para todos los parámetros de color estudiados ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$).

Los valores más elevados de luminosidad y *Croma* se obtuvieron el día del trasplante con diferencias e.s. respecto del resto de fechas ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$) y descendieron hasta los 28 DDT y 42 DDT donde los valores alcanzaron los valores más bajos sin diferencias e.s. entre ambas fechas. Respecto del ángulo *Hue* los valores más altos se dieron a los 28 DDT mientras que los más bajos se observaron el día del trasplante, con diferencias e.s. entre todas las fechas de muestreo ($p \leq 0.05$).

Se detectó una interacción solución x DDT e.s. para la luminosidad ($p \leq 0.05$), por la que en las plantas regadas con la solución A0, presentaron a los 42 DDT valores superiores a los observado a los 28 DDT con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.2.1. A).

Esta misma interacción resultó e.s. para el ángulo *Hue*, observándose que con el aporte de la solución A0 no hubo diferencias e.s. entre los 14,28 y 42 DDT (Figura 6.3.2.1. B).

Valores SPAD (Tabla 6.3.2.3.)

Se determinó un efecto lineal de la solución nutritiva en el contenido en clorofila de las plantas ($p \leq 0.01$), encontrándose

los valores más altos en las plantas regadas con la solución A20, con diferencias e.s. respecto del resto de soluciones ($p \leq 0.05$).

La interacción solución x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$), encontrándose que el día del trasplante y a los 14 DDT las diferencias entre soluciones no resultaron e.s.; a los 28 DDT los valores obtenidos en las plantas regadas con la solución A10 no presentaron diferencias e.s. con los alcanzados en aquellas en las que se aplicó la solución nutritiva A20 y a los 42 DDT la solución A10 presentó valores superiores a la A0 con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.2.2.).

En cuanto a la fecha de muestreo, la concentración de clorofila fue más baja el día del trasplante y se incrementó hasta alcanzar el valor más elevado a los 42 DDT, encontrándose diferencias e.s. entre todas las fechas de muestreo ($p \leq 0.05$).

La interacción entre los factores resultó e.s. ($p \leq 0.01$), y mostró que en el caso de las plantas regadas con la solución A0 no hubo diferencias entre los 14 y los 28 DDT (Figura 6.3.2.2.).

Concentración de nitratos (Tabla 6.3.2.4.)

Se observó un efecto claro de la solución nutritiva empleada sobre la concentración de nitratos ($p \leq 0.01$) aunque las componentes lineal y cuadrática no resultaron e.s., de manera que los valores más elevados de nitratos se obtuvieron en

aquellas plantas a las que se les aportó la solución A0 con diferencias e.s. respecto de las soluciones A10 y A20 ($p \leq 0.05$).

Respecto de la fecha de muestreo, no se encontraron diferencias e.s. entre los 0, 14 y 42 DDT, sin embargo estos valores fueron superiores a los obtenidos a los 28 DDT, con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

Actividad enzima nitrato reductasa (NR) (Tabla 6.3.2.5.)

La solución nutritiva no tuvo una influencia e.s. en la actividad de la enzima NR, no obstante, la interacción solución x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.05$), de manera que a los 28 DDT los valores obtenidos en las plantas regadas con la solución A10 fueron más elevados que con el empleo del resto de soluciones, mientras que a los 42 DDT fueron más altos en las plantas a las que se les aplicó la solución A20 ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.2.3.).

Por otro lado, se observó que la actividad enzimática fue mayor a los 28 DDT, con diferencias e.s. respecto de los 14 y 42 DDT ($p \leq 0.05$).

Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo (Tabla 6.3.2.6.)

Hubo un efecto e.s. de la solución nutritiva empleada en el porcentaje de nitrógeno total aunque las componentes lineal y cuadrática no resultaron e.s. ($p \leq 0.01$), constatándose que las

plantas regadas con la solución A20 presentaban un contenido en nitrógeno superior al resto ($p \leq 0.05$).

En cuanto al contenido de fósforo no hubo diferencias e.s. entre soluciones.

Respecto de la fecha de muestreo (DDT) tuvo una influencia significativa tanto en el porcentaje de nitrógeno como en el de fósforo.

La concentración más alta de nitrógeno se obtuvo a los 14 y 28 DDT con diferencias e.s. respecto del día del trasplante y los 42 DDT, en que los valores fueron los más bajos ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, el mayor contenido en fósforo se halló a los 14 DDT aunque sin diferencias e.s. respecto del día del trasplante, mientras que el más bajo se halló a los 42 DDT ($p \leq 0.05$).

No se observó un efecto e.s. de la interacción solución x DDT ni en el porcentaje de nitrógeno ni en el de fósforo.

Peso fresco raíz (Tabla 6.3.2.7.)

Se observó un efecto e.s. de la concentración de amonio en el peso fresco de la raíz, hallándose los valores más elevados en las plantas que se regaron con las soluciones A10 y A20 ($p \leq 0.05$).

La interacción solución x DDT resultó e.s., de manera que entre el día del trasplante y a los 14 y 28 DDT, las diferencias entre soluciones no resultaron e.s. (Figura 6.3.2.4.)

En cuanto a la fecha de muestreo el peso fresco aumentó desde el momento del trasplante hasta la recolección con diferencias e.s. entre todas las fechas de muestreo ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (6.3.2.1., 6.3.2.2., 6.3.2.3., 6.3.2.4., 6.3.2.5., 6.3.2.6., 6.3.2.7), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 6.3.2.1. Producción comercial y no comercial (C2)

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial ($\text{g} \cdot \text{plant}^{-1}$)	Porcentaje plantas con "tipburn" (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Solución nutritiva				
A0	100.00 -	448.15 -	0.00 -	0.00-
A10	87.50 -	533.75 -	12.50 -	0.00-
A20	100.00 -	497.85 -	0.00 -	0.00-
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Solución (2)	40.0 ^{ns}	61.3 ^{ns}	40.0 ^{ns}	-
Residual (3)	60.0	38.7	60.0	-
Desv. estándar	12.2	39.5	12.2	-

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante: 11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

Tabla 6.3.2.2. Incidencia de fisiopatías (C2)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incurción esbozo floral (%)
Solución nutritiva			
A0	1.02 -	1.00-	6.00 -
A10	3.51 -	1.15 -	5.85 -
A20	2.03 -	1.00 -	5.30 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Solución (2)	71.7 ^{ns}	37.5 ^{ns}	57.3 ^{ns}
Residual (3)	28.3	62.5	42.7
Desv. estándar	0.9	0.2	0.4

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante: 11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

Tabla 6.3.2.3. Parámetros de color y valores SPAD (C2)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Solución nutritiva				
A0	48.06 a	128.35 b	25.27 a	33.57 b
A10	48.44 a	131.30 a	22.84 b	34.16 b
A20	46.48 b	131.93 a	21.93 b	37.21 a
DDT				
0	55.14 a	123.00 d	37.62 a	23.33 d
14	47.55 b	128.49 c	25.04 b	32.95 c
28	43.38 c	136.52 a	15.67 c	39.12 b
42	44.57 c	134.11 b	15.04 c	44.52 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Solución (2)	3.1**	7.3**	2.2**	3.6**
Lineal (1)	0.4 ^{ns}	1.6**	0.5*	0.8*
Cuadrático (1)	0.3 ^{ns}	0.2 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.1 ^{ns}
DDT (3)	89.0**	82.0**	93.6**	88.0*
Interacción				
Sol x DDT (6)	3.3*	5.7*	1.7*	4.3**
Residual (24)	4.6	5.0	2.5	4.1
Desv. estándar	1.3	1.6	1.8	2.1

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante: 11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.3.2.4. Concentración de nitratos. (C2)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Solución nutritiva	
A0	3019.46 a
A10	2472.19 b
A20	2269.99 b
DDT	
0	2863.28 a
14	2669.56 a
28	1872.42 b
42	2943.60 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (2)	18.1**
Lineal (1)	4.2 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.3 ^{ns}
DDT (3)	32.6**
Interacción	
Sol x DDT (6)	8.5 ^{ns}
Residual (24)	40.8
Desv. estándar	581.9

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante: 11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

m.f.: materia fresca

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.3.2.5. Concentración de nitratos. Actividad Nitrato Reductasa. (C2)

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Solución nutritiva	
A0	0.38 -
A10	0.51 -
A20	0.47 -
DDT	
14	0.32 b
28	0.73 a
42	0.30 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (2)	4.3 ^{ns}
Lineal (1)	0.4 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.4 ^{ns}
DDT (2)	61.1 ^{**}
Interacción	
Sol x DDT (4)	9.1 [*]
Residual (36)	25.5
Desv. estándar	0.1

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante: 11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio
m.f.: materia fresca

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.3.2.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno. y fósforo (C2)

	% Nitrógeno	% Fósforo
Solución nutritiva		
A0	3.89 b	0.66 -
A10	3.95 b	0.71 -
A20	4.20 a	0.69 -
DDT		
0	3.75 b	0.72 ab
14	4.36 a	0.76 a
28	4.35 a	0.68 b
42	3.60 b	0.59 c
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Solución (2)	9.2**	4.3 ^{ns}
Lineal (1)	2.1 ^{ns}	0.4 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.2 ^{ns}	0.7 ^{ns}
DDT (3)	65.5**	48.6**
Interacción		
Sol x DDT (6)	6.9 ^{ns}	14.1 ^{ns}
Residual (24)	18.5	33.0
Desv. estándar	0.3	0.2

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante:11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.3.2.7. Peso fresco raíz. (C2)

	Pf (g)
Solución nutritiva	
A0	27.51 b
A10	34.98 a
A20	37.86 a
DDT	
0	1.26 d
14	9.78 c
28	40.92 b
42	81.83 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (2)	1.8**
Lineal (1)	0.4 ^{ns}
Cuadrática (1)	0.0 ^{ns}
DDT (3)	91.9**
Interacción	
Sol x DDT (6)	2.9**
Residual (24)	3.5
Desv. estándar	7.6

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante:11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

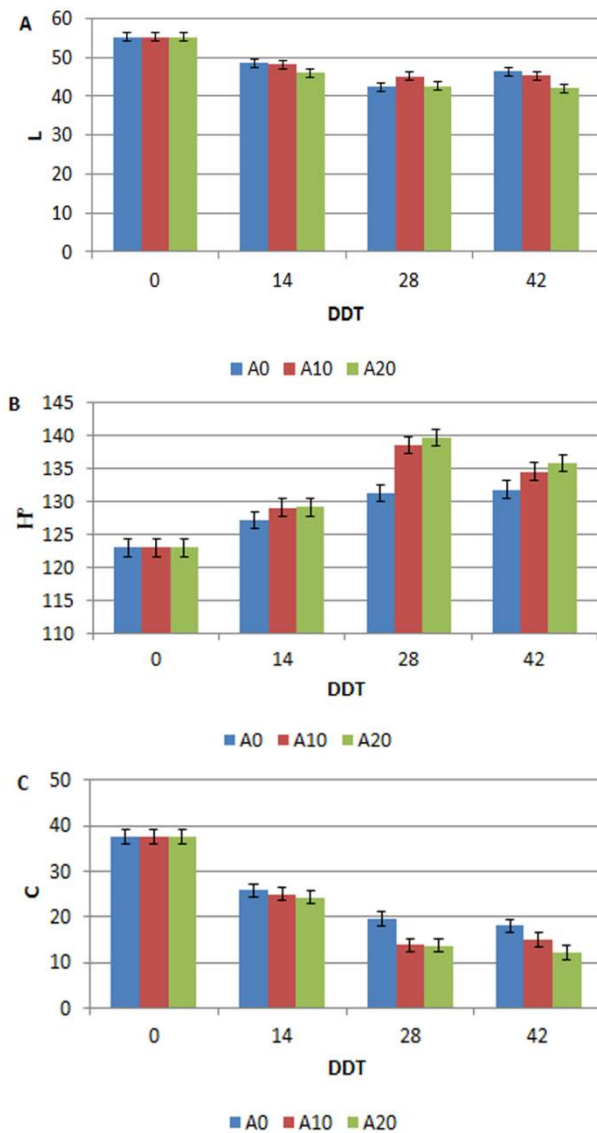


Figura 6.3.2.1. Interacción solución x DDT. Luminosidad (A) Ángulo Hue (B). Croma (C). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

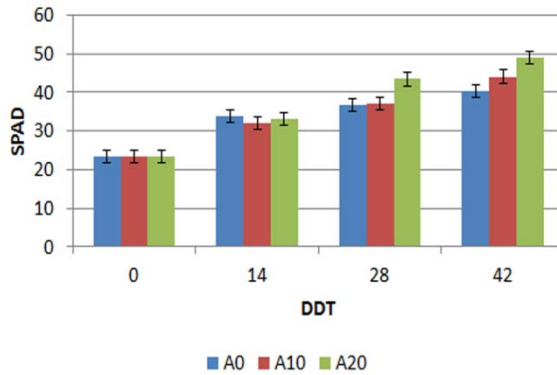


Figura 6.3.2.2. SPAD. Interacción solución x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

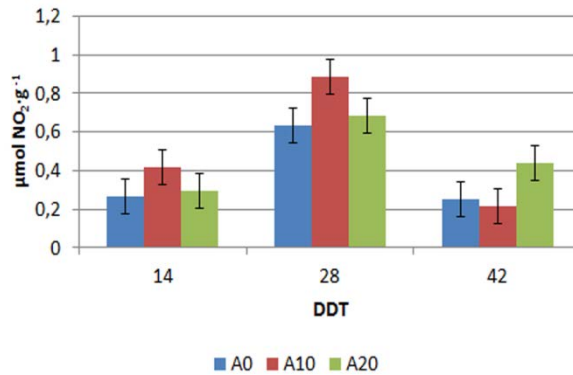


Figura 6.3.2.3. Actividad de la enzima Nitrato Reductasa. Interacción solución x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

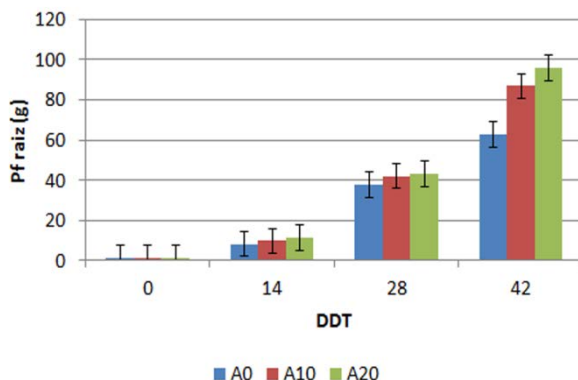


Figura 6.3.2.4. Peso fresco raíz. . Interacción solución x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

6.3.3. Comparación entre ciclos

Producción comercial (Tabla 6.3.3.1.)

No se detectó una influencia del ciclo empleado ni de solución nutritiva en el porcentaje de plantas comerciales, aunque los valores observados fueron superiores en el ciclo C2 y en las plantas regadas con la solución nutritiva A20.

En cuanto al peso medio de las plantas comerciales, las diferencias encontradas entre ciclos tampoco resultaron e.s., sin embargo en el ciclo C1 y en las plantas a las que se les aplicó la solución nutritiva A10 se encontraron valores superiores.

Ni para el porcentaje de plantas comerciales, ni para el peso medio comercial la interacción ciclo x solución resultó e.s.

Producción no comercial (Tabla 6.3.3.1.)

El mayor porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ se obtuvo en el ciclo C1 pero sin diferencias e.s. respecto del ciclo C2.

Por otro lado con la solución A0 se hallaron los valores más altos de plantas afectadas por ‘tipburn’, si bien las diferencias respecto del resto de soluciones nutritivas no resultaron e.s.

En cuanto al porcentaje de plantas subidas a flor no se encontraron plantas que presentaran esta fisiopatía.

La interacción ciclo x solución no resultó e.s. en ninguno de los parámetros.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 6.3.3.2.)

Aunque las diferencias entre ciclos no resultaron e.s., los valores obtenidos tanto de los índices IMTB e IPTB como de la incursión del esbozo floral, fueron superiores en el ciclo C1.

En cuanto al efecto de la solución nutritiva empleada no tuvo una influencia e.s. en ninguno de los índices estudiados ni en la incursión del esbozo floral.

La interacción obtenida entre el ciclo y la solución nutritiva no resultó e.s. para ninguno de los parámetros.

Parámetros de color (Tabla 6.3.3.3.)

No se observó una influencia e.s. del ciclo de cultivo ni para la luminosidad ni en el caso del *Croma*, sin embargo, los valores del ángulo *Hue* fueron mayores en el ciclo C2 ($p \leq 0.05$).

Se detectó una interacción ciclo x DDT e.s. para todos los parámetros de color estudiados ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), por las cuales, a los 28 DDT, los valores obtenidos de luminosidad en el ciclo C1 fueron superiores a los del ciclo C2 ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.3.1.A). En el caso del ángulo *Hue*, se observó que el día del trasplante las diferencias entre ciclos no resultaron e.s. mientras que a los 14 DDT fueron superiores en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.3.1.B.). Para el *Croma*, se detectó que en el trasplante y a los 14 DDT los valores más altos se dieron en el ciclo C2 con diferencias e.s. respecto del ciclo C1 ($p \leq 0.05$), mientras que a los 42 DDT fueron mayores en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.3.1.C).

En cuanto al efecto de la solución nutritiva las plantas regadas con las soluciones A0 y A10 presentaron valores superiores de luminosidad que con la solución A20 ($p \leq 0.05$). La interacción solución x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$), hallándose que el día del trasplante y a los 14 DDT las diferencias encontradas entre soluciones no fueron e.s., mientras que a los 28 DDT no lo fueron entre la solución A0 y la A20 (Figura 6.3.3.2.A.).

Para el ángulo *Hue*, los valores más altos se alcanzaron con el empleo de la solución nutritiva A20 ($p \leq 0.05$). Se obtuvo una interacción e.s. solución x DDT ($p \leq 0.01$), por la que tanto el día del trasplante como a los 42 DDT las diferencias entre soluciones no fueron e.s. mientras que a los 14 DDT no lo fueron entre las soluciones A0 y A10 (Figura 6.3.3.2.B)

Las plantas regadas con la solución nutritiva A0 dieron valores de *Croma* superiores al resto de plantas. La interacción solución x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$) observándose que el día del trasplante las plantas regadas con la solución A10 presentaron valores intermedios a las otras dos soluciones sin diferencias e.s. como tampoco lo fueron a los 14 DDT entre las soluciones A0 y la A10 y a los 28 y 42 DDT entre las soluciones A10 y A20 (Figura 6.3.3.2.C.).

Respecto de la fecha de muestreo, el día del trasplante se hallaron los valores más altos de luminosidad y de *Croma* ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), mientras que los del ángulo *Hue* se obtuvieron a los 28 DDT.

La interacción ciclo x DDT fue e.s. para el ángulo *Hue* ($p \leq 0.01$), hallándose que en el ciclo C1 los valores obtenidos a los 14 DDT fueron superiores que a los 42 DDT con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.3.1.B.).

Se obtuvo una interacción solución x DDT e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) para la luminosidad y para el ángulo *Hue*, detectándose

que en las plantas regadas con la solución nutritiva A0 las diferencias entre los 14, 28 y 42 DDT no resultaron e.s. (Figura 6.3.3.2.A.; Figura 6.3.3.2.B)

Valores SPAD (Tabla 6.3.3.3.)

En el ciclo C1 se obtuvo un mayor contenido en clorofilas que en el ciclo C2, con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$).

Se obtuvo para este parámetro una interacción ciclo x DDT, por la que el día del trasplante y a los 42 DDT las diferencias entre ciclos no fueron e.s. (Figura 6.3.3.3.A)

Las plantas regadas con la solución nutritiva A20 presentaron la concentración de clorofilas más elevada con diferencias e.s. respecto de las soluciones A0 y A10 ($p \leq 0.05$).

Se halló una interacción solución x DDT e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, el día del trasplante y a los 14 DDT las diferencias entre soluciones no fueron e.s. mientras que a los 42 DDT con la solución A10 se obtuvo valores más elevados que con la solución A0 con diferencias e.s. entre ambos ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.3.3.B.).

Los valores más bajos de SPAD se encontraron el día del trasplante y aumentaron hasta el día de la recolección (42 DDT) cuando se alcanzaron los valores más altos, hallándose diferencias e.s. entre todas las fechas de muestreo.

Concentración de nitratos (Tabla 6.3.3.4.)

El ciclo del cultivo no tuvo una influencia e.s. en la acumulación de nitratos en hojas.

No obstante, se detectó una interacción ciclo x DDT e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, a los 14 DDT, los valores obtenidos en el ciclo C1 fueron mayores que en el ciclo C2 ($p \leq 0.05$), mientras que a los 42 DDT fueron mayores en el ciclo C2 con diferencias e.s. respecto del ciclo C1 ($p \leq 0.05$) (Figura 6.3.3.4.)

La concentración de este elemento, en las hojas, fue superior en las plantas regadas con la solución en la cual todo el nitrógeno se aportó en forma de nitrato (A0) mientras que los valores más bajos se encontraron cuando se aplicó la solución A20 hallándose diferencias e.s. entre las tres soluciones nutritivas empleadas ($p \leq 0.05$).

En cuanto a la fecha de muestreo, la acumulación de nitratos fue mayor a los 14 DDT, con diferencias e.s. respecto de los 42 y los 28 DDT, encontrándose en esta última fecha los valores más bajos, con diferencias e.s. respecto de las anteriores ($p \leq 0.05$).

La interacción ciclo x DDT fue e.s. ($p \leq 0.01$), de manera que en el ciclo C1, los valores hallados a los 14 DDT fueron superiores a los obtenidos el día del trasplante mientras que los determinados a los 28 DDT no presentaron diferencias e.s.

respecto de los 42 DDT, mientras que en el ciclo C2 tampoco resultaron e.s. las diferencias entre los 14 y 42 DDT (Figura 6.3.3.4.).

Actividad enzima nitrato reductasa (NR) (Tabla 6.3.3.5.)

Se observó una influencia del ciclo de cultivo en la actividad enzimática, obteniéndose valores más altos en el ciclo C2 ($p \leq 0.05$).

Las plantas regadas con las soluciones nutritivas A10 y A20 presentaron una actividad de la enzima NR superior que aquellas a las que se les aplicó la solución A0 con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

Se determinó una interacción solución x DDT e.s. ($p \leq 0.05$), por la que a los 14 y 42 DDT las diferencias entre soluciones nutritivas no resultaron e.s., mientras que a los 28 DDT no lo fueron entre la solución A0 y la A20 (Figura 6.3.3.5. B).

En cuanto al efecto de la fecha de muestro, a los 28 DDT se encontraron valores más altos de este parámetro, mientras que los más bajos se dieron el día de la recolección 42 DDT.

La interacción ciclo x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$), de manera que en el ciclo C1 los valores a los 28 DDT no difirieron de manera significativa con los obtenidos a los 14 y a los 42 DDT como tampoco lo hicieron en el ciclo C2 entre los 14 y los

42 DDT (Figura 6.3.3.5.A.). También resultó e.s. la interacción solución x DDT ($p \leq 0.05$), observándose que en las plantas regadas con la solución A0 no hubo diferencias entre los diferentes muestreos, mientras que en aquellas a las que se les aplicaron las soluciones nutritivas A20 las diferencias halladas entre los 14 y los 42 DDT no resultaron e.s. (Figura 6.3.3.5.B).

Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo (Tabla 6.3.3.6.)

En el ciclo C2 las plantas presentaron un porcentaje de nitrógeno total superior que en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$), mientras que en el fósforo las diferencias entre ciclos no resultaron e.s.

La interacción ciclo x solución fue e.s. ($p \leq 0.05$) para el contenido en nitrógeno, de manera que para las plantas regadas con las soluciones nutritivas A0 y A10, las diferencias entre ciclos no fueron e.s. (Figura 6.3.3.6.)

Por otro lado, se determinó para ambos parámetros una interacción ciclo x DDT e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), por la que, en el caso del nitrógeno, el día del trasplante y a los 42 DDT las diferencias entre ellos no resultaron e.s., mientras que a los 14 DDT, tanto para el nitrógeno como para el fósforo los valores más elevados se observaron en el ciclo C1 ($p \leq 0.05$). (Figura 6.3.3.7.A.; Figura 6.3.3.7.B.)

En cuanto a la solución nutritiva empleada sólo tuvo un efecto e.s. en el porcentaje de nitrógeno ($p \leq 0.01$), obteniéndose los valores más altos en las plantas regadas con la solución A20 ($p \leq 0.05$). Sin embargo la interacción ciclo x solución resultó e.s. ($p \leq 0.01$), encontrándose que en el ciclo C1 las diferencias entre soluciones no resultaron e.s. (Figura 6.3.3.6.).

A los 14 DDT se obtuvo el mayor contenido en nitrógeno total y fósforo con diferencias e.s. respecto del resto de días ($p \leq 0.05$), mientras que el día de la recolección (42 DDT) se determinaron los valores más bajos, aunque en el caso del contenido en fósforo las diferencias entre este día y el trasplante no resultaron e.s.

La interacción ciclo x DDT resultó e.s. para ambos parámetros ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$).

Para el porcentaje de nitrógeno total, se observó que en el ciclo C1 los valores obtenidos el día del trasplante no presentaron diferencias e.s. con los 42 DDT, mientras que en el ciclo C2, tampoco se encontraron diferencias significativas entre los 14 y los 28 DDT ni entre los 42 DDT y el día del trasplante (Figura 6.3.3.7.A.).

Respecto del contenido en fósforo, en el ciclo C1 las diferencias entre los 28 y los 42 DDT no mostraron diferencias e.s., mientras que en el ciclo C2 los valores obtenidos a el día del trasplante y a los 28 DDT presentaron valores intermedios

entre los 14 y los 42 DDT, sin diferencias e.s. entre ellos (Figura 6.3.3.7.B.)

En las siguientes tablas (6.3.3.1., 6.3.3.2., 6.3.3.3., 6.3.3.4., 6.3.3.5., 6.3.3.6.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 6.3.3.1. Producción comercial y no comercial. (Comparación de ciclos)

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Ciclo				
C1	91.67 -	518.35 -	8.33 -	0.00 -
C2	95.83 -	493.25 -	4.17 -	0.00 -
Solución nutritiva				
A0	93.75 -	504.3 -	6.25 -	0.00 -
A10	87.50 -	551.65 -	12.50 -	0.00 -
A20	100.00 -	461.45 -	0.00 -	0.00 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Ciclo (1)	3.7 ^{ns}	3.9 ^{ns}	3.7 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Solución (2)	22.2 ^{ns}	33.3 ^{ns}	22.2 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Ciclo x solución (2)	7.4 ^{ns}	35.4 ^{ns}	7.4 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Residual (6)	66.7	27.5	66.7	0.0
Desv. estándar	0.1	47.3	15.0	0.0

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante: 11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

Tabla 6.3.3.2. Incidencia de fisiopatías. (Comparación de ciclos)

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Ciclo			
C1	3.51 -	1.19 -	18.51 -
C2	2.22 -	1.05 -	5.00 -
Solución nutritiva			
A0	2.58 -	1.07 -	10.33 -
A10	3.25 -	1.15 -	9.74 -
A20	2.75 -	1.04 -	8.57 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Ciclo (1)	27.1 ^{ns}	3.3 ^{ns}	98.9 ^{ns}
Solución (2)	5.9 ^{ns}	22.9 ^{ns}	0.3 ^{ns}
Ciclo x solución (2)	31.4 ^{ns}	5.7 ^{ns}	0.2 ^{ns}
Residual (6)	35.6	68.7	0.6
Desv. estándar	1.1	0.2	0.4

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante: 11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

Tabla 6.3.3.3. Parámetros de color. Valores SPAD. (Comparación de ciclos)

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Ciclo				
C1	47.49 -	128.76 b	22.87 -	37.07 a
C2	47.66 -	130.53 a	23.35 -	34.98 b
Solución nutritiva				
A0	47.98 a	127.87 c	25.09 a	34.49 b
A10	48.00 a	129.94 b	22.95 b	35.32 b
A20	46.74 b	131.12 a	21.28 c	38.27 a
DDT				
0	54.00 a	123.36 d	36.80 a	24.41 d
14	47.30 b	129.51c	22.84 b	34.95 c
28	44.21 c	134.85 a	16.21 c	40.32 b
42	44.79 c	130.84 b	16.58 c	44.42 a

Resumen ANOVA (gdl)		% suma de cuadrados		
Factor				
Ciclo (1)	0.0 ^{ns}	3.0**	0.1 ^{ns}	1.7**
Solución (2)	1.9**	7.0**	3.1**	4.0**
DDT (3)	83.2**	65.8**	90.1**	84.6**
Interacción				
Ciclo x sol (2)	0.0 ^{ns}	0.5 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Ciclo x DDT (3)	1.9**	11.1**	2.6**	0.8*
Sol x DDT. (6)	83.2**	5.5**	0.9*	4.4**
Ciclo x sol. x DDT (6)	0.0*	2.1**	0.6 ^{ns}	0.1 ^{ns}
Residual (48)	1.9	5.0	2.4	4.4
Desv. estándar	83.2	1.4	1.7	2.1

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante: 11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.3.3.4. Concentración de nitratos. (Comparación de ciclos)

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Ciclo	
C1	2431.17 -
C2	2587.21 -
Solución nutritiva	
A0	3019.75 a
A10	2460.54 b
A20	2047.29 c
DDT	
0	2655.00 ab
14	2944.82 a
28	1923.64 c
42	2513.34 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Ciclo (1)	1.0 ^{ns}
Solución (2)	25.4**
DDT (3)	22.2**
Interacción	
Ciclo x sol (2)	1.7 ^{ns}
Ciclo x DDT (3)	11.3**
Sol x DDT. (6)	6.0 ^{ns}
Ciclo x sol. x DDT (6)	3.2 ^{ns}
Residual (48)	29.3
Desv. estándar	524.3

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante: 11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

m.f.: materia fresca

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.3.3.5. Actividad enzima nitrato reductasa. (Comparación de ciclos)

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Ciclo	
C1	0.10 b
C2	0.45 a
Solución	
A0	0.23 b
A10	0.32 a
A20	0.29 a
DDT	
14	0.25 b
28	0.42 a
42	0.17 c
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Ciclo (1)	45.9**
Solución (2)	2.2**
DDT (2)	16.3**
Interacción	
Ciclo x sol (2)	0.3 ^{ns}
Ciclo x DDT (2)	15.9**
Sol x DDT. (4)	2.1*
Ciclo x sol. x DDT (4)	2.5**
Residual (48)	14.7
Desv. estándar	0.1

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante: 11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.3.3.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno y fósforo. (Comparación de ciclos)

	% Nitrógeno	% Fosforo
Ciclo		
C1	3.92 b	0.68 -
C2	4.01 a	0.68 -
Solución		
A0	3.92 b	0.69 -
A10	3.91 b	0.70 -
A20	4.06 a	0.67 -
DDT		
0	3.67 c	0.64 bc
14	4.59 a	0.82 a
28	4.07 b	0.68 b
42	3.53 d	0.61 c
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Ciclo (1)	1.2*	0.0 ^{ns}
Solución (2)	1.9**	0.8 ^{ns}
DDT (3)	67.2**	39.0**
Interacción		
Ciclo x sol (2)	1.6*	2.1 ^{ns}
Ciclo x DDT (3)	12.8**	15.1**
Sol x DDT. (6)	0.9 ^{ns}	3.8 ^{ns}
Ciclo x sol. x DDT (6)	3.8**	3.7 ^{ns}
Residual (48)	10.7	35.4
Desv. estándar	0.3	6.4

Ciclo 1. Siembra: 14-08-15; Trasplante: 14-09-15; Recolección: 26-10-15

Ciclo 2. Siembra: 30-11-15; Trasplante:11-01-16; Recolección: 22-02-16

A0: 0% amonio; A10: 10% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

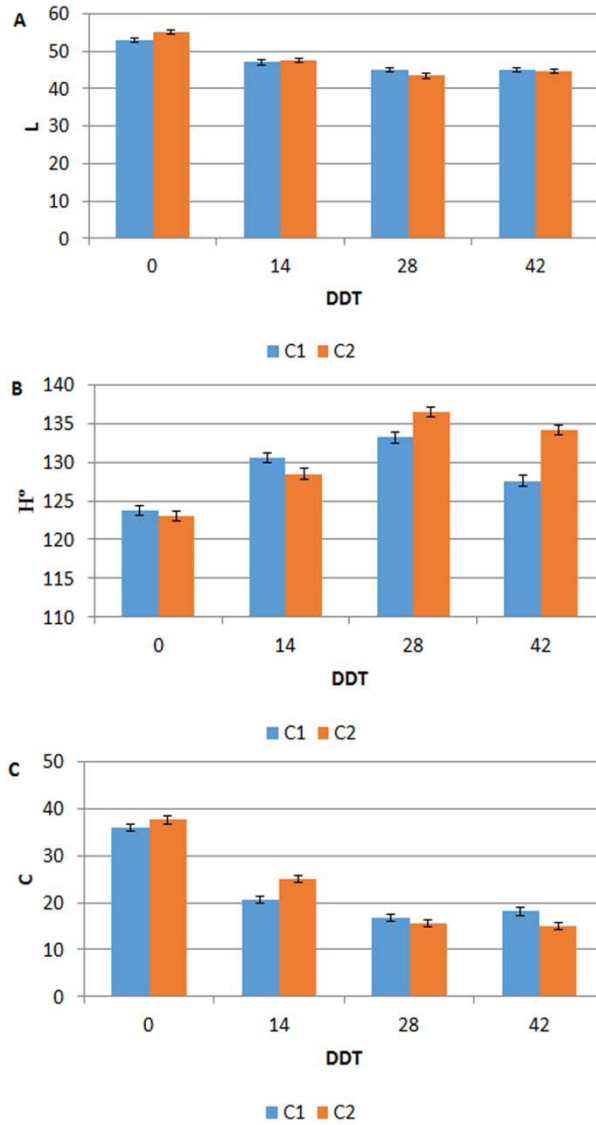


Figura 6.3.3.1. Interacción ciclo x DDT (A). Luminosidad. (B) Ángulo *Hue*. (C) *Chroma*. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

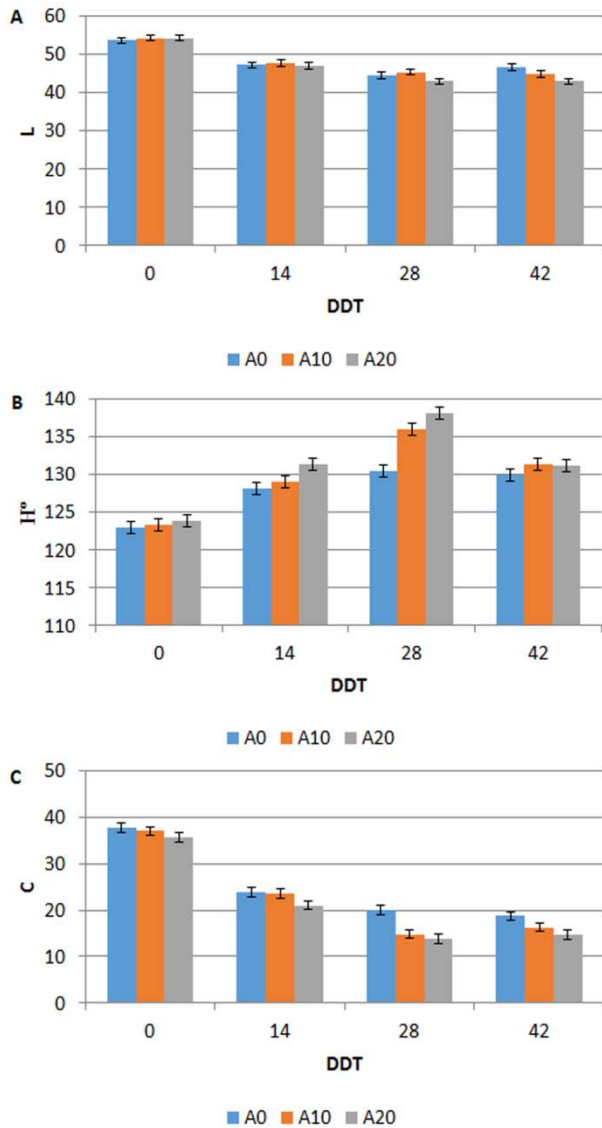


Figura 6.3.3.2. Interacción solución x DDT. (A) Luminosidad (B) Ángulo Hue (C) Cromo. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

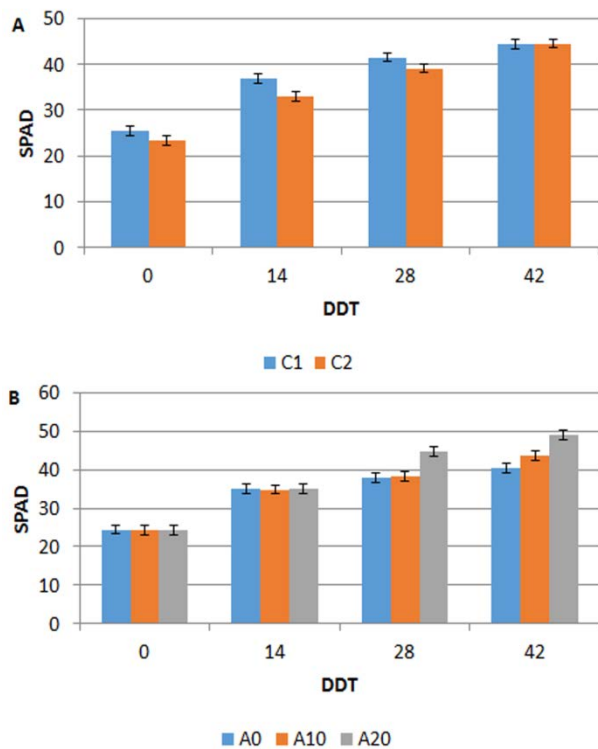


Figura 6.3.3.3. Valores SPAD. Interacción ciclo x DDT (A). Interacción solución x DDT (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

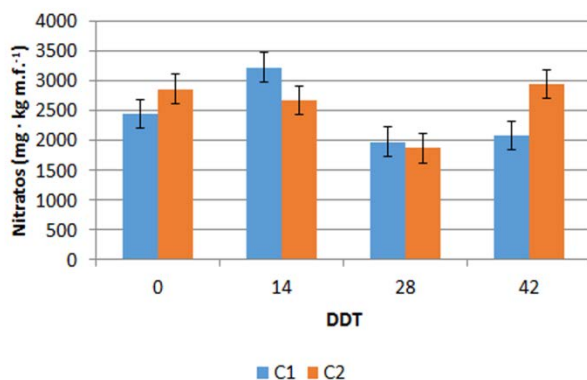


Figura 6.3.3.4. Concentración de nitratos. Interacción ciclo x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

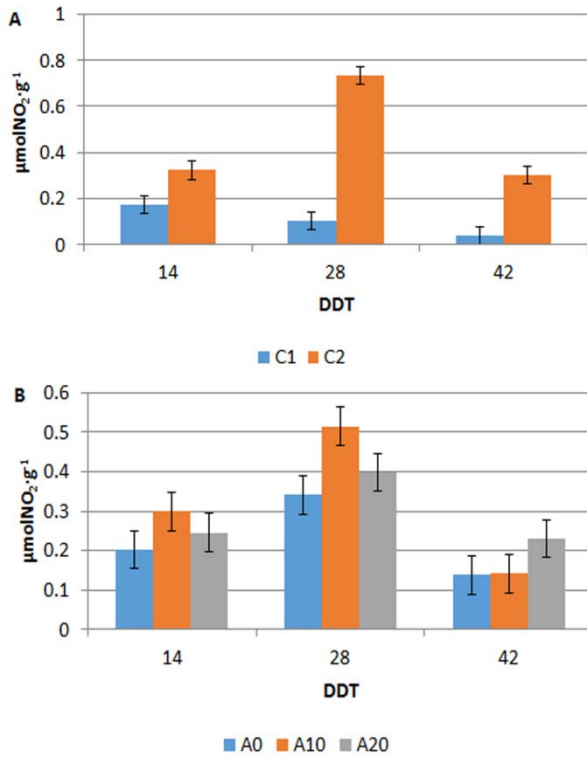


Figura 6.3.3.5. Actividad enzima nitrato reductasa. Interacción ciclo x DDT (A). Interacción solución x DDT (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

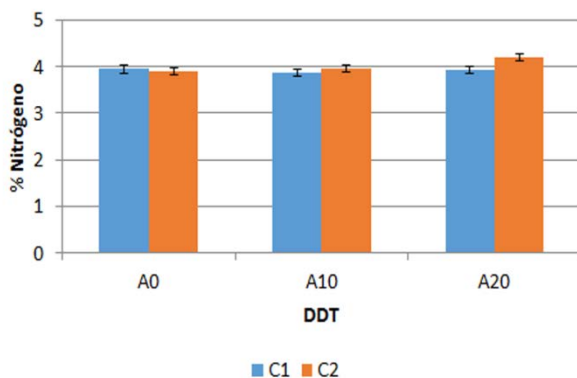


Figura 6.3.3.6. Porcentaje de nitrógeno total. Interacción ciclo x solución. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

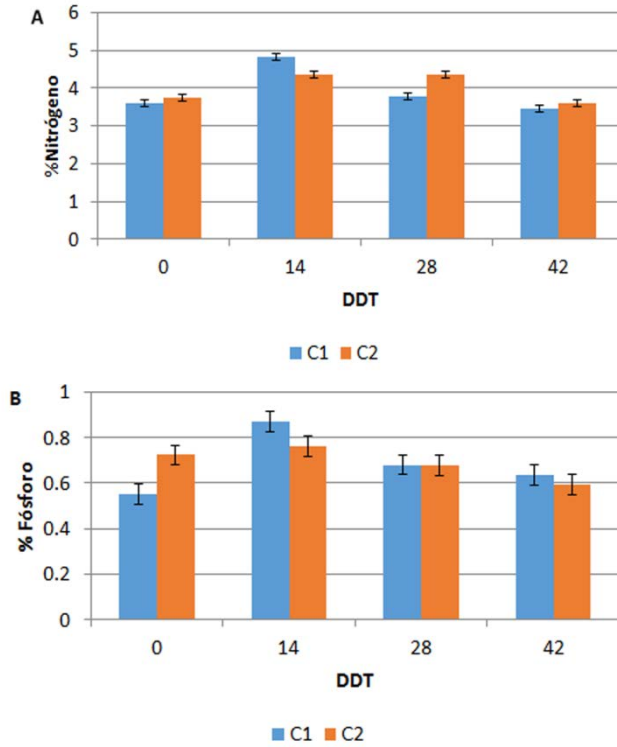


Figura 6.3.3.7. Interacción ciclo x DDT. (A) Porcentaje de nitrógeno total. (B) Porcentaje de fósforo. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$)

6.3.4. Correlaciones entre los parámetros (Tabla 6.3.4.1., Tabla 6.3.4.2.)

La concentración de nitratos no presentó una relación lineal e.s. con los parámetros de color determinados en los dos ciclos del experimento.

Tampoco resultó e.s. la relación entre el contenido de nitratos y el porcentaje de nitrógeno total.

Por otro lado los valores SPAD presentaron una relación e.s. tanto con la luminosidad como con el ángulo *Hue* y el *Croma* en ambos ciclos de cultivo ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$).

El coeficiente de correlación entre el SPAD y la luminosidad y el *Croma* resultó negativo y dio un valor más elevado en caso del ciclo C2; por otro lado, para el ángulo *Hue* la relación fue positiva y presentó un valor más alto en el ciclo C1.

La relación del SPAD con los nitratos y el contenido de nitrógeno varió en función del ciclo estudiado, de manera que la correlación determinada entre el SPAD y los nitratos solo resultó e.s. en el ciclo C2 ($p \leq 0.05$), mientras que la obtenida entre el SPAD y el nitrógeno, lo fue en el ciclo C1 ($p \leq 0.01$).

Tabla 6.3.4.1. Tabla de correlaciones Ciclo C1

	H°	C	Nitratos	Nitrógeno	SPAD
L*	-0.507**	0.482**	-0.125 ^{ns}	-0.105 ^{ns}	-0.667**
H°		-0.968**	-0.001 ^{ns}	-0.431**	0.710**
C			-0.089 ^{ns}	0.559**	-0.722**
Nitratos				-0.001 ^{ns}	-0.107 ^{ns}
Nitrógeno					-0.335**

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 6.3.4.2. Tabla de correlaciones Ciclo C2

	H°	C	Nitratos	Nitrógeno	SPAD
L*	-0.656**	0.884**	0.210 ^{ns}	-0.097 ^{ns}	-0.904**
H°		-0.812**	-0.153 ^{ns}	0.339*	0.572**
C			0.227 ^{ns}	-0.192 ^{ns}	-0.900**
Nitratos				0.483**	-0.358*
Nitrógeno					-0.013 ^{ns}

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

6.3.5. Índices de crecimiento

La tasa relativa de crecimiento (TRC), disminuyó en ambos ciclos desde el momento del trasplante, donde se presentaron los valores más altos, hasta el momento de la recolección, siendo la tendencia similar en todos los tratamientos (Figura 6.3.5.1.).

El índice de área foliar se incrementó de manera continua en los diferentes muestreos tanto en el ciclo C1 como en el C2, alcanzando los valores máximos en el momento de la recolección, 42 DDT (22.45 en el ciclo C1 y 14.90 en el ciclo C2). En ambos ciclos a los 14, 28 y 42 DDT se obtuvieron valores superiores con la solución nutritiva que contenía todo el nitrógeno en forma nítrica (A0) ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), sin bien, en el ciclo C1 a los 14 DDT y el índice de área foliar no presentó diferencias e.s. con la solución nutritiva A5 (Figura 6.3.5.2.).

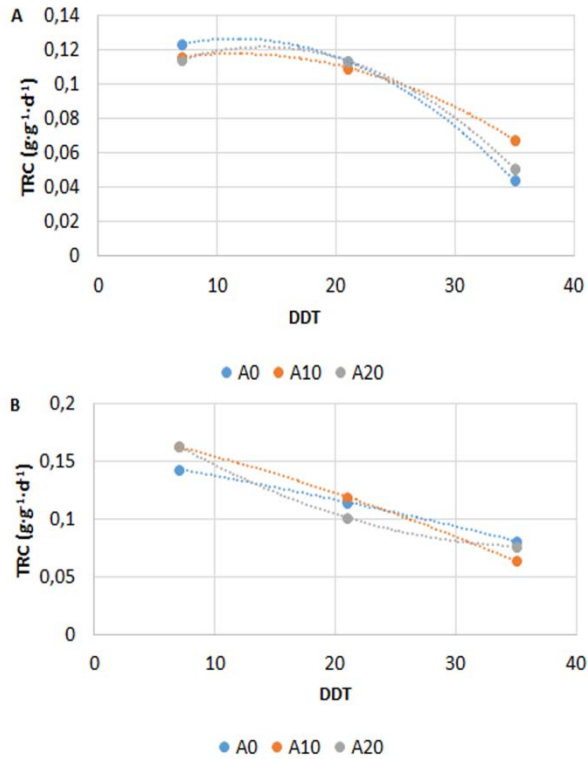


Figura 6.3.5.1. Respuesta de la Tasa Relativa de Crecimiento (TRC) a diferentes niveles de amonio en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo. Ciclo 1 (A); Ciclo 2 (B). (r^2 calculado a partir de los valores medios)

A0; $TRC(C1)=0.106+0.00351478DDT-0.000151178DDT^2$ $r^2=1.000^{**}$
 $TRC(C2)=0.155834-0.00171126DDT-0.0000120127DDT^2$ $r^2=1.000^{**}$
A10; $TRC(C1)=0.105846+0.00207224DDT-0.0000904068DDT^2$ $r^2=1.000^{**}$
 $TRC(C2)=0.179894-0.00225061DDT-0.0000306299DDT^2$ $r^2=1.000^{**}$
A20; $TRC(C1)=0.0421231+0.000898437DDT-0.0002497DDT^2$ $r^2=1.000^{**}$
 $TRC(C2)=0.208612-0.00713732DDT+0.00200962074DDT^2$ $r^2=1.000^{**}$

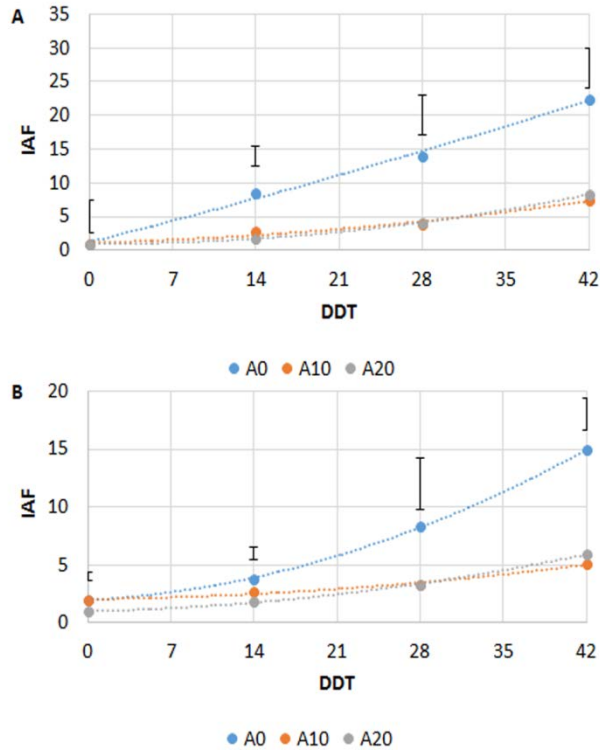


Figura 6.3.5.2. Respuesta del índice de área foliar a diferentes niveles de amonio en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo. Ciclo 1 (A); Ciclo 2 (B). (r^2 calculado a partir de los valores medios)

A0; IAF(C1)=1.19171+0.447534DDT+0.0012696DDT² $r^2=0.9959^{ns}$

IAF(C2)=1.9429+0.0568419DDT+0.00601431DDT² $r^2=0.9997^{**}$

A10; IAF(C1)=1.12899+0.046136DDT+0.00240457DDT² $r^2=0.9770^{ns}$

IAF(C2)=2.03391+0.0134953DDT+0.0013658DDT² $r^2=0.9870^{ns}$

A20; IAF(C1)=0.99246-0.00637498DDT+0.00426917DDT² $r^2=0.9996^{**}$

y(C2)=0.989777+0.0237822DDT+0.0022146DDT² $r^2=0.9993^*$

6.3.6. Discusión de los resultados

En las condiciones en las que se desarrolló el experimento todas las plantas resultaron comerciales, puesto que no se observaron plantas afectadas por ‘tipburn’ ni subidas a flor.

El régimen de temperaturas recogido en el experimento mostró que en el primer ciclo la temperatura media fue más elevada que en el segundo ciclo (24.4°C y 19.8°C respectivamente), sin embargo las temperaturas más cálidas no propiciaron un mayor desarrollo significativo de las plantas, puesto que no se observaron diferencias en el peso medio de las plantas comerciales entre los ciclos, lo cual, teniendo en cuenta la aparición de ‘tipburn’, podría estar asociado a ratios elevadas de crecimiento, que podría explicar porque en el ciclo más cálido (aunque no excesivo) no se observó una mayor incidencia de ‘tipburn’.

Por otro lado, determinados autores han señalado que en lechuga su aparición se encuentra asociada a temperaturas superiores a 30°C, las cuales no se alcanzaron en el invernadero en ninguno de los ciclos estudiados (Misaghi, Grogan, 1978 b).

Aunque según algunos autores el aporte de amonio en la solución nutritiva podría incrementar el porcentaje de plantas de lechuga afectadas por ‘tipburn’ (Saure, 1998), estos resultados no se pudieron constatar en nuestros experimentos realizados en

escarola. Del mismo modo, las concentraciones de amonio empleadas en la solución nutritiva no tuvieron un efecto en el peso medio de las plantas, contradiciendo lo observado en cultivos como la remolacha azucarera y la judía en los que aportes de amonio redujeron el desarrollo de las plantas (Raab, Terri, 1994; Guo *et al.*, 2002).

En el momento de la recolección se constató que las plantas regadas con la solución nutritiva, con el mayor contenido en amonio presentaban un contenido en clorofila más elevado y una coloración verde más intensa (valor del ángulo *Hue*). Esta coloración verde más oscura con el empleo de soluciones con ratios $\text{NH}_4^+/\text{NO}_3^-$ elevadas ha sido referenciada anteriormente en otros trabajos sobre el cultivo de escarola (Santamaría, Elia, 1997).

La correlación obtenida entre los valores SPAD y el ángulo *Hue*, aunque no fue muy elevada, resultó positiva, lo cual indicaría que las hojas con mayor contenido en clorofilas presentarían un color verde más oscuro. Estos resultados corroborarían los obtenidos en pimiento, lechuga, perejil y en rúcula, aunque sin embargo, los coeficientes de correlación determinados para estos cultivos resultaron más elevados en algunos trabajos (Madeira *et al.*, 2003; León *et al.*, 2007; Tuncay, 2011).

Con un aporte de amonio en la solución nutritiva de 2.60 mmol·L⁻¹, se observó una reducción del contenido en nitratos del 35% en el ciclo C1 y del 25% en el ciclo C2, sin producirse un descenso de la producción comercial ni del peso de las plantas. Estos resultados corroborarían los obtenidos anteriormente en el cultivo de la escarola y la lechuga, en los cuales se asoció este menor contenido a un efecto inhibitorio del amonio en la absorción del nitrato (Santamaría *et al.*, 1997; Santamaría, Elia, 1997; Elia *et al.*, 1999; Kronzucker *et al.*, 1999). Por otra parte, el amonio no requiere una reducción previamente a ser asimilado, por lo que no se acumula en las vacuolas (Santamaría *et al.*, 2001).

Aunque se ha observado que en algunas especies el amonio actúa como represor de la actividad de la enzima nitrato reductasa (Mengel *et al.*, 1983), en los presentes experimentos, el aumento de la sal amónica en la solución nutritiva de un 10 y un 20% estimuló la actividad de este enzima. Estos resultados coincidirían sin embargo con los obtenidos en rábano, y en rosa en los cuales la aplicación de amonio incrementó la actividad de la enzima, lo cual podría estar asociado a una estimulación en la síntesis de la enzima y el mecanismo responsable de su aparición (Ingle *et al.*, 1966; Mohanty, Fletcher, 1976)

La evolución del contenido de nitrógeno a lo largo del ciclo, fue similar a la obtenida en un estudio realizado en lechuga, en el que se observó un incremento de su contenido en

las primeras fases del cultivo, y donde además se dio una mayor tasa relativa de crecimiento, lo cual podría estar relacionado con una mayor absorción de este elemento en los primeros estados de desarrollo, tal y como fue observado en el cultivo de la judía verde (Pessarakli, 1991; Conversa *et al.*, 2004). Del mismo modo con las tres soluciones nutritivas empleadas los valores más altos de la tasa de crecimiento se obtuvieron al inicio del cultivo, disminuyendo con el tiempo. Esta tendencia, que es la típica de este índice y corrobora la obtenida en lechuga y espinaca, indica que a medida que crece la planta hay una mayor acumulación de materia seca en relación a la producción de fotoasimilados (Carranza, *et al.*, 2009; Hoyos *et al.*, 2009).

De forma global, el contenido en nitrógeno fue mayor en las plantas que se regaron con el mayor contenido de amonio, con lo cual, estos resultados corroborarían los obtenidos anteriormente en un estudio realizado en escarola, en el que se señalaba que el aporte de amonio incrementaba la acumulación de nitrógeno total (Elia *et al.*, 1999).

En cuanto a la absorción de fósforo, no se vio influenciada por la solución nutritiva empleada, lo que podría ser debido a que el pH de las soluciones nutritivas fue similar y no se produjo una acidificación del medio que favoreciera la acumulación de este elemento en las plantas (Savvas *et al.*, 2006).

La concentración de clorofilas se ha relacionado directamente con el contenido total de nitrógeno en el cultivo de la lechuga (Fontes *et al.*, 1998). En el caso de la escarola, los resultados obtenidos no muestran una correlación clara entre estos dos parámetros, por lo que, los medidores SPAD no resultarían un método útil para estimar el “estatus” de nitrógeno de las plantas. Resultados similares fueron observados en este y en otros cultivos como el maíz (Dwyer *et al.*, 1995; Suárez-Rey *et al.*, 2012), lo cual podría deberse a que los valores SPAD solo son buenos indicadores del contenido de nitrógeno, cuando existe una deficiencia de este elemento en el cultivo, mientras que cuando se aplica de manera excesiva, alcanzándose el consumo de lujo, se produce una saturación de las medidas de manera que el incremento del contenido de nitrógeno no lleva asociado un aumento de los valores SPAD (Schröder *et al.*, 2000).

Por otro lado, la concentración de nitratos tampoco presentó una buena correlación con los valores SPAD. Resultados similares han sido expuestos en otros ensayos con escarola y podrían deberse a que la mayor parte de los nitratos se encuentran acumulados en la vacuola y por tanto, no están asociados a la molécula de clorofila (Carrión, 2011; Parks *et al.*, 2012).

Por tanto, se podría indicar que en las condiciones de nuestro experimento el empleo de medidores SPAD podría no

resultar una metodología útil para estimar el contenido de nitrógeno total y nitratos en hoja de escarola.

Las correlaciones negativas obtenidas entre la luminosidad y el *Croma* y los valores SPAD indicarían que las hojas con una concentración mayor de clorofilas presentarían una tonalidad más oscura. Resultados similares fueron obtenidos en pimiento y en lechuga (Madeira *et al.*, 2003; León *et al.*, 2007).

En el caso de nuestro experimento, las correlaciones entre ambos parámetros de color y los valores SPAD resultaron elevadas, con lo cual, en nuestras condiciones, los colorímetros tan sólo podrían emplearse para determinar de manera indirecta y aproximada el contenido en clorofilas en las hojas de escarola.

El área foliar fue similar para todas las soluciones nutritivas resultando baja para todos los tratamientos en las primeras fases del cultivo, incrementándose rápidamente hasta alcanzar los valores máximos en el momento de la recolección, siendo más elevada en las plantas que se regaron con todo el nitrógeno aportado de forma nítrica. Una tendencia similar de este índice fue observada en otro estudio sobre el cultivo de la lechuga (Boroujerdnia, Ansari, 2007).

6.4. Resultados y discusión experimento 2016 en cámara de cultivo

6.4.1. Temperatura 15-18°C

Parámetros de color (Tabla 6.4.1.1.)

No hubo un efecto e.s. del nivel de amonio empleado en la solución nutritiva en ninguno de los parámetros de color estudiados.

En cuanto a la fecha de muestreo, el día del trasplante se alcanzaron los valores más altos de luminosidad y *Croma* (C), mientras el ángulo *Hue* (H°) presentó los valores más bajos observándose diferencias e.s. en todos los casos entre este día y los 14 y 28 DDT ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

La interacción obtenida entre ambos factores no resultó e.s. para ninguno de los parámetros de color.

Valores SPAD (Tabla 6.4.1.1.)

Las diferencias encontradas entre las dos concentraciones de amonio no resultaron e.s.

La concentración de clorofila fue mayor a los 14 y a los 28 DDT con diferencias e.s. respecto del momento del trasplante ($p \leq 0.05$).

No hubo una influencia clara de la interacción obtenida para las medidas SPAD.

Concentración de nitratos (Tabla 6.4.1.2.)

La acumulación de nitratos fue menor en las plantas regadas con la solución con un 20% de amonio (A20), con diferencias e.s. respecto de las que se les aplicó todo el nitrógeno en forma nítrica ($p \leq 0.05$).

La concentración de nitratos en hojas se incrementó desde el momento del trasplante hasta los 28 DDT donde se alcanzó el valor más elevado, encontrándose diferencias e.s. entre todas las fechas de muestreo ($p \leq 0.05$).

Actividad enzima nitrato reductasa (NR) (Tabla 6.4.1.3.)

No hubo una influencia e.s. de la concentración de amonio empleada en la actividad enzimática.

Por otro lado a los 14 DDT se obtuvieron los valores de este parámetro más elevados con diferencias e.s. respecto de los 28 DDT ($p \leq 0.05$).

Porcentaje de nitrógeno (Tabla 6.4.1.4.)

El contenido de amonio aplicado en la solución nutritiva no tuvo un efecto e.s. en el porcentaje de nitrógeno total de las plantas.

En cuanto a la fecha de muestreo, el día del trasplante se obtuvo el valor más bajo de este parámetro, con diferencias e.s.

($p \leq 0.05$). La interacción entre los parámetros estudiados no resultó e.s.

En las siguientes tablas (6.4.1.1., 6.4.1.2., 6.4.1.3.) , letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv.estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 6.4.1.1. Parámetros de color y valores SPAD. Temperatura diurna 18°C

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Solución nutritiva				
A0	49.82 -	126.00 -	31.91 -	32.02 -
A20	49.24 -	126.26 -	31.65 -	31.85 -
DDT				
0	52.27 a	123.69 b	35.73 a	27.91 b
14	47.55 b	127.04 a	29.68 b	35.04 a
28	48.75 b	127.66 a	29.94 b	32.84 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Solución (1)	1.2 ^{ns}	0.5 ^{ns}	0.2 ^{ns}	0.1 ^{ns}
DDT (2)	53.2**	85.0**	66.5**	77.5**
Interacción				
Sol x DDT. (2)	0.9 ^{ns}	0.3 ^{ns}	0.6 ^{ns}	0.1 ^{ns}
Residual (10)	44.3	14.0	32.7	22.3
Desv. estándar	2.1	0.8	2.3	1.9

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.4.1.2. Concentración de nitratos. Temperatura diurna 18°C

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Solución nutritiva	
A0	2159.30 a
A20	1800.47 b
DDT	
0	1064.30 c
14	1842.93 b
28	3032.41 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	4.3**
DDT (2)	84.9**
Interacción	
Sol x DDT. (2)	2.3 ^{ns}
Residual (10)	7.2
Desv. estándar	288.9

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

m.f.: materia fresca

Tabla 6.4.1.3. Actividad enzima nitrato reductasa. Temperatura diurna 18°C

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Solución nutritiva	
A0	0.33 -
A20	0.35 -
DDT	
14	0.46 a
28	0.28 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	0.7 ^{ns}
DDT (1)	48.0**
Interacción	
Sol x DDT. (1)	6.7 ^{ns}
Residual (16)	44.6
Desv. estándar	0.1

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

m.f.: materia fresca

Tabla 6.4.1.4. Porcentaje de nitrógeno. Temperatura diurna 18°C

	%Nitrógeno
Solución nutritiva	
A0	3.82 -
A20	3.84 -
DDT	
0	3.30 b
14	4.05 a
28	4.14 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	0.1 ^{ns}
DDT (2)	89.9 ^{**}
Interacción	
Sol x DDT. (2)	1.4 ^{ns}
Residual (9)	7.0
Desv. estándar	0.2

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

6.4.2. Temperatura 15-21°C

Parámetros de color (Tabla 6.4.2.1.)

Las diferencias encontradas tanto en la luminosidad como en el ángulo *Hue* y el *Croma* entre las diferentes concentraciones de amonio no resultaron e.s.

La fecha de muestreo no tuvo un efecto e.s. en el ángulo *Hue* mientras que los valores de la luminosidad y el *Croma* fueron mayores el día del trasplante con diferencias e.s. respecto de los 14 y los 28 DDT.

Las interacciones obtenidas entre los factores estudiados no resultaron e.s. para ninguno de los parámetros de color.

Valores SPAD (Tabla 6.4.2.1.)

No hubo un efecto e.s. del nivel de amonio en la concentración de clorofilas.

Por otro lado, los valores SPAD más altos se determinaron a los 14 DDT con diferencias e.s. respecto del día del trasplante y de los 28 DDT ($p \leq 0.05$).

La interacción obtenida entre los factores estudiados no resultó e.s.

Concentración de nitratos (Tabla 6.4.2.2.)

Aunque la menor acumulación de nitratos se observó en las plantas regadas con la solución nutritiva con un 20% de amonio (A20), las diferencias respecto de la solución A0 no fueron e.s.

El día del trasplante se obtuvo una concentración de nitratos en hojas, más baja y con diferencias e.s. respecto de los 14 y los 28 DDT.

No hubo un efecto claro de la interacción entre los factores para este parámetro ($p \leq 0.05$).

Actividad enzima Nitrato Reductasa (NR) (Tabla 6.4.2.3.)

Las plantas a las cuales se les aplicó la solución nutritiva con un 0% de amonio presentaron una actividad enzimática mayor ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, a los 14 DDT la actividad de la enzima nitrato reductasa fue mayor que a los 28 DDT ($p \leq 0.05$).

La interacción resultante entre los factores no fue e.s.

Porcentaje de nitrógeno (Tabla 6.4.2.4.)

No hubo un efecto e.s. de la concentración de amonio en la solución nutritiva en el contenido de nitrógeno total de las plantas.

En cuanto a la fecha de muestreo, el valor más alto se obtuvo el día del trasplante, seguido de los 28 DDT, mientras que el más bajo se halló a los 14 DDT con diferencias e.s. entre todos ellos ($p \leq 0.05$).

La interacción entre los factores estudiados no resultó e.s. para este parámetro.

En las siguientes tablas (6.4.2.1., 6.4.2.2., 6.4.2.3., 6.4.2.4.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 6.4.2.1. Parámetros de color y valores SPAD. Temperatura diurna 21°C

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Solución nutritiva				
A0	53.32 -	122.83 -	35.74 -	27.84 -
A20	53.88 -	124.31 -	35.31 -	26.98 -
DDT				
0	56.09 a	121.84 -	38.98 a	23.79 b
14	51.73 b	125.36 -	34.44 b	31.58 a
28	52.97 b	123.53 -	33.16 b	26.84 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Solución (1)	1.1 ^{ns}	5.2 ^{ns}	0.4 ^{ns}	1.1 ^{ns}
DDT (2)	45.9**	19.6	52.4	60.7**
Interacción				
Sol x DDT. (2)	4.1 ^{ns}	8.4 ^{ns}	0.3 ^{ns}	1.1 ^{ns}
Residual (10)	49.0	66.8	46.9	37.0
Desv. estándar	2.3	3.3	2.9	3.1

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.4.2.2. Concentración de nitratos. Temperatura diurna 21°C

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Solución nutritiva	
A0	1884.82 -
A20	1750.22 -
DDT	
0	1255.26 b
14	2062.28 a
28	2135.02 a
Resumen ANOVA (gdl)	
% suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	1.7 ^{ns}
DDT (2)	60.4**
Interacción	
Sol x DDT. (2)	3.0 ^{ns}
Residual (10)	34.8
Desv. estándar	370.7

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.4.2.3. Actividad enzima nitrato reductasa. Temperatura diurna 21°C

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Solución nutritiva	
A0	0.34 a
A20	0.27 b
DDT	
14	0.42 a
28	0.19 b
Resumen ANOVA (gdl)	
% suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	6.3**
DDT (1)	67.0**
Interacción	
Sol x DDT. (1)	5.2 ^{ns}
Residual (16)	21.5
Desv. estándar	0.1

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.4.2.4. Porcentaje de nitrógeno. Temperatura diurna 21°C

	%Nitrógeno
Solución nutritiva	
A0	2.98 -
A20	3.20 -
DDT	
0	3.77 a
14	2.34 c
28	3.17 b
Resumen ANOVA (gdl)	
% suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	2.7 ^{ns}
DDT (2)	67.4 ^{**}
Interacción	
Sol x DDT. (2)	5.3 ^{ns}
Residual (9)	24.5
Desv. estándar	0.7

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

6.4.3. Temperatura 15-24°C

Parámetros de color (Tabla 6.4.3.1.)

Los parámetros de color no estuvieron afectados por el contenido en amonio presente en la solución nutritiva.

La fecha de muestreo no tuvo un efecto e.s. en la luminosidad. Los valores más altos del ángulo *Hue* se alcanzaron a los 14 y 28 DDT con diferencias e.s. respecto del día del trasplante ($p \leq 0.05$), mientras que ese día se obtuvieron los más elevados de *Croma* ($p \leq 0.05$).

No hubo un efecto e.s. de la interacción obtenida en este parámetro.

Valores SPAD (Tabla 6.4.3.1.)

La concentración de amonio empleada en la solución nutritiva no tuvo un efecto e.s. en la concentración de clorofilas.

Los valores más altos de SPAD se hallaron a los 14 DDT con diferencias e.s. respecto del día del trasplante y de los 28 DDT ($p \leq 0.05$).

La interacción entre los factores no resultó e.s.

Concentración de nitratos (Tabla 6.4.3.2.)

No hubo un efecto e.s. de ninguno de los factores estudiados en la acumulación de nitratos.

Tampoco resultó e.s. la interacción obtenida entre los factores estudiados.

Actividad enzima Nitrato Reductasa (NR) (Tabla 6.4.3.3.)

Las diferencias encontradas entre ambos niveles de amonio, así como en las diferentes fechas de muestreo, no fueron e.s.

No hubo un efecto e.s. de la interacción obtenida en este parámetro.

Porcentaje de nitrógeno (Tabla 6.4.3.4.)

La concentración de amonio aportada con la solución nutritiva no tuvo un efecto e.s. en este factor.

En cuanto a la fecha de muestreo, el día del trasplante se determinó el porcentaje de nitrógeno más elevado con diferencias e.s. respecto de los 14 y los 28 DDT ($p \leq 0.05$).

La interacción para este parámetro entre los dos factores estudiados no resultó e.s.

En las siguientes tablas (6.4.3.1., 6.4.3.2., 6.4.3.3., 6.4.3.4.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 6.4.3.1. Parámetros de color y valores SPAD. Temperatura diurna 24°C

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Solución nutritiva				
A0	54.92 -	122.24 -	37.46 -	24.83 -
A20	54.48 -	123.67 -	35.39 -	25.63 -
DDT				
0	55.02 -	120.64 b	40.87 a	21.09 b
14	52.27 -	124.66 a	32.18 b	30.75 a
28	56.81 -	123.56 a	36.23 b	23.84 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Solución (1)	0.6 ^{ns}	9.5 ^{ns}	5.9 ^{ns}	0.7 ^{ns}
DDT (2)	43.6 ^{ns}	48.1**	61.4**	64.8**
Interacción				
Sol x DDT. (2)	4.8 ^{ns}	11.4 ^{ns}	9.5 ^{ns}	0.7 ^{ns}
Residual (10)	51.0	26.3	19.7	33.8
Desv. estándar	2.7	1.5	2.5	3.6

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.4.3.2. Concentración de nitratos. Temperatura diurna 24°C

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Solución nutritiva	
A0	3090.18 -
A20	3074.33 -
DDT	
0	3769.25 -
14	2631.06 -
28	2846.45 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	0.0 ^{ns}
DDT (2)	61.0 ^{ns}
Interacción	
Sol x DDT. (2)	0.8 ^{ns}
Residual (10)	38.2
Desv. estándar	434.0

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

m.f.: materia fresca

Tabla 6.4.3.3. Actividad enzima nitrato reductasa. Temperatura diurna 24°C

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Solución nutritiva	
A0	0.07 -
A20	0.09 -
DDT	
14	0.10 -
28	0.07 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	1.0 ^{ns}
DDT (1)	2.7 ^{ns}
Interacción	
Sol x DDT. (1)	0.3 ^{ns}
Residual (16)	91.9
Desv. estándar	0.1

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.4.3.4. Porcentaje de nitrógeno. Temperatura diurna 24°C

	%Nitrógeno
Solución nutritiva	
A0	4.05 -
A20	4.05 -
DDT	
0	5.07 a
14	3.44 b
28	3.64 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	0.0 ^{ns}
DDT (2)	73.8**
Interacción	
Sol x DDT. (2)	2.2 ^{ns}
Residual (9)	24.0
Desv. estándar	0.7

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

6.4.4. Comparación de temperaturas de manejo en cámara climática

Parámetros de color (Tabla 6.4.4.1.)

Se hallaron diferencias e.s. entre las diferentes temperaturas para los parámetros de color estudiados. Tanto la luminosidad como el *Croma*, alcanzaron valores más elevados con las temperaturas diurnas de 21 y 24°C con diferencias e.s. respecto de los 18°C ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). Sin embargo, en el caso del ángulo *Hue*, los valores más altos se encontraron con la temperatura diurna más baja (18°C) con diferencias e.s. respecto del resto ($p \leq 0.05$).

Las diferencias encontradas entre los dos niveles de amonio no resultaron e.s.

Por otro lado, se observó una influencia clara de la fecha de muestro en los tres parámetros de color. En el día del trasplante, se obtuvieron los valores más altos de luminosidad y de *Croma* aunque en el caso de la luminosidad sin diferencias e.s. respecto de los 28 DDT ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), en el caso del ángulo *Hue* fue superior a los 14 y 28 DDT ($p \leq 0.05$).

Las interacciones entre los factores estudiados no tuvieron un efecto e.s. en ninguno de los parámetros de color.

Valores SPAD (Tabla 6.4.4.1.)

Se observó un descenso de la concentración de clorofilas conforme se incrementó la temperatura diurna, de manera que los valores más altos se obtuvieron con la temperatura de 18°C, seguida de los 21°C observándose los más bajos con 24°C con diferencias e.s. entre todas ellas ($p \leq 0.05$).

No hubo un efecto e.s. del nivel de amonio de la solución nutritiva en las medidas SPAD.

En cuanto a la fecha de muestreo, el mayor contenido en clorofilas (valores SPAD) se determinó a los 14 DDT seguido de los 28 DDT, mientras que en el momento del trasplante se halló el más bajo encontrándose diferencias e.s. entre todas ellas ($p \leq 0.05$).

Las interacciones obtenidas entre los factores estudiados no resultaron e.s. para este parámetro.

Concentración de nitratos (Tabla 6.4.4.2.)

La mayor acumulación de nitratos en hojas se determinó con una temperatura diurna de 24°C encontrándose diferencias e.s. con el resto de temperaturas ($p \leq 0.05$).

La interacción temperatura x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$) de manera que a los 14 DDT las diferencias entre temperaturas no fueron e.s. mientras que a los 28 DDT los valores obtenidos

entre los 18 y los 24°C no presentaron diferencias e.s.(Figura 6.4.4.1.)

Las diferencias encontradas entre las dos concentraciones de amonio no resultaron e.s. aunque el valor fue inferior cuando la solución presentó un 20% de amonio.

Respecto de la fecha de muestreo, la concentración de nitratos fue más elevada a los 28 DDT, con diferencias e.s. respecto del día del trasplante y los 14 DDT ($p \leq 0.05$).

La interacción temperatura x DDT ($p \leq 0.01$) mostró que con la temperatura de 18°C, los valores observados a los 14 DDT fueron mayores que el día del trasplante con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$), mientras que con 21 y 24°C las diferencias entre los 14 y los 28 DDT no presentaron diferencias e.s. y fueron superiores a los del día del trasplante ($p \leq 0.05$) (Figura 6.4.4.1.).

Actividad enzima Nitrato Reductasa (NR) (Tabla 6.4.4.3.)

La actividad enzimática fue mayor con las temperaturas de 18 y 21°C con diferencias e.s. respecto de los 24°C ($p \leq 0.05$).

Hubo una interacción temperatura x DDT que resultó e.s. ($p \leq 0.01$), de manera que a los 28 DDT los valores determinados con temperaturas diurnas de 18°C fueron mayores con diferencias e.s. a los observados con 21°C ($p \leq 0.05$) (Figura 6.4.4.2.)

No hubo diferencias e.s. entre los niveles de amonio empleados.

Por otro lado, a los 14 DDT la actividad enzimática fue superior que a los 28 DDT con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

La interacción e.s. temperatura x DDT ($p \leq 0.01$) mostró que con una temperatura de 24°C las diferencias entre los 14 y los 28 DDT no fueron e.s. (Figura 6.4.4.2.).

Porcentaje de nitrógeno (Tabla 6.4.4.4.)

El porcentaje de nitrógeno total en las hojas fue mayor en las plantas que se cultivaron con una temperatura diurna de 18°C, seguido de las que estuvieron a 24°C, mientras que fue más bajo en aquellas en las que la temperatura fue de 21°C con diferencias e.s. entre todas ellas ($p \leq 0.05$).

La interacción temperatura x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$), de manera que el día del trasplante el porcentaje fue superior con temperaturas diurnas de 24°C ($p \leq 0.05$), mientras que entre los 18 y los 21°C, no se encontraron diferencias e.s. Por otro lado, a los 28 DDT con 24°C se alcanzaron valores intermedios entre los 18 y 21°C sin diferencias e.s. (Figura 6.4.4.3.).

La concentración de amonio empleada en la solución nutritiva no tuvo una influencia e.s. en el porcentaje de nitrógeno total.

En cuanto a la fecha de muestreo, el día del trasplante se obtuvieron valores más elevados que a los 28 DDT seguidos por los 14 DDT donde fueron más bajos, hallándose diferencias e.s. entre todas las fechas ($p \leq 0.05$).

La interacción temperatura x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$), encontrándose que con una temperatura diurna de 18°C no hubo diferencias entre los 14 y los 28 DDT, obteniéndose en estas fechas valores superiores a los observados el día del trasplante con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$). Con temperaturas de 21°C durante el día las diferencias entre el momento del trasplante y los 28 DDT no resultaron e.s., como tampoco lo fueron con la temperatura diurna más elevada (24°C), entre los 28 y los 14 DDT (Figura 6.4.4.3.).

En las siguientes tablas (6.4.4.1., 6.4.4.2., 6.4.4.3., 6.4.4.4.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 6.4.4.1. Parámetros de color y valores SPAD.

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Temperatura (T^a)				
18°C	49.53 b	126.13 a	31.78 b	31.93 a
21°C	53.60 a	123.57 b	35.52 a	27.40 b
24°C	54.70 a	122.95 b	36.43 a	25.23 c
Solución nutritiva				
A0	52.68 -	123.69 -	35.04 -	28.23 -
A20	52.53 -	124.75 -	34.11 -	28.15 -
DDT				
0	54.46 a	122.05 b	38.52 a	24.26 c
14	50.51 b	125.69 a	32.10 b	32.45 a
28	52.84 a	124.92 a	33.11 b	27.84 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Temperatura (2)	35.1**	20.5**	21.5**	28.5**
Solución (1)	0.0 ^{ns}	3.1 ^{ns}	1.2 ^{ns}	0.0 ^{ns}
DDT (2)	18.1**	25.1**	40.0**	40.4**
Interacción				
T ^a x sol (2)	0.0 ^{ns}	0.9 ^{ns}	0.8 ^{ns}	0.4 ^{ns}
T ^a x DDT (4)	0.5 ^{ns}	2.8 ^{ns}	4.9 ^{ns}	2.5 ^{ns}
Sol x DDT. (2)	7.3 ^{ns}	4.1 ^{ns}	1.8 ^{ns}	0.1 ^{ns}
T ^a x sol. x DDT (4)	0.0 ^{ns}	1.6 ^{ns}	1.3 ^{ns}	0.3 ^{ns}
Residual (30)	1.7	36.8	23.5	20.9
Desv. estándar	26.6	2.3	2.6	2.9

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.4.4.2. Concentración de nitratos.

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Temperatura (T^a)	
18°C	1979.88 b
21°C	1817.52 b
24°C	3082.26 a
Solución nutritiva	
A0	2378.10 -
A20	2208.30 -
DDT	
0	2029.61 b
14	2178.76 b
28	2671.29 a
Resumen ANOVA (gdl)	
% suma de cuadrados	
Factor	
Temperatura (2)	38.4**
Solución (1)	1.0 ^{ns}
DDT (2)	11.6**
Interacción	
T ^a x sol (2)	0.7 ^{ns}
T ^a x DDT (4)	30.7**
Sol x DDT. (2)	0.6 ^{ns}
T ^a x sol. x DDT (4)	0.7 ^{ns}
Residual (30)	12.7
Desv. estándar	359.2

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.4.4.3. Actividad enzima nitrato reductasa.

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Temperatura (T^a)	
18°C	0.34 a
21°C	0.31 a
24°C	0.08 b
Solución nutritiva	
A0	0.25 -
A20	0.24 -
DDT	
14	0.30 a
28	0.18 b
Resumen ANOVA (gdl)	
% suma de cuadrados	
Factor	
Temperatura (2)	55.2**
Solución (1)	0.1 ^{ns}
DDT (1)	17.0**
Interacción	
T ^a x sol (2)	1.7 ^{ns}
T ^a x DDT (2)	6.2**
Sol x DDT. (1)	1.7**
T ^a x sol. x DDT (2)	0.5 ^{ns}
Residual (30)	17.6
Desv. estándar	0.1

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

Tabla 6.4.4.4. Porcentaje de nitrógeno

	% Nitrógeno
Temperatura (T^a)	
18°C	3.83 a
21°C	3.09 c
24°C	4.05 b
Solución nutritiva	
A0	3.62 -
A20	3.70 -
DDT	
14	4.05 a
28	3.28 c
Temperatura (T^a)	3.65 b
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Temperatura (2)	32.0**
Solución (1)	0.4 ^{ns}
DDT (2)	15.3**
Interacción	
T ^a x sol (2)	0.6 ^{ns}
T ^a x DDT (4)	37.0**
Sol x DDT. (2)	0.4 ^{ns}
T ^a x sol. x DDT (4)	2.1 ^{ns}
Residual (30)	16.1
Desv. estándar	0.6

A0: 0% amonio; A20: 20% amonio

DDT: días después del trasplante

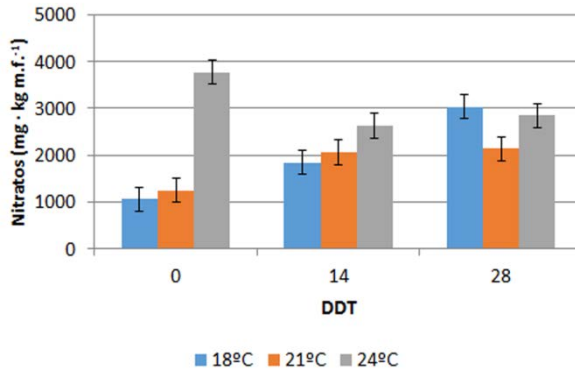


Figura 6.4.4.1. Concentración de nitratos. Interacción temperatura x DDT

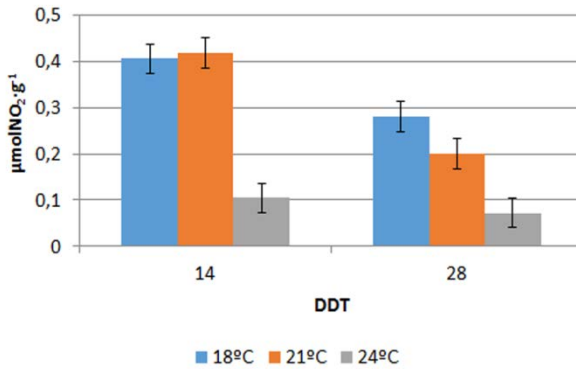


Figura 6.4.4.2. Actividad enzima nitrato reductasa. Interacción temperatura x DDT

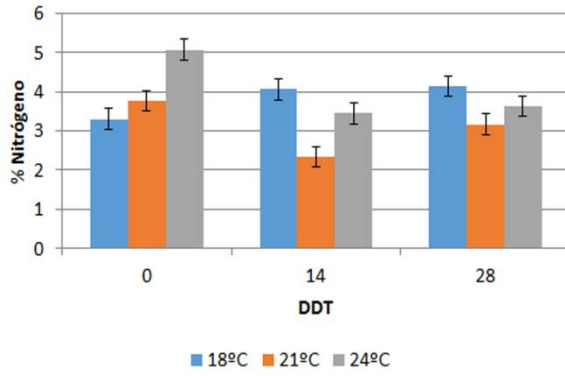


Figura 6.4.4.3. Porcentaje de nitrógeno. Interacción temperatura x DDT

6.4.5. Discusión de los resultados

En trabajos bibliográficos anteriores, el aporte de amonio en la solución nutritiva de manera conjunta con el nitrato, indujo a una coloración verde más intensa y un mayor contenido en clorofilas en cultivos como el brócoli, el colirábano y la escarola (Shelp, 1987; Blanke *et al.*, 1996; Santamaría y Elia, 1997).

Estos resultados difieren de los obtenidos en el presente experimento, en que la concentración de amonio empleada en la solución, no tuvo una influencia en la intensidad del color verde (luminosidad, H° y *Croma*), como tampoco la tuvo en los valores SPAD (concentración de clorofilas), corroborando lo observado en otro experimento realizado en pimiento donde la fuente de nitrógeno no inducía un efecto significativo en el contenido en clorofilas de las hojas (Bar-Tal *et al.*, 2001).

Por otro lado se observó que con un aumento de las temperaturas se produjo un descenso de los valores SPAD. Estos resultados confirmarían los observados por determinados autores, que señalaron que con temperaturas entre 15-20°C se produce un incremento de la concentración de clorofilas, mientras que con temperaturas superiores a 20°C decrece (Dwyer *et al.*, 1995; Saínz y Echeverría, 1998). Estos mismos autores señalaron que en condiciones en las que la temperatura es óptima para la síntesis de clorofila, su concentración depende del aporte de nitrógeno (forma y cantidad) mientras que cuando

la temperatura es elevada y se limita su síntesis, su concentración en las hojas es independiente de la cantidad de nitrógeno, lo cual también podría explicar las razones por las que no se han encontrado diferencias en los valores de SPAD entre los diferentes niveles de amonio (Saínez y Echeverría, 1998).

La concentración de clorofilas se incrementó desde el momento del trasplante hasta los 14 DDT, cuando empezó a descender hasta el momento de la recolección. En el cultivo del tomate se observó un comportamiento similar de este parámetro de manera que las medidas SPAD se redujeron a medida que se desarrolló el cultivo (Rodríguez *et al.*, 1998).

La actividad de la enzima nitrato reductasa estuvo influenciada por la temperatura diurna, de manera que disminuyó conforme se incrementaba. En estudios bibliográficos anteriores realizados en soja se observó que el efecto de la temperatura sobre la actividad de la enzima nitrato reductasa dependía de la luz, encontrándose que en condiciones de oscuridad la actividad enzimática descendía con el incremento de las temperaturas, mientras que en condiciones de luz no había una influencia de este factor en la enzima (Nicholas *et al.*, 1976).

Esta menor actividad enzimática en condiciones de temperaturas más elevadas podría llevar asociado el aumento de

la concentración de nitratos con las temperaturas de 21°C y 24°C respecto de los 18°C, observándose, además, que mientras que con la temperatura más baja, una mayor concentración de amonio en la solución nutritiva produciría un descenso en la acumulación de nitratos, con temperaturas más elevadas este efecto no se obtenía.

No obstante, el aumento de la concentración de nitratos en condiciones de temperatura elevada, fue observado anteriormente en un diversos estudios realizados en lechuga y se asoció al efecto que tiene la temperatura en la fotosíntesis. Se ha considerado que la lechuga y la escarola tienen un óptimo fotosintético relativamente bajo en comparación con otras especies, de manera que con temperaturas elevadas se produciría una saturación de la fotosíntesis y con ello un descenso de la cantidad de carbohidratos acumulados en la vacuola, que serían reemplazados por nitratos con el fin de mantener la turgencia (Behr, Wiebe, 1992; Gonella *et al.*, 2002).

6.5. Conclusiones del capítulo

- El contenido en amonio de la solución nutritiva no indujo a una mayor afección de ‘tipburn’ ni subida a flor prematura.
- Los niveles de amonio empleados no causaron problemas de toxicidad en las plantas.
- La aplicación de un 10 y un 20% del nitrógeno en forma amónica redujeron el contenido de nitratos en las plantas de escarola.
- La actividad de la enzima nitrato reductasa, se vio estimulada por la presencia de amonio en el medio en los experimentos realizados en invernadero.
- Los mayores contenidos de nitrógeno se observaron en las primeras fases del cultivo.
- No pudo constatarse un aumento en la absorción de fósforo con el aumento del aporte de amonio.
- La tasa relativa de crecimiento disminuyó durante el cultivo.
- El aporte de nitrógeno en forma nítrica aumentó el índice de área foliar a partir de la mitad del ciclo en el cultivo en botes.
- Los medidores de clorofilas SPAD-502 no resultaron buenos indicadores del contenido de nitrógeno total y de la concentración de nitratos de las plantas de escarola, en las condiciones de nuestros experimentos.

- Los parámetros de color L^* y C obtenidos a partir de la escala CIEL*a*b*, se encuentran relacionados significativamente con los valores SPAD, por lo que podrían utilizarse para estimar el contenido en clorofilas de las hojas.
- Los parámetros de color estudiados no presentaron una correlación con el contenido de nitratos y nitrógeno de las plantas, por lo que, en nuestras condiciones, el colorímetro no resultaría un método útil para determinar estos parámetros de manera indirecta.
- En las condiciones de cámara, las temperaturas elevadas disminuyeron la actividad de la enzima nitrato reductasa.
- En el ensayo en cámara cuando la actividad enzimática es baja no se produce una reducción de los nitratos con el reemplazo de estos por amonio en la solución nutritiva.
- Cuando la temperatura es baja un mayor aporte de amonio en la solución nutritiva provoca un descenso en la acumulación de nitratos.
- La acumulación de nitratos es mayor en condiciones de temperaturas elevadas.

Capítulo 7

*Efecto de la aplicación de cloruros sobre la solución nutritiva
en la acumulación de nitratos*

7.EFECTO DE LA APLICACIÓN DE CLORUROS SOBRE LA SOLUCIÓN NUTRITIVA EN LA ACUMULACIÓN DE NITRATOS

7.1.Material y métodos

7.1.1. Características comunes.

Ambos experimentos se realizaron en las mismas instalaciones descritas en el apartado 2.1.1. del Capítulo 2, empleando el cultivar de escarola de hoja lisa ‘Cuartana’.

La siembra en el semillero y la plantación definitiva en invernadero se realizaron del mismo modo que la explicada en el apartado 2.1.1. del Capítulo 2.



Fotografía 7.1. Vista general del invernadero.

El aporte de la solución nutritiva se realizó mediante fertirrigación, con un sistema de alta frecuencia de las mismas características que las explicadas en el apartado 2.1.1. del Capítulo 2 manteniendo el drenaje entre el 20 y el 30% del

volumen total del riego. Además se determinó semanalmente el pH y su conductividad eléctrica (CE).

7.1.2. Experimento año 2015

En el siguiente cuadro se recogen las fechas de siembra, trasplante y recolección (cuadro 7.1.2.1.).

Cuadro 7.1.2.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección

Siembra	Trasplante	Recolección
02-09-2015	02-10-2015	12-11-2015

Se aportaron cuatro soluciones nutritivas cuya composición se recoge en el cuadro 7.1.2.2., todas ellas con un contenido en nitrógeno constante de 12.60 mmol/L.

- Solución 1: Solución con un 20% de cloruro y un 5% de amonio respecto del nitrógeno total.
- Solución 2: Solución con un 40% de cloruro y un 5% de amonio respecto del nitrógeno total.
- Solución 3: Solución con un 20% de cloruro y un 20% de amonio respecto del nitrógeno total.
- Solución 4: Solución con un 40% de cloruro y un 20% de amonio respecto del nitrógeno total.

Cuadro 7.1.2.2. Composición de las soluciones nutritivas Experimento 2015 ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$)

Solución	NO_3^-	H_2PO_4	SO_4^{2-}	HCO_3^-	Cl^-	NH_4^+	K^+	Ca^{2+}	Mg^{2+}	Na^+	CE ($\text{ds}\cdot\text{m}^{-1}$)
S1	12.00	1.20	2.80	0.50	2.52	0.60	7.00	3.25	3.35	1.03	1.82
S2	12.00	1.20	2.80	0.50	5.04	0.60	7.52	3.71	3.89	1.03	2.03
S3	10.08	1.20	2.80	0.50	2.52	2.52	4.40	3.25	2.73	1.03	1.66
S4	10.08	1.20	2.80	0.50	5.04	2.52	6.92	3.25	2.73	1.03	1.87

Inicialmente el diseño del experimento se planteó para dos soluciones nutritivas, las plantas se dividieron en dos grupos regándose uno de ellos con la solución S1 (con un 20% de cloruros) y el otro con la S2 (40% de cloruros).

A partir de los 35 DDT (días después del trasplante), se decidió incluir dos soluciones nutritivas más con el mismo porcentaje de cloro pero incrementando el porcentaje de nitrógeno aportado en forma de amonio (S3, S4). Desde ese momento la mitad de las plantas regadas con la solución con un 20% de cloruros (S1) empezaron a regarse con la solución S3 y la mitad de las que se les aportaba la solución S2 con la solución S4 (40% de cloruro pero con un incremento de amonio hasta el 20%).

7.1.2.1. Diseño experimental

Producción

Las plantas destinadas a valorar la incidencia de fisopatías y la producción se recolectaron a los 42 DDT (días después del trasplante).

Para ello se realizó un diseño completamente aleatorizado, compuesto por 4 soluciones nutritivas, 3 u.r. (unidad de repetición) y 4 plantas por u.r. Empleando en total 12 u.r. y 48 plantas.

Evolución de los parámetros fisiológicos

- Trasplante

El día del trasplante se muestrearon las plantas del semillero, empleándose 3 u.r. de 8 plantas cada una, con un total de 24 plantas.

- 14, 28 y 42 DDT

Se estableció un diseño factorial completamente aleatorizado, compuesta por 4 soluciones nutritivas, 3 muestreos, 3 u.r. y 2 plantas por u.r. Esta parte del experimento estuvo formado por 36 u.r. y 72 plantas.

7.1.2.2. Fechas de muestreo

Periódicamente se tomaron tres plantas de cada solución nutritiva para la determinación de diferentes parámetros fisiológicos. En el siguiente cuadro se recogen las fechas de los diferentes muestreos (Cuadro 7.1.2.3.)

Cuadro 7.1.2.3. Fechas de muestreos (días después del trasplante)

DDT	Fecha medida
0	2-10-2015
14	15-10-2015
28	30-10-2015
42	12-11-2015

7.1.3. Experimento campaña 2015-2016

En el siguiente cuadro (7.1.3.1.) se recogen las fechas de siembra, trasplante y recolección.

Cuadro 7.1.3.1. Fechas de siembra, trasplante y recolección

Siembra	Trasplante	Recolección
09-12-2015	18-01-2016	01-03-2016

Se aportaron seis soluciones nutritivas, cuya composición se recoge en el cuadro 7.1.3.2. que presentaron, todas ellas, el mismo contenido de nitrógeno.

- Solución 1: Sin iones cloruro preparada con agua desionizada, con 5% NH_4^+
- Solución 2: Contenido en cloruro del 20% respecto del nitrógeno total, con 5% NH_4^+
- Solución 3: Contenido en cloruro del 40% respecto del nitrógeno total, con 5% NH_4^+
- Solución 4: Sin iones cloruro y con un 20% del nitrógeno total aportado de forma amónica.
- Solución 5: Solución con un 20% de cloruro y un 20 % del nitrógeno total aportado de forma amónica.
- Solución 6: Solución con un 40% de cloruro y un 20 % del nitrógeno total aportado de forma amónica.

Cuadro 7.1.3.2. Composición de las soluciones ($\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$)

Solución	NO_3^-	H_2PO_4	SO_4^{2-}	HCO_3^-	Cl^-	NH_4^+	K^+	Ca^{2+}	Mg^{2+}	Na^+	CE ($\text{ds}\cdot\text{m}^{-1}$)
S1	12.00	1.20	2.45	0.00	0.00	0.60	7.90	2.35	2.45	0.00	1.55
S2	12.00	1.20	2.80	0.50	2.52	0.60	7.00	3.25	3.35	1.03	1.82
S3	12.00	1.20	2.80	0.50	5.04	0.60	7.52	3.71	3.89	1.03	2.03
S4	10.08	1.20	2.45	0.00	0.00	2.52	6.10	1.85	1.93	0.00	1.35
S5	10.08	1.20	2.80	0.50	2.52	2.52	4.40	3.25	2.73	1.03	1.66
S6	10.08	1.20	2.80	0.50	5.04	2.52	6.92	3.25	2.73	1.03	1.87

Las plantas se agruparon en tres bloques, inicialmente a cada uno de los bloques se les aplicó una solución nutritiva con distinto porcentaje de cloruro respecto del nitrógeno total (5% aplicado en forma amónica) [**Cl0:** 0%, **Cl20:** 20%, **Cl40:** 40%]; a partir de los 21 DDT la mitad de las plantas de cada bloque, se

regaron con una solución nutritiva que mantenía el porcentaje de cloruro, pero incrementaba la proporción de nitrógeno aplicado en forma amónica hasta un 20%.

7.1.3.1. Diseño experimental

Producción

Las plantas destinadas a valorar la incidencia de fisopatías y la producción se recolectaron 42 DDT.

Para ello se realizó un diseño completamente aleatorizado, compuesto por 3 concentraciones de cloruro y 2 concentraciones de amonio con 3 u.r. y 4 plantas cada una. Empleando en total 18 u.r. y 72 plantas.

Evolución de los parámetros fisiológicos

- Trasplante

El día del trasplante se muestrearon las plantas del semillero, empleándose 3 u.r. de 8 plantas cada una, con un total de 24 plantas.

- 14, 28 y 42 DDT

Se estableció un diseño factorial completamente aleatorizado, compuesto por 3 concentraciones de cloruro y 2 concentraciones de amonio (6 soluciones nutritivas), 3 muestreos, 3 u.r. y 2 plantas por u.r. Esta parte del experimento estuvo formado por 54 u.r. y 108 plantas.

- 7, 21 y 35 DDT

En estas fechas de muestreo se tomaron plantas para seguir la evolución de la tasa de crecimiento. Estableciendo un diseño factorial completamente aleatorizado con 3 concentraciones de cloruros, 2 concentraciones de amonio (6 soluciones nutritivas) x 3 fechas de muestreos x 3 u.r. x 1 planta u.r. Se emplearon un total de 54 u.r. y 54 plantas.

7.1.3.2. Fechas de muestreo

Semanalmente se llevaron a cabo diferentes muestreos para realizar los diferentes análisis. En el siguiente cuadro se recogen las fechas de los muestreos (Cuadro 7.1.3.3.)

Cuadro 7.1.3.3. Fechas de muestreo (días después del trasplante)

DDT	Fecha medida
0	18-01-2016
7	25-01-2016
14	1-02-2016
21	8-02-2016
28	15-02-2016
35	22-02-2016
42	29-02-2016

7.1.4. **Experimento año 2016**

La siembra se realizó el 13-01-2016, en el momento del trasplante, las plantas se colocaron en botes de 2.35 L de las

mismas características que las explicadas en el apartado 6.1.3. del Capítulo 6 aplicando el riego y aireando la solución nutritiva de manera idéntica.

Se emplearon tres soluciones nutritivas con la misma composición que las soluciones 1, 2 y 3 del cuadro 7.1.3.2. (apartado 7.1.3. del presente capítulo).

7.1.4.1. Diseño experimental

- Trasplante

El día del trasplante se muestrearon las plantas del semillero, empleándose 3 u.r. de 8 plantas cada una, con un total de 24 plantas.

- 14, 28 y 35 DDT

Se estableció un diseño factorial completamente aleatorizado, compuesto por 3 soluciones nutritivas, 3 muestreos, 3 u.r. y 1 planta por u.r. En total el experimento estuvo formado por 27 u.r. y 27 plantas.

7.1.4.2. Fechas de muestreo

Periódicamente se llevaron a cabo diferentes muestreos determinar la materia fresca y seca tanto de la parte aérea como de la raíz. En el siguiente cuadro se recogen las fechas de los muestreos (Cuadro 7.1.3.3.)

Cuadro 7.1.4.1. Fechas de muestreo (días después del trasplante)

DDT	Fecha medida
0	10-02-2016
14	25-02-2016
28	7-03-2016
35	14-03-2016

7.1.5. Parámetros estudiados

7.1.5.1. Valores SPAD, parámetros de color y contenido en nitratos

Desde el momento del trasplante hasta la recolección (42 DDT), se realizaron muestreos de manera periódica para determinar el contenido en clorofilas (valores SPAD), la concentración de nitratos en las hojas y los parámetros de color.

El contenido en clorofilas se determinó empleando un medidor portátil SPAD-502 de las mismas características que el explicado en el apartado 2.1.4.2. del Capítulo 2.

La concentración de nitratos en hojas se obtuvo mediante reflectometría con un medidor RQflex de la marca Merck modelo KGaA siguiendo la misma metodología que la explicada en el apartado del 3.1.4.4. del Capítulo 3.

Para obtener las medidas de color se empleó un colorímetro modelo Chroma meter Cr-400 usando los

parámetros de la escala CIELa*b*. Con estos parámetros se determinó posteriormente el ángulo *Hue* y el *Croma* mediante las fórmulas detalladas en el apartado 2.1.4.1 del Capítulo 2.

Igual que en los capítulos anteriores para realizar las determinaciones de los valores SPAD, las coordenadas de color y el contenido de nitratos se utilizaron las mismas hojas sanas, que fueron escogidas del pseudocogollo (eliminando las 12 primeras hojas) en un número que permitiera alcanzar 30 g. necesarios para la determinación de nitratos siguiendo la metodología explicada en el apartado 2.1.4.4. del Capítulo 2.

De cada una de las hojas se realizaron dos medidas SPAD y dos medidas de color en la parte apical.

7.1.5.2. Evaluación de la producción e incidencia de fisiopatías.

Tras la recolección de las escarolas (42 DDT), se procedió a determinar y valorar la incidencia de fisiopatías y la producción.

Además se calcularon los índices IMTB, IPTB y el % de esbozo floral.

Para ello se siguió el mismo procedimiento que el explicado en el apartado 3.1.4.2. del Capítulo 3.

7.1.5.3. Determinación de macronutrientes

Para la determinación de los macronutrientes (nitrógeno y fósforo) se eliminó la raíz y la parte aérea de los pseudocogollos se puso a secar.

En el primero de los experimentos (año 2015), las muestras se secaron en una estufa durante 48h a una temperatura de 65.5°C.

En el experimento realizado durante la campaña 2015-2016 las muestras se secaron en un liofilizador durante 72 horas. Una vez secas las muestras, tanto en el primer como en el segundo experimento, se trituraron con un molinillo.

7.1.5.3.1. Determinación del nitrógeno

En ambos experimentos se determinó el porcentaje de nitrógeno total mediante el método Kjeldhal a partir de 0.5 g de muestra seca, siguiendo la metodología explicada en el apartado 2.1.4.5. del Capítulo 2.

7.1.5.3.2. Determinación del fósforo

El contenido en fósforo únicamente se determinó en el experimento de la campaña 2015-2016.

Para ello se empleó el método colorimétrico del molibdovanadato detallado en el apartado 6.1.5.3.2. del Capítulo 6.

7.1.5.4. Determinación de la actividad nitrato reductasa.

La actividad enzimática se determinó siguiendo la metodología explicada en el apartado 6.1.5.4. del Capítulo 6.

7.1.5.5. Determinación de cloruros en tejidos vegetales (Experimento año 2015)

La determinación de cloruro en hojas de escarola se realizó siguiendo el método de Gilliam cuya metodología es la siguiente:

- Pesar 0.25 gr. de materia seca y añadir 50 mL de una solución de ácido nítrico 0.1N y ácido acético glacial al 10%.
- Agitar la mezcla y dejar en reposo toda la noche.
- Agitar la mezcla, tomar 10 mL y filtrar.
- De este filtrado tomar 0.5 mL y añadir un tampón ácido combinado Corning n°00156206P.
- Determinar la concentración de cloruro con un clorímetro automático Corning 926 (fotografía 7.2.).



Fotografía 7.2. Clorímetro Corning 926

7.1.5.6. Determinación del contenido de azúcares de las hojas
(Experimento campaña 2015-2016).

El método empleado para la determinación de sacarosa, glucosa y fructosa fue el siguiente:

Secar las hojas en el liofilizador, triturar y congelar

Sacar las hojas trituradas del congelador, pesar 200 mg de cada muestra y poner en un tubo de vidrio.

Añadir 4 mL de etanol (80%) a 75°C y 0.2 mL de la disolución de lactosa (30 mg/mL). La lactosa se emplea como azúcar interno para corregir las posibles pérdidas de los azúcares vegetales en el proceso de extracción.

Agitar con agitador eléctrico IKA MS 3 basic (color azul)

Colocar los tubos 10 minutos en el baño a 75°C.

Centrifugar 20 minutos a 4500 r.p.m.

El sobrenadante se pasa a tubos de speed vac ($\varnothing=18$ mm), numerados correspondientemente, de forma que a cada tubo de centrífuga le corresponda uno de speed vac.

Este proceso se repite dos veces más, es decir, se vuelve a añadir al residuo 2 mL de etanol (pero no de lactosa), agitar, calentar, centrifugar y pasar el sobrenadante al tubo de speed vac correspondiente. De forma que al final el tubo de speed vac contine 8 mL de etanol y 0.2 mL de la disolución de lactosa.

Secar en el speed vac a 55 °C, hasta obtener un residuo sólido de azúcares (Hay que enchufar el speed vac una hora antes para que enfríe y se ponga en marcha, por ejemplo, cuando se haya terminado la primera de las tres veces que añadimos etanol).

Una vez seco añadir a cada tubo 1 mL de agua mQ que previamente calentada en el baño a 70 °C. Para facilitar la disolución agitar con agitador eléctrico IKA MS 3 basic (color azul) completando el desprendimiento de la muestra adherida al tubo con una varilla.

Pasar el contenido de cada tubo a un “eppendorf”.

Centrifugar los “eppendorf” (MIKRO 20 Hettich Zentrifugen) durante 20 minutos a 12000 r.p.m.

Filtrar cada “eppendorf”, con filtros $\text{Ø}=0.45\ \mu\text{m}$ y cartuchos C-18. Los cartuchos C-18 se activan haciéndoles pasar, sucesivamente 5 mL de metanol y 5 mL de agua MQ. Este mismo método se utilizará para limpiar tantos los filtros como los cartuchos ya usados (cada filtro y cartucho pueden utilizarse 3 veces).

Analizar en HPLC, mientras tanto conservar en el congelador.

7.1.5.7. Materia fresca y seca de la parte aérea y de la raíz (Experimento 2016)

En cada uno de los muestreos se separó la parte aérea de las raíces y se pesó cada una de ellas con una balanza.

Posteriormente se colocaron por separado en una estufa a 65°C durante 48 h. Transcurrido este tiempo se pesaron para obtener la materia seca.

7.1.6. Tasa de crecimiento (Experimentos 2015 y campaña 2015-2016)

La tasa de crecimiento para cada solución nutritiva, se determinó mediante el peso seco (g) de las plantas muestreadas los diferentes días de medida (0, 14, 28 y 42 DDT para el experimento del año 2015 y 0, 7, 14, 21, 28, 35 y 42 DDT para el de la campaña 2015-2016).

Con esos valores se aplicó la fórmula explicada en el apartado 6.1.5.5. del Capítulo 6.

7.1.7. Índice de área foliar (Experimentos 2015 y campaña 2015-2016)

El área foliar se determinó de las mismas plantas en las que se obtuvo la tasa de crecimiento empleando un medidor de área LI-COR modelo LI-3000 A.

Con los valores del área foliar se calculó el IAF (índice de área foliar) mediante la fórmula explicada en el apartado 6.1.5.6. del Capítulo 6.

7.1.8. Medida del pH y la CE (Experimentos 2015 y campaña 2015-2016)

Semanalmente se midió el pH y la CE ($\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$) de una muestra del drenaje obtenido de cada una de las soluciones nutritivas.

Para la medida del pH se empleó un pHmetro modelo Mettler Toledo Seven easy y para la CE un conductímetro modelo Mettler Toledo. Seven easy.

En la siguiente figura se representa la evolución del pH y la conductividad a lo largo del ciclo C1 y C2.

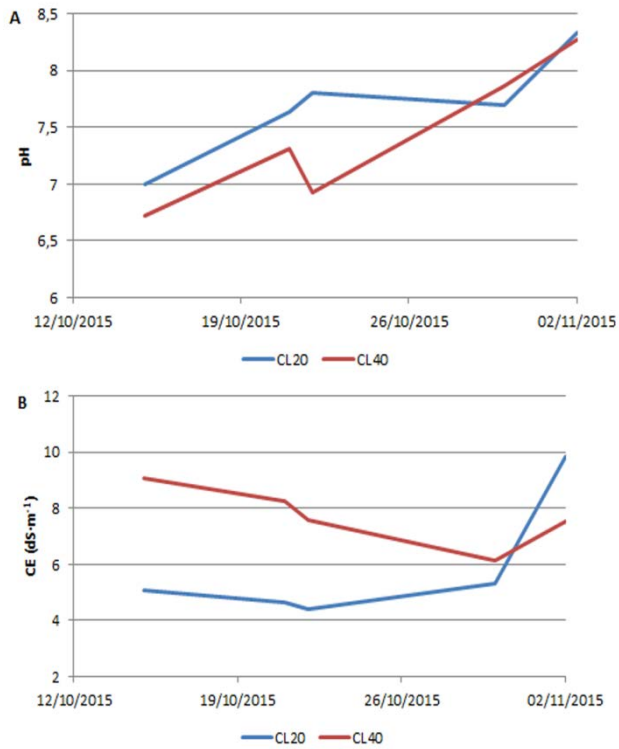


Figura 7.1.1. Evolución del pH (A) y la CE (ds·m⁻¹) (B) a lo largo del Experimento 2015

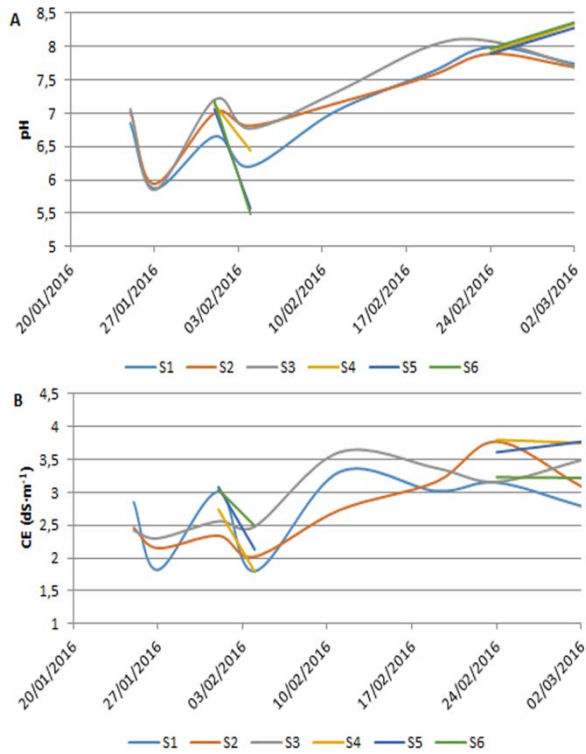


Figura 7.1.2. Evolución del pH (A) y la CE (dS·m⁻¹) (B) a lo largo del Experimento de la campaña 2015-2016

7.1.9. Datos climatológicos

En el anejo de temperatura se recogen las figuras correspondientes a los valores de temperatura y humedad tomados en el invernadero y de radiación acumulada en los ciclos C1 y C2 respectivamente (Figuras 11.19 y 11.20).

7.1.10. Análisis estadístico

Los datos obtenidos para cada uno de los experimentos fueron analizados con el programa Statgraphic Centurión XV siguiendo la metodología explicada en el apartado 3.1.4.7. del Capítulo 3.

7.2. Resultados y discusión

7.2.1. Resultados del experimento correspondiente al año 2015.

Los datos correspondientes a este experimento se analizaron en primer lugar teniendo en cuenta las soluciones S1 y S2 desde el momento del trasplante hasta la recolección 42 DDT.

En segundo lugar se realizó un análisis correspondiente al día de la recolección, en el cual se incluyeron las soluciones nutritivas S3 y S4 que fueron aplicadas desde el día 35 DDT.

7.2.1.1. Resultados correspondientes a las soluciones S1 y S2.

Producción comercial (Tabla 7.2.1.1.)

No hubo una influencia e.s. de la solución nutritiva empleada en el porcentaje de plantas comerciales ni en el peso medio comercial.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 7.2.1.2.)

No hubo diferencias e.s. entre las diferentes soluciones nutritivas empleadas en ninguno de los índices estudiados, ni en el porcentaje del esbozo floral.

Parámetros de color (Tabla 7.2.1.3.)

El porcentaje de cloruro empleado en la solución nutritiva no tuvo un efecto e.s. en ninguno de los parámetros de color estudiados (Tabla 7.2.1.3.).

En cuanto a la fecha de muestreo el día del trasplante se encontraron los valores más altos de luminosidad y de *Croma*, (aunque sin diferencias e.s. respecto de los 28 DDT) ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$), en el caso del ángulo *Hue* estos valores se dieron el día de la recolección mientras que el día del trasplante fueron los más bajos, hallándose diferencias e.s. entre todos los muestreos ($p \leq 0.05$).

No hubo un efecto e.s. de las interacciones estudiadas en ninguno de los parámetros de color.

Valores SPAD (Tabla 7.2.1.3.)

Los diferentes niveles de cloruro empleados no tuvieron una influencia e.s. en la concentración de clorofilas.

Aunque no hubo diferencias e.s. entre las diferentes fechas de muestreo, a los 42 DDT los valores obtenidos con el medidor SPAD fueron superiores ($p \leq 0.05$).

Las interacciones obtenidas entre los factores estudiados no resultaron e.s.

Concentración de nitratos (Tabla 7.2.1.4.)

Las plantas que se regaron con un 40% de cloruro en la solución nutritiva (S2) presentaron una menor concentración de nitratos en las hojas, con diferencias e.s. respecto del 20% (S1) ($p \leq 0.05$). Se halló una interacción solución x DDT e.s. ($p \leq 0.01$), por la que el día del trasplante y a los 14 y 28 DDT las diferencias entre soluciones nutritivas no resultaron e.s. (Figura 7.2.1.1)

Respecto de la fecha de muestreo la mayor acumulación de nitratos en hojas se determinó a los 28 DDT con diferencias respecto del resto de muestreos, obteniéndose el día del trasplante los valores más bajos ($p \leq 0.05$). La interacción solución x DDT resultó e.s., observándose que para las plantas regadas con la solución S1 (20% de cloruro) no hubo diferencias e.s. entre los 28 y los 14 DDT mientras que en aquellas en las que se aplicó la solución S2 no lo fueron entre los 28 y los 42 DDT (Figura 7.2.1.1.).

Actividad enzima Nitrato Reductasa (NR) (Tabla 7.2.1.5.)

No se observó un efecto e.s. de la concentración de cloruro de la solución nutritiva en la actividad de la enzima.

En cuanto a la fecha de muestro, los valores más elevados se hallaron a los 14 DDT con diferencias e.s. respecto del resto de fechas ($p \leq 0.05$).

Contenido de nitrógeno (Tabla 7.2.1.6)

No se observó una influencia clara del contenido de cloruro ni de la fecha de muestreo en el porcentaje total de nitrógeno de las plantas.

Ninguna de las interacciones obtenidas entre factores resultaron e.s. para este parámetro.

Concentración de cloruros (Tabla 7.2.1.7.)

No hubo diferencias e.s. en el contenido de cloruros entre las diferentes soluciones nutritivas empleadas.

El día del trasplante y de recolección (42 DDT) se detectaron las concentraciones de cloruros más elevadas, encontrándose diferencias e.s. con los 14 y los 28 DDT ($p \leq 0.05$).

En las siguientes tablas (7.2.1.1., 7.2.1.2., 7.2.1.3., 7.2.1.4, 7.2.1.5., 7.2.1.6., 7.2.1.7.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 7.2.1.1. Producción comercial y no comercial

	Producción comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant⁻¹)
Solución nutritiva		
S1	100.00-	359.37 -
S2	100.00-	385.85 -
Resumen ANOVA(gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Solución (1)	-	6.6 ^{ns}
Residual (6)	-	93.3
Desv. estándar	-	57.2

S1: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹;

S2: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹

DDT: Días después del trasplante

Tabla 7.2.1.2. Incidencia de fisiopatías

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Solución nutritiva			
S1	0.52-	1.00 -	5.21-
S2	2.01-	1.00 -	5.16-
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Solución (1)	33.3 ^{ns}	-	0.6 ^{ns}
Residual (6)	66.6	-	99.3
Desv. estándar	1.2	-	0.9

S1: $[\text{Cl}^-]$: 2.52 mmol·L⁻¹, $[\text{NH}_4^+]$:0.60mmol·L⁻¹;

S2: $[\text{Cl}^-]$: 5.04 mmol·L⁻¹, $[\text{NH}_4^+]$:0.60mmol·L⁻¹

DDT: Días después del trasplante

Tabla 7.2.1.3. Parámetros de color. Valores SPAD.

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Solución nutritiva				
S1	51.04 -	125.26 -	30.42 -	28.18 -
S2	51.33 -	125.65 -	30.27 -	27.02 -
DDT				
0	53.34 a	122.86 c	36.59 a	25.01 -
14	48.17 b	126.12 b	26.65 b	28.89 -
28	51.90 b	124.87 b	33.32 a	26.52 -
42	51.33 b	127.97 a	24.82 b	30.00 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Solución (1)	0.3 ^{ns}	0.8 ^{ns}	0.0 ^{ns}	2.9 ^{ns}
DDT (3)	53.6**	76.1**	87.5**	32.8 ^{ns}
Interacción				
Sol. x DDT (3)	2.0 ^{ns}	1.8 ^{ns}	0.4 ^{ns}	1.7 ^{ns}
Residual (16)	44.2	21.2	12.1	62.6
Desv. estándar	2.1	1.2	2.2	3.3

S1: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹;

S2: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹

DDT: Días después del trasplante

Tabla 7.2.1.4. Concentración de nitratos.

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Solución nutritiva	
S1	3517.18 a
S2	3008.89 b
DDT	
0	1671.32 c
14	3424.58 b
28	4235.98 a
42	3720.26 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Solución (1)	5.7**
DDT (3)	81.6**
Interacción	
Sol. x DDT (1)	6.8**
Residual (16)	5.9
Desv. estándar	318.4

S1: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹;

S2: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹

m.f.: materia fresca

DDT: días después del trasplante

Tabla 7.2.1.5. Actividad enzima nitrato reductasa

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Solución nutritiva	
S1	0.06 -
S2	0.11 -
DDT	
14	0.18 a
28	0.04 b
42	0.04 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Solución (1)	3.5 ^{ns}
DDT (2)	21.9**
Interacción	
Sol. x DDT (2)	3.0 ^{ns}
Residual (16)	71.6
Desv. estándar	0.1

S1: $[\text{Cl}^-]$: 2.52 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$, $[\text{NH}_4^+]$: 0.60 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$;

S2: $[\text{Cl}^-]$: 5.04 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$, $[\text{NH}_4^+]$: 0.60 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$

DDT: Días después del trasplante

Tabla 7.2.1.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno.

	% Nitrógeno
Solución nutritiva	
S1	3.73 -
S2	3.74 -
DDT	
0	3.69 -
14	3.85 -
28	3.81 -
42	3.59 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	0.1 ^{ns}
DDT (3)	31.7 ^{ns}
Interacción	
Sol. x DDT (2)	5.4 ^{ns}
Residual (16)	62.8
Desv. estándar	0.3

S1: $[\text{Cl}^-]$: 2.52 $\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$, $[\text{NH}_4^+]$: 0.60 $\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$;

S2: $[\text{Cl}^-]$: 5.04 $\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$, $[\text{NH}_4^+]$: 0.60 $\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$

DDT: Días después del trasplante

Tabla 7.2.1.7. Concentración de cloruros

	Concentración de cloruros (mmol·gr ⁻¹)
Solución nutritiva	
S1	1.33 -
S2	1.24 -
DDT	
0	1.45 a
14	0.98 c
28	1.26 b
42	1.44 a
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados	
Factor	
Solución (1)	5.0 ^{ns}
DDT (3)	74.0 ^{**}
Interacción	
Sol. x DDT (2)	4.4 ^{ns}
Residual (32)	16.6
Desv. estándar	0.1

S1: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹;

S2: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹

DDT: Días después del trasplante

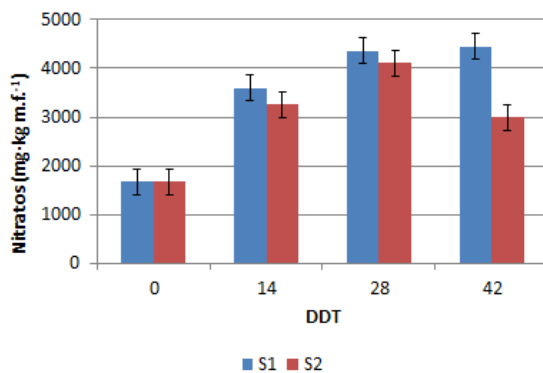


Figura 7.2.1.1. Concentración de nitratos. Interacción cloruro x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

7.2.1.2. Resultados correspondientes a los 42 DDT (Soluciones nutritivas S1, S2, S3 y S4).

Producción comercial (Tabla 7.2.1.8.)

No hubo una influencia e.s. del porcentaje de cloruro y de amonio de la solución nutritiva en la producción comercial. Sin embargo los valores más bajos se encontraron con el empleo de la solución nutritiva con un porcentaje del 40% de cloruro y un 20% de amonio (S4).

Tampoco hubo diferencias e.s. en el peso medio comercial de las plantas.

Producción no comercial (Tabla 7.2.1.8.)

No se halló una influencia clara de los factores estudiados en la aparición de 'tipburn' aunque el porcentaje de plantas afectadas fue superior en aquellas en las que la solución nutritiva aplicada contenía un porcentaje de cloruro del 40% y el amonio representaba un 20% del nitrógeno total (S4).

Incidencia de fisiopatías (Tabla 7.2.1.9.)

No se observaron diferencias e.s. entre los porcentajes de cloruro o los de amonio empleados en las soluciones nutritivas

para los diferentes índices empleados para determinar la severidad del 'tipburn'.

Por otro lado, tampoco hubo una influencia clara de la solución nutritiva empleada en el porcentaje de incursión del esbozo floral

Parámetros de color (Tabla 7.2.1.10.)

Tanto para la luminosidad como para el ángulo *Hue* no hubo diferencias e.s. entre las diferentes soluciones nutritivas. En el caso del *Croma* los valores más bajos se observaron en las plantas que se regaron con la solución S4 (40 % de cloruros y 20% de amonio respecto del nitrógeno total), con diferencias e.s. respecto de las regadas con la solución S3(20% de cloruros y 20% de amonio respecto del nitrógeno total) ($p \leq 0.05$).

Valores SPAD (Tabla 7.2.1.10.)

No hubo una influencia clara de la solución nutritiva empleada en el contenido en clorofila de las plantas.

Concentración de nitratos (Tabla 7.2.1.11.)

Las plantas regadas con las soluciones S2 y S4, ambas con un 40% de cloruros respecto del nitrógeno total, pero con diferente porcentaje de amonio (5 y 20% respectivamente) presentaron una concentración de nitratos en hojas inferior a las

que se les aplicaron las soluciones S1 y S3 con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$).

Actividad enzima nitrato reductasa (Tabla 7.2.1.12)

Las diferencias obtenidas entre las diferentes soluciones nutritivas empleadas no resultaron e.s.

Contenido de nitrógeno (Tabla 7.2.1.13.)

El mayor contenido de nitrógeno total se obtuvo en las plantas regadas con las soluciones nutritivas S1 y S2 con diferencias e.s. respecto del resto ($p \leq 0.05$).

Concentración de cloruros (Tabla 7.2.1.12)

No hubo diferencias en el contenido de cloruros de las hojas de escarola entre las diferentes soluciones nutritivas empleadas.

En las siguientes tablas (7.2.1.8., 7.2.1.9., 7.2.1.10., 7.2.1.11., 7.2.1.12, 7.2.1.13., 7.2.1.14), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 7.2.1.8. Producción comercial y no comercial 42 DDT

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial ($\text{g} \cdot \text{plant}^{-1}$)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Solución nutritiva				
S1	100.00 -	359.42 -	0.00 -	0.00 -
S2	100.00 -	400.55 -	0.00 -	0.00 -
S3	100.00 -	316.31 -	0.00 -	0.00 -
S4	91.66 -	329.22 -	8.34 -	0.00 -
Resumen ANOVA(gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Solución (3)	27.3 ^{ns}	33.7 ^{ns}	27.3 ^{ns}	-
Residual (8)	72.7	66.3	72.7	-
Desv. estándar	8.7	55.7	8.7	-

S1: $[\text{Cl}^-]$: 2.52 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$, $[\text{NH}_4^+]$: 0.60 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$;

S2: $[\text{Cl}^-]$: 5.04 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$, $[\text{NH}_4^+]$: 0.60 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$

S3: $[\text{Cl}^-]$: 2.52 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$, $[\text{NH}_4^+]$: 2.52 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$;

S4: $[\text{Cl}^-]$: 5.04 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$, $[\text{NH}_4^+]$: 2.52 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$

Tabla 7.2.1.9. Incidencia de fisiopatías. 42 DDT

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incurción esbozo floral (%)
Solución nutritiva			
S1	0.33 -	1.00 -	1.36 -
S2	2.33 -	1.02 -	1.43 -
S3	0.67 -	0.51 -	1.03 -
S4	2.00 -	1.25 -	1.33 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Solución (3)	38.2 ^{ns}	48.7 ^{ns}	59.9 ^{ns}
Residual (8)	61.8	51.3	40.1
Desv. estándar	1.3	0.4	0.4

S1: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹;

S2: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹

S3: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:2.52 mmol·L⁻¹;

S4: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:2.52 mmol·L⁻¹

Tabla 7.2.1.10. Parámetros de color. Valores SPAD 42 DDT

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Solución nutritiva				
S1	51.36 -	127.77 -	25.07 ab	30.32 -
S2	51.29 -	128.16 -	24.57 ab	29.67 -
S3	48.92 -	126.27 -	27.30 a	30.13 -
S4	50.87 -	129.86 -	20.99 b	33.74 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados			
Factor				
Solución (3)	28.8 ^{ns}	57.5 ^{ns}	61.3*	37.8 ^{ns}
Residual (8)	71.2	42.4	38.7	62.1
Desv. estándar	1.9	1.3	2.2	2.5

S1: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹;

S2: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹

S3: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:2.52 mmol·L⁻¹;

S4: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:2.52 mmol·L⁻¹

Tabla 7.2.1.11. Concentración de nitratos. 42 DDT

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Solución nutritiva	
S1	4442.90 a
S2	2997.63 b
S3	3769.85 a
S4	2732.18 b

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor	
Solución (3)	82.4**
Residual (8)	17.6
Desv. estándar	380.1

S1: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹;

S2: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹

S3: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:2.52 mmol·L⁻¹;

S4: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:2.52 mmol·L⁻¹

m.f.: materia fresca

Tabla 7.2.1.12. Actividad enzima nitrato reductasa 42 DDT

	Nitrato reductasa (μmol NO₂·g⁻¹)
Solución nutritiva	
S1	0.04 -
S2	0.07 -
S3	0.06 -
S4	0.10 -

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor	
Solución (1)	60.2 ^{ns}
Residual (16)	39.7
Desv. estándar	0.1

S1: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹;

S2: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:0.60mmol·L⁻¹

S3: [Cl⁻]: 2.52 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:2.52 mmol·L⁻¹;

S4: [Cl⁻]: 5.04 mmol·L⁻¹, [NH₄⁺]:2.52 mmol·L⁻¹

Tabla 7.2.1.13. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno 42 DDT

	% Nitrógeno
Solución nutritiva	
S1	3.65 a
S2	3.54 a
S3	3.30 b
S4	3.24 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Solución (1)	77.5**
Residual (8)	22.5
Desv. estándar	0.2

S1: $[\text{Cl}^-]$: 2.52 mmol·L⁻¹, $[\text{NH}_4^+]$:0.60mmol·L⁻¹;

S2: $[\text{Cl}^-]$: 5.04 mmol·L⁻¹, $[\text{NH}_4^+]$:0.60mmol·L⁻¹

S3: $[\text{Cl}^-]$: 2.52 mmol·L⁻¹, $[\text{NH}_4^+]$:2.52 mmol·L⁻¹;

S4: $[\text{Cl}^-]$: 5.04 mmol·L⁻¹, $[\text{NH}_4^+]$:2.52 mmol·L⁻¹

Tabla 7.2.1.14. Concentración de cloruros 42 DDT

	Concentración de cloruros (mmol·gr⁻¹)
Solución nutritiva	
S1	1.42 -
S2	1.47 -
S3	1.49 -
S4	1.53 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados
Factor	
Solución (1)	17.9 ^{ns}
Residual (16)	82.1
Desv. estándar	0.1

S1: $[\text{Cl}^-]$: 2.52 mmol·L⁻¹, $[\text{NH}_4^+]$:0.60mmol·L⁻¹;

S2: $[\text{Cl}^-]$: 5.04 mmol·L⁻¹, $[\text{NH}_4^+]$:0.60mmol·L⁻¹

S3: $[\text{Cl}^-]$: 2.52 mmol·L⁻¹, $[\text{NH}_4^+]$:2.52 mmol·L⁻¹;

S4: $[\text{Cl}^-]$: 5.04 mmol·L⁻¹, $[\text{NH}_4^+]$:2.52 mmol·L⁻¹

7.2.2. Resultados del experimento de la campaña 2015-2016

Producción comercial (Tabla 7.2.2.1.)

El porcentaje de cloruro y amonio no tuvo un efecto e.s. en el porcentaje de plantas comerciales ni en el peso medio de estas, no obstante, con las soluciones con un 40% de cloruro y un 20% de amonio (C140 y A20) se obtuvo un mayor peso medio.

La interacción obtenida entre los dos factores no resultó e.s.

Producción no comercial (Tabla 7.2.2.1.)

El porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ no se vió influenciado por la cantidad de cloruro y de amonio de la solución nutritiva, aunque con las soluciones con un 20% de cloruro y las soluciones con un 5% de amonio su aparición fue mayor.

En este ciclo no se encontraron plantas subidas a flor.

La interacción resultante entre los factores estudiados no fue e.s. para estos parámetros.

Incidencia de fisiopatías (Tabla 7.2.2.2.)

No hubo diferencias e.s. entre los diferentes porcentajes de cloruro y de amonio ni en los índices de ‘tipburn’ IMTB e IPTB ni en la incursión.

Las interacciones obtenidas no tuvieron un efecto e.s. en ninguno de los parámetros anteriores.

Parámetros de color (Tabla 7.2.2.3.)

No se observó una influencia clara del porcentaje de cloruro de la solución nutritiva en los valores de luminosidad, sin embargo en el caso del ángulo *Hue* con un 40 % de cloruro en la solución nutritiva (Cl40) se alcanzaron valores más elevados que con el resto de soluciones ($p \leq 0.05$), mientras que los valores más altos de *Croma* se obtuvieron con las soluciones con un 0 y un 20% de cloruro (Cl0 y Cl20) ($p \leq 0.05$).

En cuanto al porcentaje de amonio, la luminosidad no presentó diferencias e.s. entre ambos niveles. Por otro lado, cuando el amonio representaba un 20 % del nitrógeno total (A20), se alcanzaron los valores más altos del ángulo *Hue*, y más bajos del *Croma*, con diferencias e.s. respecto del 5% de amonio en ambos casos ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

Hubo un efecto e.s. de la fecha de muestreo en los tres parámetros de color estudiados, observándose que el día del trasplante los valores de luminosidad y de *Croma* eran

superiores al resto de fechas ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$). En el caso de la luminosidad los valores más bajos se hallaron a los 28 DDT con diferencias e.s. respecto del resto ($p \leq 0.05$), mientras que los del *Croma* se observaron a los 14 y 28 DDT sin diferencias e.s. entre ellos pero sí con los otros muestreos ($p \leq 0.05$). En cuanto al ángulo *Hue* a los 14 y 28 DDT se encontraron los valores más elevados, seguidos de los obtenidos el día de la recolección, mientras que los más bajos fueron los detectados el día del trasplante, con diferencias e.s. entre ellos ($p \leq 0.05$).

Se determinó para el *Croma* una interacción cloruro x DDT e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, el día del trasplante no hubo diferencias e.s. entre los porcentajes de cloruro, a los 14 DDT los valores obtenidos con un contenido en cloruro del 0% (C10) fueron superiores que para el C120 y C140 ($p \leq 0.05$), por otro lado a los 28 DDT las diferencias entre los tres porcentajes de cloruro fueron e.s. resultando el valor más elevado para el C10 y el más bajo en el caso de las soluciones con un 40% de cloruro (C140) ($p \leq 0.05$) (Figura 7.2.2.1.).

La interacción amonio x DDT resultó e.s. tanto para el ángulo *Hue* como para el *Croma* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), observándose en ambos casos que el día del trasplante las diferencias entre los dos niveles de amonio empleados no resultaron e.s. (Figura 7.2.2.2.A; Figura 7.2.2.2.B.)

Valores SPAD (Tabla 7.2.2.3.)

No hubo diferencias e.s. para la concentración de clorofilas entre los diferentes porcentajes de cloruro y amonio empleados.

Por otro lado, las medidas de SPAD más elevadas, se determinaron a los 28 DDT, seguidas por los 14 y 42 DDT, hallándose los valores más bajos el día del trasplante ($p \leq 0.05$).

Las interacciones obtenidas entre los factores estudiados no resultaron e.s. para este parámetro.

Concentración de nitratos (Tabla 7.2.2.4.)

Hubo un efecto lineal del contenido de cloruro en la solución nutritiva sobre la acumulación de nitratos ($p \leq 0.05$). En este sentido, se constataron diferencias e.s. entre los diferentes porcentajes de cloruro, obteniéndose una acumulación de nitratos menor, cuando el porcentaje de cloruro en la solución nutritiva era del 40% (Cl40) ($p \leq 0.05$). Por otro lado, las diferencias obtenidas, entre niveles de amonio, no resultaron e.s.

Se determinó una interacción cloruro x DDT e.s. ($p \leq 0.01$), por la que, el día del trasplante y a los 14 DDT, las diferencias entre los diferentes porcentajes de cloruro no resultaron e.s.; a los 28 DDT no lo fueron entre el 20 y el 40% (Cl20 y Cl40) que alcanzaron un valor más bajo que con Cl0 ($p \leq 0.05$). Por otro lado, el día de la recolección (42 DDT) no

hubo diferencias e.s. entre las soluciones con un 0 y un 20% de cloruro (Cl0 y Cl20) (Figura 7.2.2.3.).

En cuando a la fecha de muestreo, la mayor acumulación de nitratos se determinó el día del trasplante, seguido de los 28 y 42 DDT, mientras que a los 14 DDT presentó su valor más bajo ($p \leq 0.05$).

La interacción cloruro x DDT mostró que para las soluciones con un 0% de cloruro (Cl0) no hubo diferencias e.s. entre los días 0 y 28, mientras que para las soluciones Cl40 (40% de cloruro) no lo fueron entre los 14, 28 y 42 DDT (Figura 7.2.2.3.).

Actividad enzima Nitrato Reductasa (NR) (Tabla 7.2.2.5.)

La actividad nitrato reductasa fue superior en las plantas que se regaron con las soluciones nutritivas Cl0 y Cl20 (0% y 20% de iones cloruro respectivamente) ($p \leq 0.05$). Por otro lado, no hubo diferencias e.s. entre los dos niveles de amonio.

Se detectó una interacción cloruro x amonio e.s. ($p \leq 0.01$), por la que con las soluciones con un 5% de amonio, la actividad enzimática obtenida con las soluciones Cl0, fue inferior que con las que contenían un 20% de cloruro, Cl20 con diferencias e.s. entre ambas ($p \leq 0.05$). Cuando el porcentaje de amonio era del 20% no hubo diferencias e.s. entre los niveles de cloruro utilizados. También se observó que en las soluciones

CI20 aquella en la que la cantidad de amonio era del 5% mostraba una actividad enzimática superior que cuando era del 20% ($p \leq 0.05$) (Figura 7.2.2.4.A.).

Hubo una interacción cloruro x DDT e.s. ($p \leq 0.01$), por la que a los 14 DDT no hubo diferencias e.s. entre los diferentes porcentajes de cloruro, mientras que a los 42 DDT no lo fueron entre las soluciones con un 0 y un 40% de cloruro (Figura 7.2.2.4.B.).

La interacción amonio x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.01$), observándose que a los 14 DDT la actividad de la enzima nitrato reductasa fue mayor en las soluciones con un 5% de amonio con diferencias e.s. respecto de las que contenían un 20% ($p \leq 0.05$). (Figura 7.2.2.4.C.).

Hubo diferencias e.s. entre todas las fechas de muestreo, obteniéndose el valor más elevado a los 28 DDT y el más bajo a los 14 DDT ($p \leq 0.05$).

Se detectó una interacción cloruro x DDT y amonio x DDT e.s. ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) por la que con las soluciones nutritivas CI40 y las que contenían un 5% de amonio (A5), las diferencias entre los 14 y los 42 DDT no resultaron e.s. (Figura 7.2.2.4.B.; Figura 7.2.2.4.C.).

Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno. y de fósforo (Tabla 7.2.2.6.)

Los diferentes porcentajes de cloruro y de amonio empleados no tuvieron una influencia clara en el contenido en nitrógeno total y fósforo de las plantas.

Respecto de la fecha de muestreo, las plantas presentaron un contenido en nitrógeno más elevado a los 14 DDT con diferencias e.s. respecto de los 42 DDT y del día del trasplante, momento en el cual fue más bajo ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, el menor contenido en fósforo se obtuvo el día de la recolección (42 DDT), con diferencias e.s. respecto del resto de fechas donde se determinaron los valores más elevados ($p \leq 0.05$).

Contenido en azúcares (Tabla 7.2.2.7.)

No hubo un efecto del contenido de cloruro y amonio de la solución nutritiva en el porcentaje de azúcares.

En cuanto al efecto de la fecha de muestreo, el día de la recolección se obtuvieron los valores más elevados de glucosa y fructosa en la plantas, con diferencias e.s. respecto del resto de muestreos ($p \leq 0.05$), mientras que el contenido más bajo de estos azúcares se determinó el día del trasplante encontrándose diferencias e.s. con las diferentes fechas salvo con los 14 DDT en el caso de la glucosa ($p \leq 0.05$).

Respecto del contenido en sacarosa, el contenido más elevado se determinó el día del trasplante con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$), mientras que el más bajo se halló a los 28 DDT aunque sin diferencias e.s. respecto de los 14 DDT ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, el contenido en Myoinositol no se vió afectado por el día de muestreo.

Las interacciones obtenidas entre los factores estudiados no resultaron e.s. para ninguno de los azúcares determinados.

En las siguientes tablas (7.2.2.1., 7.2.2.2., 7.2.2.3., 7.2.2.4., 7.2.2.5., 7.2.2.6., 7.2.2.7.), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 7.2.2.1. Producción comercial y no comercial

	Producción comercial		Producción no comercial	
	Porcent. plantas comer. (%)	Peso medio comercial (g·plant ⁻¹)	Porcentaje plantas con “tipburn” (%)	Porcentaje plantas subidas a flor (%)
Cloruro (Cl)				
Cl0	100.00 -	219.82 -	0.00 -	0.00 -
Cl20	96.79 -	233.56 -	4.21 -	0.00 -
Cl40	100.00 -	303.85 -	0.00 -	0.00 -
Amonio (A)				
A5	97.80 -	275.51 -	2.20 -	0.00 -
A20	100.00 -	229.34 -	0.00 -	0.00 -

Resumen ANOVA (gdl)

% suma de cuadrados

Factor				
Cloruro (2)	11.8 ^{ns}	12.0 ^{ns}	11.8 ^{ns}	-
Amonio (1)	5.9 ^{ns}	4.8 ^{ns}	8.3 ^{ns}	-
Interacción				
Cl x A (2)	11.8 ^{ns}	8.4 ^{ns}	16.7 ^{ns}	-
Residual (12)	70.6	74.7	70.6	-
Desv. estándar	0.1	112.0	0.7	-

Cl0: 0.00 mmol·L⁻¹, Cl20: 2.52 mmol·L⁻¹; Cl40: 5.04 mmol·L⁻¹

A5: 0.60 mmol·L⁻¹; A20: 2.52 mmol·L⁻¹

Tabla 7.2.2.2. Incidencia de fisiopatías

	Incidencia de fisiopatías		
	IMTB	IPTB	Incursión esbozo floral (%)
Cloruro (Cl)			
C10	0.82 -	1.00 -	2.59 -
C120	1.01 -	1.26 -	3.87 -
C140	0.32 -	1.18 -	2.63 -
Amonio (A)			
A5	0.70 -	1.11 -	2.64 -
A20	0.75 -	1.05 -	3.32 -
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados		
Factor			
Cloruro (2)	9.3 ^{ns}	-	20.1 ^{ns}
Amonio (1)	0.4 ^{ns}	-	7.0 ^{ns}
Interacción			
Cl x A (2)	30.6 ^{ns}	-	22.1 ^{ns}
Residual (12)	59.8	-	50.7
Desv. estándar	0.9	-	0.2

C10: 0.00 mmol·L⁻¹, C120: 2.52 mmol·L⁻¹; C140: 5.04 mmol·L⁻¹
A5: 0.60 mmol·L⁻¹; A20: 2.52 mmol·L⁻¹

Tabla 7.2.2.3. Parámetros de color. Valores SPAD.

	Parámetros de color			SPAD
	L*	H°	C	
Cloruro (Cl)				
Cl0	52.49 -	125.63 b	30.61 a	27.85 -
Cl20	52.73 -	126.10 b	29.81 a	27.53 -
Cl40	52.31 -	126.85 a	28.61 b	27.72 -
Amonio (A)				
A5	52.66 -	125.23 b	31.34 a	27.40 -
A20	52.36 -	127.16 a	28.02 b	27.99 -
DDT				
0	56.41 a	121.97 c	37.24 a	20.40 c
14	51.95 b	128.44 a	25.91 c	29.03 b
28	49.57 c	128.41 a	25.73 c	32.74 a
42	52.12 b	125.95 b	29.83 b	28.63 b

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor				
Cloruro (2)	0.4 ^{ns}	2.9**	2.4**	0.1 ^{ns}
Lineal (1)	0.0 ^{ns}	0.3 ^{ns}	0.3 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.2 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Amonio (1)	0.3 ^{ns}	9.6**	9.8**	84.1 ^{ns}
DDT (3)	75.9**	71.9**	77.0**	0.4**
Interacción				
Cl x A (2)	0.1 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cl x DDT (6)	0.5 ^{ns}	1.8**	2.0**	0.7 ^{ns}
A x DDT (3)	0.6 ^{ns}	4.7**	3.7**	0.7 ^{ns}
Cl x A x DDT (6)	2.4 ^{ns}	1.4 ^{ns}	0.4 ^{ns}	1.4 ^{ns}
Residual (48)	19.9	7.7	4.7	12.6
Desv. estándar	1.5	1.1	1.4	2.1

Cl0: 0.00 mmol·L⁻¹, Cl20: 2.52 mmol·L⁻¹; Cl40: 5.04 mmol·L⁻¹

A5: 0.60 mmol·L⁻¹; A20: 2.52 mmol·L⁻¹

DDT: Días después del trasplante

Tabla 7.2.2.4. Concentración de nitratos.

	Concentración de nitratos (mg·kg m.f.⁻¹)
Cloruro (Cl)	
Cl0	3318.40 a
Cl20	2979.20 b
Cl40	2644.20 c
Amonio (A)	
A5	3069.50
A20	2891.70
DDT	
0	3951.51 a
14	2161.43 c
28	2976.64 b
42	2832.88 b

Resumen ANOVA (gdl)

% suma de cuadrados

Factor	
Cloruro (2)	10.6**
Lineal (1)	1.3*
Cuadrático (1)	0.0 ^{ns}
Amonio (1)	1.1 ^{ns}
DDT (3)	57.4**
Interacción	
Cl x A (2)	0.0 ^{ns}
Cl x DDT (6)	9.1**
A x DDT (3)	0.9 ^{ns}
Cl x A x DDT (6)	1.1 ^{ns}
Residual (48)	19.7
Desv.estándar	458.7

Cl0: 0.00 mmol·L⁻¹; Cl20: 2.52 mmol·L⁻¹; Cl40: 5.04 mmol·L⁻¹

A5: 0.60 mmol·L⁻¹; A20: 2.52 mmol·L⁻¹. m.f.: materia fresca

DDT: Días después del trasplante

Tabla 7.2.2.5. Actividad enzima nitrato reductasa

	Nitrato reductasa ($\mu\text{mol NO}_2 \cdot \text{g}^{-1}$)
Cloruro (Cl)	
Cl0	0.57 a
Cl20	0.58 a
Cl40	0.47 b
Amonio (A)	
A5	0.56 -
A20	0.53 -
DDT	
14	0.38 c
28	0.75 a
42	0.49 b
Resumen ANOVA (gdl)	
% suma de cuadrados	
Factor	
Cloruro (2)	5.2**
Lineal (1)	0.3 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.2 ^{ns}
Amonio (1)	0.5 ^{ns}
DDT (2)	48.2**
Interacción	
Cl x A (2)	3.8**
Cl x DDT (4)	6.5**
A x DDT (2)	4.3**
Cl x A x DDT (4)	4.5**
Residual (48)	27.1
Desv. estándar	0.1

Cl0: 0.00 mmol·L⁻¹; Cl20: 2.52 mmol·L⁻¹; Cl40: 5.04 mmol·L⁻¹

A5: 0.60 mmol·L⁻¹; A20: 2.52 mmol·L⁻¹. m.f.: materia fresca

DDT: Días después del trasplante

Tabla 7.2.2.6. Macronutrientes. Porcentaje de nitrógeno

	% Nitrógeno	% Fósforo
Cloruro (Cl)		
Cl0	3.23 -	4.36 -
Cl20	3.29 -	4.43 -
Cl40	3.34 -	4.25 -
Amonio (A)		
A5	3.31 -	4.50 -
A20	3.26 -	4.20 -
DDT		
0	2.11 c	4.76 a
14	4.01 a	4.50 a
28	3.70 ab	4.43 a
42	3.23 b	3.70 b
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Cloruro (2)	0.7 ^{ns}	1.1 ^{ns}
Lineal (1)	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Cuadrática (1)	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}
Amonio (1)	44.2 ^{ns}	4.2 ^{ns}
DDT (3)	0.3 ^{**}	29.0 ^{**}
Interacción		
Cl x A (2)	1.1 ^{ns}	0.5 ^{ns}
Cl x DDT (6)	1.8 ^{ns}	3.1 ^{ns}
A x DDT (3)	4.6 ^{ns}	1.1 ^{ns}
Cl x A x DDT (6)	10.8 ^{ns}	2.3 ^{ns}
Residual (48)	36.6	58.3
Desv. estándar	1.3	0.7

Cl0: 0.00 mmol·L⁻¹, Cl20: 2.52 mmol·L⁻¹; Cl40: 5.04 mmol·L⁻¹

A5: 0.60 mmol·L⁻¹; A20: 2.52 mmol·L⁻¹

DDT: Días después del trasplante

Tabla 7.2.2.7. Contenido en azúcares ($\mu\text{g} \cdot \text{mg m.f.}^{-1}$)

	Fructosa	Glucosa	Sacarosa	Myoinositol
Cloruro (Cl)				
Cl0	0.98 -	0.77 -	0.25 -	0.09 -
Cl20	0.93 -	0.72 -	0.29 -	0.07 -
Cl40	0.88 -	0.63 -	0.26 -	0.07 -
Amonio (A)				
A5	0.97 -	0.71 -	0.26 -	0.08 -
A20	0.89 -	0.70 -	0.27 -	0.07 -
DDT				
0	0.52 d	0.37 c	0.52 a	0.07 -
14	0.83 c	0.55 bc	0.23 bc	0.09 -
28	1.05 b	0.76 b	0.08 c	0.07 -
42	1.32 a	1.16 a	0.24 b	0.07 -
Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados				
Factor				
Cloruro (2)	1.3 ^{ns}	1.7 ^{ns}	0.5 ^{ns}	7.2 ^{ns}
Lineal (1)	0.3 ^{ns}	0.4 ^{ns}	0.0 ^{ns}	1.8 ^{ns}
Cuadrático (1)	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.1 ^{ns}	0.1 ^{ns}
Amonio (1)	0.8 ^{ns}	0.0 ^{ns}	0.0 ^{ns}	1.7 ^{ns}
DDT (3)	45.0**	40.8**	38.7**	5.1 ^{ns}
Interacción				
Cl x A (2)	1.1 ^{ns}	2.5 ^{ns}	0.2 ^{ns}	0.4 ^{ns}
Cl x DDT (6)	8.5 ^{ns}	8.5 ^{ns}	2.2 ^{ns}	8.4 ^{ns}
A x DDT (3)	1.3 ^{ns}	0.8 ^{ns}	1.5 ^{ns}	3.7 ^{ns}
Cl x A x DDT (6)	5.8 ^{ns}	12.1*	1.8 ^{ns}	6.2 ^{ns}
Residual (48)	36.2	33.6	54.4	67.2
Desv. estándar	0.3	0.3	0.2	0.0

Cl0: 0.00 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$, Cl20: 2.52 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$; Cl40: 5.04 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$

A5: 0.60 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$; A20: 2.52 $\text{mmol} \cdot \text{L}^{-1}$

DDT: Días después del trasplante

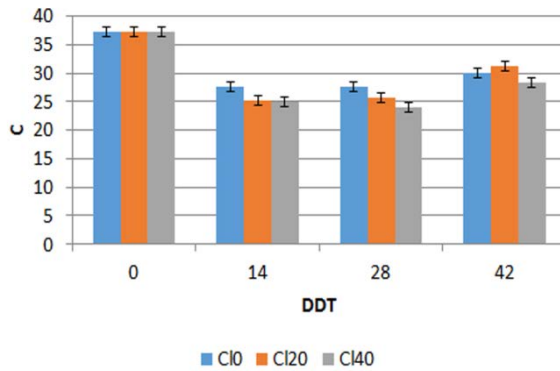


Figura 7.2.2.1. Croma. Interacción cloruro x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

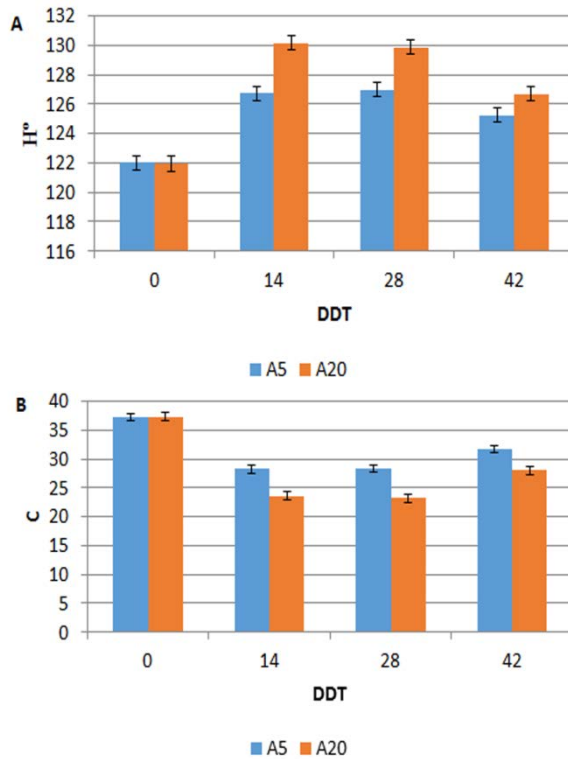


Figura 7.2.2.2. Interacción amonio x DDT. Ángulo Hue (A). Croma (B). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

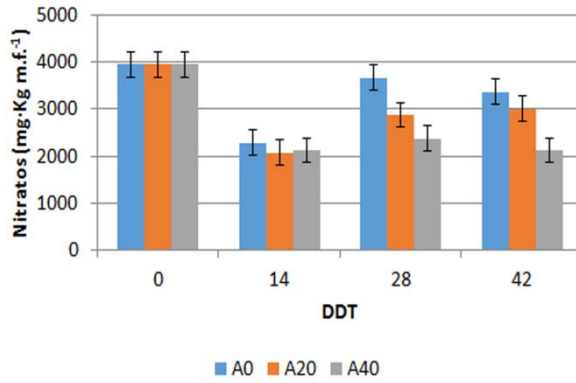


Figura 7.2.2.3. Concentración de nitratos. Interacción cloruro x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

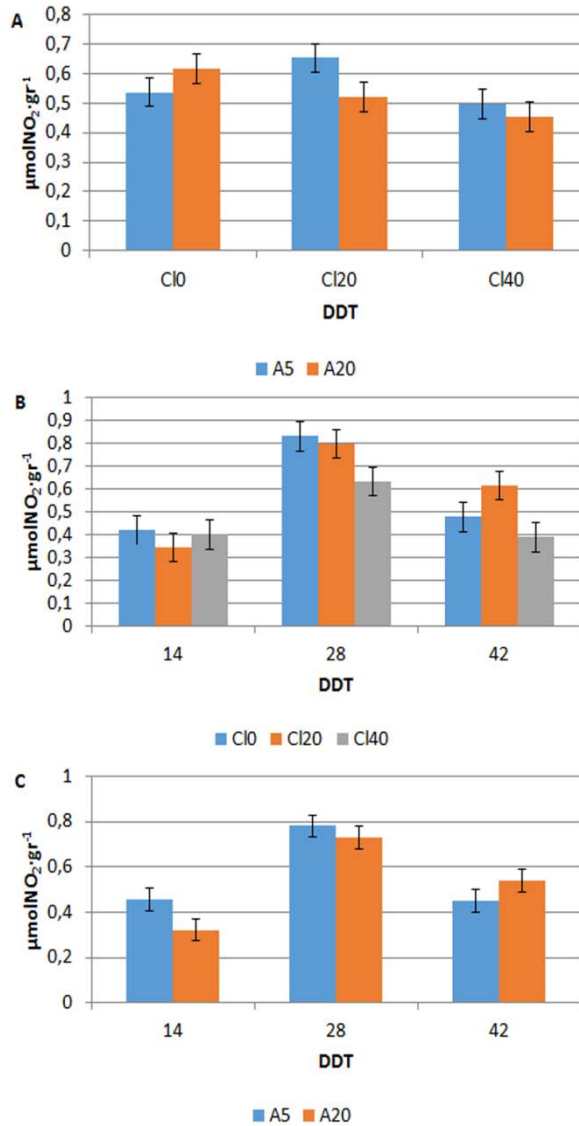


Figura 7.2.2.4. Actividad enzima nitrato reductasa. Interacción cloruro x amonio (A). Interacción cloruro x DDT (B). Interacción amonio x DDT (C). Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

7.2.3. Resultados del experimento correspondiente al año 2016

Materia fresca (Tabla 7.2.3.1.)

La materia fresca tanto de la parte aérea como de la raíz fue superior en las plantas regadas con la solución que no contenía iones cloruro (Cl0).

En el caso de la parte aérea el valor presentó diferencias e.s. con el resto de soluciones ($p \leq 0.05$), mientras que en el de la raíz las diferencias solo resultaron e.s. entre esta solución y la que presentaba un 40% de cloruro (Cl40) ($p \leq 0.05$).

En cuanto a la fecha de muestreo, el contenido en materia fresca tanto de la parte aérea como de la raíz se incrementó desde el momento del trasplante hasta la recolección con diferencias e.s. entre todos los valores ($p \leq 0.05$; $p \leq 0.05$).

La interacción cloruro x DDT resultó e.s. ($p \leq 0.05$) para la materia fresca de la raíz de manera que en el momento del trasplante y a los 14 y 28 DDT las diferencias entre soluciones nutritivas no resultaron e.s. (Figura 7.2.3.1.).

Esta misma interacción mostró que en el caso de las plantas regadas con un 0% y un 20% de cloruro en la solución nutritiva, las diferencias entre el día del trasplante y los 14 DDT, no resultaron e.s. como tampoco lo fueron para la segunda de las soluciones entre los 35 y los 28 DDT.

Cuando se aplicó un 40% de cloruro, los valores obtenidos el día del trasplante y a los 14 y 28 DDT no presentaron diferencias e.s. entre ellos (Figura 7.2.3.1.).

Materia seca (Tabla 7.2.3.2.)

Mientras que el porcentaje de cloruro de la solución nutritiva no tuvo un efecto e.s. en el contenido en materia seca de las raíces, en la parte aérea este parámetro resultó más elevado en las plantas regadas con la solución con un 0% de iones cloruro (ClO), presentando diferencias e.s. respecto del resto de soluciones ($p \leq 0.05$).

Por otro lado, en ambos parámetros se observó una influencia de la fecha de muestreo, encontrándose un incremento de la materia seca, conforme avanzó el cultivo con diferencias e.s. entre todas las fechas de muestreo ($p \leq 0.05$). No obstante, para la parte aérea, las diferencias halladas entre los valores del momento del trasplante y los 14 DDT no resultaron e.s.

La interacción cloruro x DDT resultó e.s. para la materia seca de la parte aérea ($p \leq 0.05$) encontrándose que el día del trasplante y a los 14 y 28 DDT las diferencias entre soluciones nutritivas no fueron e.s. (Figura 7.2.3.2.).

Por otro lado, la misma interacción mostró que cuando se aplicaron las soluciones con un 0% y un 40% de cloruro no hubo diferencias e.s. entre los 28 y los 14 DDT. Por otro lado,

cuando la solución nutritiva contenía un 20% de cloruro las diferencias entre los 14, 28 y 35 DDT no resultaron e.s. (Figura 7.2.3.2.).

En las siguientes tablas (7.2.2.1., 7.2.2.2., 7.2.2.3., 7.2.2.4), letras diferentes indican diferencias e.s. con una $p \leq 0.05$. * * y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente; ns, indica que no existen diferencias e.s. La desviación estándar (desv. estándar) está expresada como la raíz cuadrada del cuadrado medio residual.

Tabla 7.2.3.1. Materia fresca parte aérea. Materia fresca raíces.

	Materia fresca parte aérea (g)	Materia fresca raíces (g)
Cloruro (Cl)		
Cl0	170.16 a	34.79 a
Cl20	118.22 b	30.96 ab
Cl40	125.78 b	27.31 b
DDT		
0	5.76 d	0.93 d
14	63.77 c	22.13 c
28	198.20 b	45.84 b
35	284.50 a	55.18 a
Resumen ANOVA (gdl)	% suma de cuadrados	
Factor		
Cloruros (1)	3.50*	4.27*
DDT (3)	78.16**	71.70**
Interacción		
Cl x DDT (3)	7.43*	12.03 ^{ns}
Residual (32)	10.09	10.99
Desv. estándar	48.03	3.01

Cl0: 0.00 mmol·L⁻¹, Cl20: 2.52 mmol·L⁻¹; Cl40: 5.04 mmol·L⁻¹

DDT: días después del trasplante

Tabla 7.2.3.2. Materia seca parte aérea. Materia seca raíces

	Materia seca parte aérea (g)	Materia seca raíces (g)
Cloruro (Cl)		
C10	9.59 a	2.29 -
C120	6.10 b	2.24 -
C140	6.74 b	2.08 -
DDT		
0	0.46 c	0.05 d
14	3.32 c	1.32 c
28	9.41 b	3.19 b
35	16.71 a	4.25 a

Resumen ANOVA (gdl) % suma de cuadrados

Factor		
Cloruros (1)	2.0*	0.3 ^{ns}
DDT (3)	88.2**	89.8**
Interacción		
Cl x DDT (3)	3.7**	2.0 ^{ns}
Residual (32)	5.6	7.7
Desv. estándar	6.3	0.5

Cl0: 0.00 mmol·L⁻¹, Cl20: 2.52 mmol·L⁻¹; Cl40: 5.04 mmol·L⁻¹
 DDT: días después del trasplante.

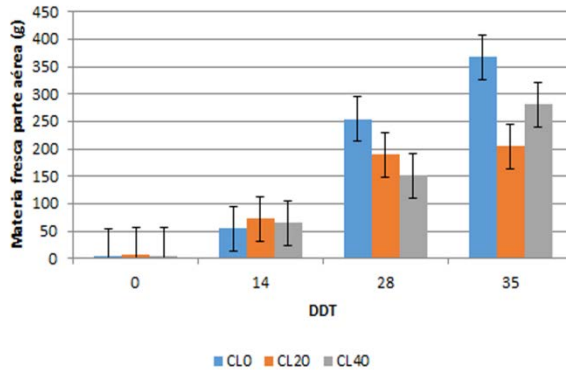


Figura 7.2.3.1. Materia fresca parte aérea. Interacción cloruro x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

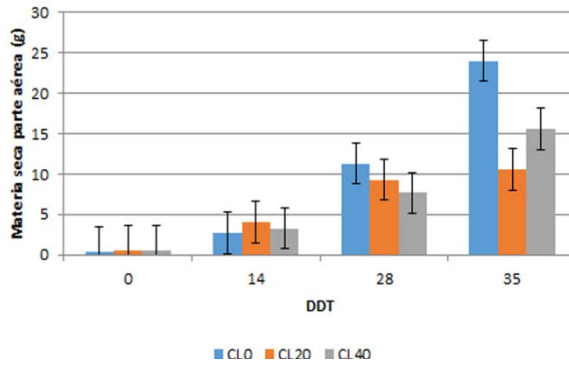


Figura 7.2.3.2. Materia seca parte aérea. Interacción cloruro x DDT. Las barras verticales corresponden al valor del intervalo LSD ($p \leq 0.05$).

7.2.4. Correlaciones entre los parámetros (Tabla 7.2.3.1., Tabla 7.2.3.2.)

En ambos experimentos se obtuvo una elevada correlación e.s. entre los valores SPAD y los parámetros de color luminosidad ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), ángulo *Hue* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) y *Croma* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$).

En el caso del ángulo *Hue*, resultó positiva, por lo que a medida que el valor SPAD era mayor, el valor de este parámetro se incrementó. Por otro lado, para la luminosidad y el *Croma* (C) resultó negativa, de manera que valores más altos del SPAD correspondieron con valores más bajos de estos dos parámetros.

La concentración de nitratos presentó, en ambos experimentos, una relación lineal e.s. con la luminosidad (L) ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), el ángulo *Hue* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) y el *Croma* ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$), no obstante los coeficientes de correlación fueron bajos.

En cuanto al nitrógeno, en el primero de los experimentos las correlaciones obtenidas entre este y el resto de parámetros, no resultó e.s. (Tabla 7.2.3.1.). En el segundo experimento, sin embargo, presentó correlaciones e.s. con los parámetros de color estudiados ($p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$; $p \leq 0.01$) y con los nitratos ($p \leq 0.01$) y el SPAD ($p \leq 0.01$), aunque los coeficientes de correlación no resultaron muy elevados (Tabla 7.2.3.2.).

La relación lineal entre el contenido de nitratos y el SPAD no resultó e.s. en el primer experimento (Tabla 7.2.3.1.), mientras que en el segundo fue e.s. aunque el coeficiente de correlación fue bajo ($p \leq 0.01$) (Tabla 7.2.3.2.).

Tabla 7.2.4.1. Matriz de correlaciones experimento 2015

	H°	C	Nitratos	Nitrógeno	SPAD
L*	-0.592**	0.694**	-0.365**	-0.040 ^{ns}	-0.677**
H°		-0.949**	0.442**	-0.341 ^{ns}	0.724**
C			-0.395**	0.293 ^{ns}	-0.762**
Nitratos				0.164 ^{ns}	0.259 ^{ns}
Nitrógeno					-0.272 ^{ns}

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

Tabla 7.2.4.2. Matriz de correlaciones experimento campaña 2015-2016

	H°	C	Nitratos	Nitrógeno	SPAD
L*	-0.847**	0.834**	0.432**	-0.590**	-0.945**
H°		-0.970**	-0.659**	0.699**	0.852**
C			0.695**	-0.756**	-0.845**
Nitratos				0.688**	-0.509**
Nitrógeno					0.707**

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$ respectivamente

7.2.5. Índices de crecimiento

En las figuras 7.2.4.1. y 7.2.4.2. se observa como en ambos experimentos la tasa relativa de crecimiento disminuyó a lo largo del ciclo de cultivo tanto en las plantas regadas con diferentes concentraciones de cloruro, como en las regadas con diferentes concentraciones de amonio.

En el experimento del año 2015 no hubo un efecto claro en los porcentajes de cloruro, ni de amonio aportados con la solución nutritiva, sobre el índice de área foliar (IAF) (Figura 7.2.4.3.A., Figura 7.2.4.4.A.).

En el experimento de la campaña 2015-2016 el día del trasplante y a los 14 y 42 DDT las plantas que se regaron con las soluciones nutritivas que no contenían cloruro (C10) presentaron un menor IAF que las que se regaron con un 20 y un 40%, con diferencias e.s. ($p \leq 0.05$) (Figura 7.2.4.3.B.). En cuanto al efecto de la concentración de amonio empleada, a los 42 DDT las plantas regadas con un 20% de amonio (A20) mostraron un valor más elevado del IAF, que a las que se les aplicó las soluciones con un 5% de amonio (A5), hallándose diferencias e.s. entre ambas ($p \leq 0.05$) (Figura 7.2.4.4.B.).

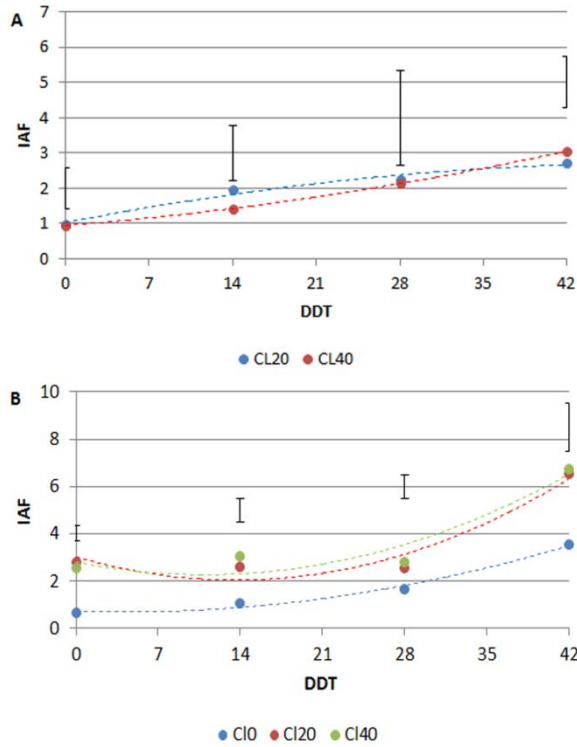


Figura 7.2.5.1. Tendencia de la tasa de crecimiento (%) según las distintas concentraciones de cloruro a lo largo de los días. Experimento 2015 (A). Experimento campaña 2015-2016 (B). (r^2 calculado a partir de los valores medios)

Ecuaciones correspondientes a las curvas:

(A): $TRC (Cl0) = 0.0120073 + 0.00690754 \cdot DDT - 0.000134961 \cdot DDT^2$ ($r^2 = **$)

$TRC (Cl20) = 0.0696136 + 0.00314553 \cdot DDT - 0.000082795 \cdot DDT^2$ ($r^2 = **$)

(B): $TRC (Cl0) = 0.157646 + 0.00067025 \cdot DDT - 0.0000949291 \cdot DDT^2$ ($r^2 = 0.9843**$)

$TRC (Cl20) = 0.116268 + 0.00414203 \cdot DDT - 0.000082795 \cdot DDT^2$ ($r^2 = 0.9074 **$)

$TRC (Cl40) = 0.127867 + 0.0026608 \cdot DDT - 0.000115575 \cdot DDT^2$ ($r^2 = 0.8849 **$)

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente

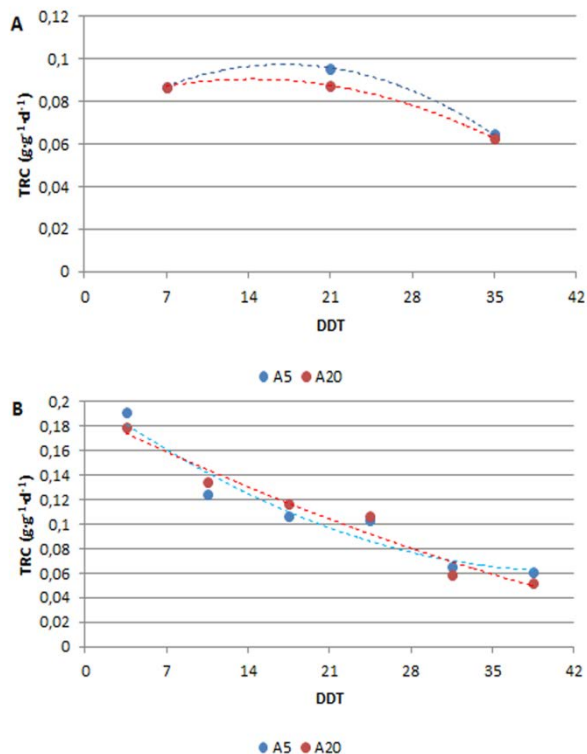


Figura 7.2.5.2. Tendencia de la tasa de crecimiento (%) según las distintas concentraciones de amonio a lo largo de los días. Experimento 2015 (A). Experimento campaña 2015-2016 (B). (r^2 calculado a partir de los valores medios)

Ecuaciones correspondientes a las curvas:

(A): $TRC (A5) = 0.0383799 + 0.0049067 \cdot DDT - 0.000102065 \cdot DDT^2$ ($r^2 = **$)

$TRC (A10) = 0.0612698 + 0.00274856 \cdot DDT - 0.0000647195 \cdot DDT^2$ ($r^2 = **$)

(B): $TRC (A5) = 0.229996 - 0.00744218 \cdot DDT + 0.0000821847 \cdot DDT^2$ ($r^2 = 0.9354**$)

$TRC (A10) = 0.206799 - 0.0048072 \cdot DDT + 0.0000252642 \cdot DDT^2$ ($r^2 = 0.9596**$)

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente

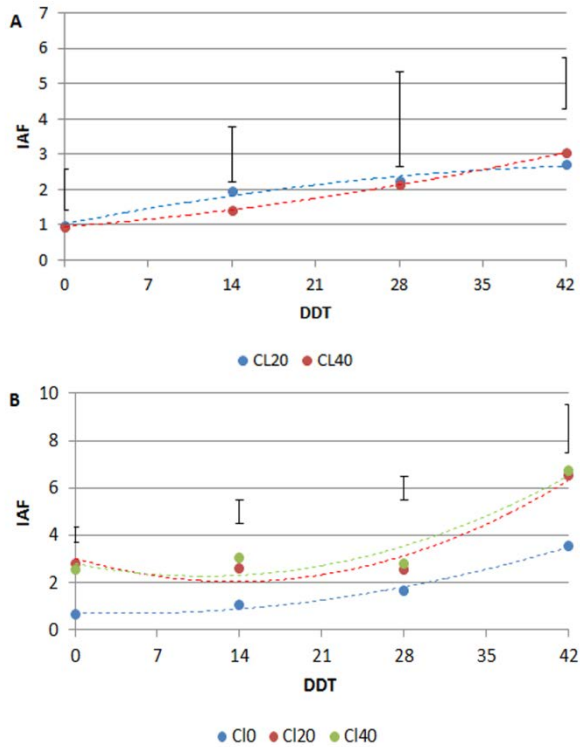


Figura 7.2.5.3. Respuesta del índice de área foliar a diferentes niveles de cloruro en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo. Experimento 2015 (A). Experimento campaña 2015-2016 (B). (r^2 calculado a partir de los valores medios)

Ecuaciones correspondientes a las curvas:

(A): $IAF (Cl20) = 1.04408 + 0.0640439 DDT - 0.000593884 DDT^2 (r^2 = 0.4529^*)$

$IAF (Cl40) = 0.93895 + 0.029076 DDT - 0.00054891 DDT^2 (r^2 = 0.4047^{ns})$

(B): $IAF (Cl0) = 0.75281 - 0.0167323 DDT + 0.00195584 DDT^2 (r^2 = 0.5339^{**})$

$IAF (Cl20) = 3.19285 - 0.15856 DDT + 0.00555342 DDT^2 (r^2 = 0.8255^{**})$

$IAF (Cl40) = 3.01991 - 0.114499 DDT + 0.00471436 DDT^2 (r^2 = 0.6091^{**})$

** y * indican efectos e.s. con una $p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$, respectivamente

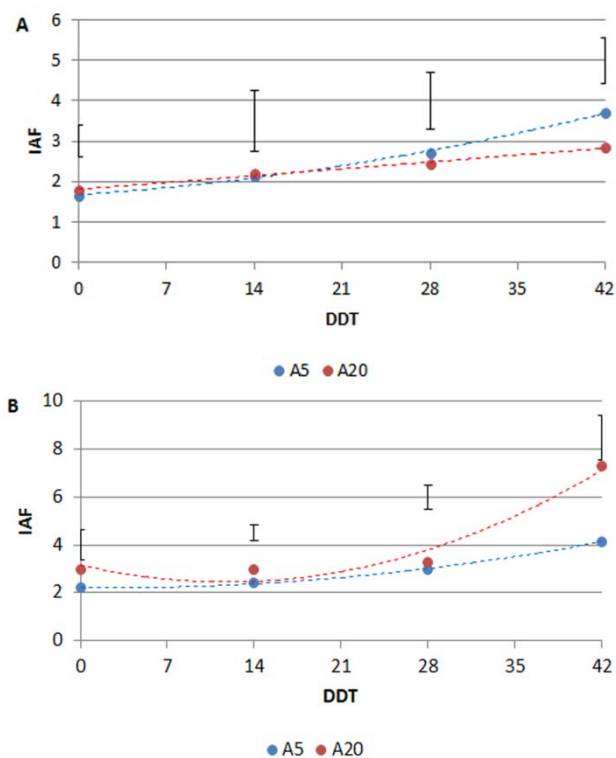


Figura 7.2.5.4. Respuesta del índice de área foliar a diferentes niveles de amonio en la solución nutritiva en dos ciclos de cultivo. Experimento 2015 (A). Experimento campaña 2015-2016 (B). (r^2 calculado a partir de los valores medios)

Ecuaciones correspondientes a las curvas:

$$(A): \text{IAF (A5)} = 1.6895 + 0.0207333 \cdot \text{DDT} + 0.000679256 \cdot \text{DDT}^2 \quad (r^2 = 0.3778^{**})$$

$$\text{IAF (A20)} = 1.83995 + 0.0210564 \cdot \text{DDT} + 0.000589983 \cdot \text{DDT}^2 \quad (r^2 = 0.1053^{\text{ns}})$$

$$(B): \text{IAF (A5)} = 2.19112 + 0.0125334 \cdot \text{DDT} + 0.000497852 \cdot \text{DDT}^2 \quad (r^2 = 0.1912^*)$$

$$\text{IAF (A20)} = 3.46123 - 0.144301 \cdot \text{DDT} + 0.00552558 \cdot \text{DDT}^2 \quad (r^2 = 0.6809^{**})$$

7.2.6. Discusión de los resultados

En fuentes bibliográficas realizadas en lechuga, se observó que la aplicación de nitrógeno en forma amoniacal favorecía la aparición de ‘tipburn’ puesto que disminuía la absorción de calcio y su distribución por la planta (Saure, 1998; Olle, Bender, 2009).

Los resultados obtenidos en este capítulo difieren de los expuestos anteriormente puesto que la variación de la concentración de amonio en la solución nutritiva no supuso un incremento en la incidencia de esta fisiopatía, no obstante, resultados similares fueron obtenidos en un ensayo realizado lechuga por otros autores (Altintas, Candar, 2012).

El alto valor obtenido en ambos experimentos, en la suma de cuadrados residual, tanto para la producción comercial como para la incidencia de ‘tipburn’, indicaría que hay otros factores no contemplados en el estudio que podrían afectar en mayor medida a estos parámetros. En estudios en col china y minilechuga, se observó una elevada influencia de las condiciones ambientales en la incidencia de fisiopatías y la producción comercial (Maroto *et al.*, 1988; Ferriol *et al.*, 2009).

El peso medio de las plantas comerciales se redujo con una mayor concentración de amonio en la solución nutritiva, sin embargo, esta disminución del peso no fue tan evidente como la observada en un estudio realizado en hinojo, apio y acelga, lo

cual podría deberse a que las cantidades de amonio empleadas en el presente capítulo no fueron tan elevadas, como las utilizadas en ese ensayo (Santamaría *et al.*, 1999 a).

La concentración de clorofilas no se vio afectada por el contenido en cloruro o amonio de la solución nutritiva. Estos resultados difieren de los señalados por algunos autores en tomate, en los que se observaron incrementos en las medidas del SPAD hasta que la concentración de amonio alcanzó un 25% (Sandoval *et al.*, 1999). Sin embargo, en ambos experimentos los valores más elevados del ángulo *Hue* (correspondiente a un color verde intenso) se obtuvieron con las concentraciones más elevadas cloruro y de amonio. Teniendo en cuenta la fuerte correlación hallada entre este parámetro de color y los valores SPAD, podría decirse que contenidos elevados de cloruro y amonio en la solución nutritiva producirían un aumento de la concentración de clorofilas.

El reemplazo en la solución nutritiva de nitratos por iones amonio, así como contenidos elevados en cloruro fue empleado en estudios anteriores, con el fin de disminuir el contenido de nitratos en lechuga y escarola (Van der Boon *et al.*, 1988; Santamaría, Elia, 1997; Elia *et al.*, 1999).

En los experimentos que componen el presente capítulo, un incremento del contenido de cloruros en la solución nutritiva, indujo un descenso en la acumulación de nitratos en las plantas.

En el primer experimento un aumento de la concentración de cloruros de $2.52 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$, supuso una disminución de la concentración de nitratos en las hojas del 13.3% , mientras que en el segundo aumentando el contenido en cloruro hasta $5.04 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$, descendieron un 20.3%, corroborando lo obtenido anteriormente en lechuga y brocoli (Liu, Shelp, 1995).

Determinados autores asociaron este descenso de los nitratos a que el aporte de ciertos iones como los cloruros, que podrían desempeñar una función de regulación osmótica en las vacuolas, reemplazaría a los nitratos almacenados en ellas disminuyendo su contenido (Van der Boon *et al.*, 1988). Sin embargo, en el presente capítulo no se observó una variación en la concentración de cloruros en los tejidos vegetales, lo que indicaría que en este caso los nitratos no habrían sido reemplazados por los iones cloruro en la vacuola.

No obstante, otros autores asociaron el descenso en la acumulación de nitratos a una menor absorción de este elemento cuando se incrementaba la concentración de cloruros en la solución (Pessaraki *et al.*, 1989).

La disminución en el contenido en materia seca, y por tanto del tamaño, observado en la parte radicular, con las concentraciones de cloruro más elevadas y que fue observado en el cultivo del maíz (Pessaraki, 1991), podría inducir a una menor absorción de los nitratos y con ello obtenerse una menor

acumulación de estos en las hojas corroborando lo expuesto anteriormente.

Por otro lado, el aumento de la concentración de amonio no indujo a una menor acumulación de nitratos en las hojas. En otros ensayos realizados en lechuga y escarola, la aportación de nitrógeno en forma de amonio, disminuyó la concentración de nitratos en las plantas (Santamaría *et al.*, 1997; Santamaría, Elia, 1997; Demsar *et al.*, 2004).

En cuanto al efecto del anión cloruro en la actividad de la enzima nitrato reductasa, se observó un efecto inhibitorio cuando el porcentaje alcanzó el 40% respecto del nitrógeno total. Este descenso en la actividad enzimática con el aporte de cantidades elevadas de cloruro fue observado anteriormente en el cultivo de la espinaca (Barber *et al.*, 1989).

El aporte de amonio como fuente de nitrógeno estuvo asociado en el cultivo del tomate a un aumento del contenido total de nitrógeno en las hojas (Sandoval *et al.*, 1999). Estos resultados difieren de los obtenidos en los presentes experimentos en los cuales una mayor cantidad de amonio en la solución nutritiva no indujo a porcentajes más elevados de nitrógeno.

En un estudio realizado en lechuga, se señaló que el aumento de la ratio $\text{NO}_3^-/\text{NH}_4^+$, producía una acidificación del medio, condición que resultaba más favorable para la absorción

de fósforo (Savaas *et al.*, 2006). En el presente capítulo, aparte de que a diferencia del estudio referenciado anteriormente, el amonio se incrementó a partir de los 21 DDT y no desde el momento del trasplante, y además no se observaron variaciones del pH entre las diferentes soluciones nutritivas empleadas, lo cual, podría explicar las razones por las que no hubo un aumento de la absorción de fósforo con las soluciones con un mayor contenido en amonio.

Aunque en el segundo experimento las correlación entre el porcentaje de nitrógeno y el SPAD alcanzó un valor más elevado que en el primer experimento no llegó a los valores obtenidos en otros cultivo como el maíz ($r^2=0.96$) (Rincón, Ligarreto, 2010).

No obstante, resultados similares, a los obtenidos en el presente capítulo, fueron encontrados anteriormente en un estudio en escarola, en el cual la relación entre las medidas del SPAD y el contenido en nitrógeno no resultó clara (Suárez-Rey *et al.*, 2012). Las variaciones observadas en el coeficiente de correlación en función de la campaña también fueron halladas en maíz, en un estudio realizado en un periodo de dos años obteniéndose el primero de ellos una correlación $r^2=0.15$ y en el segundo $r^2=0.93$ (Zebarth *et al.*, 2002)

Estas bajas correlaciones obtenidas, podrían deberse a que los medidores SPAD, resultan malos predictores del

contenido en nitrógeno cuando este se encuentra en exceso, puesto que no todo es convertido en clorofilas (Schöder *et al.*, 2000; Tremblay, 2004).

Por tanto, en el cultivo de la escarola, el medidor de SPAD no podría ser empleado como un método rápido, indirecto y no destructivo para determinar el contenido total de nitrógeno.

Las correlaciones obtenidas entre los valores SPAD y el contenido de nitratos no fueron suficientemente elevadas para considerar los medidores de clorofilas como un instrumento adecuado en la determinación indirecta de nitratos, corroborando los resultados obtenidos en escarola (Carrión, 2011). Sin embargo, estos estudios difieren con los conseguidos en espinaca y acelga en los que se constató una elevada correlación entre las medidas SPAD y el contenido de nitratos (Liu *et al.*, 2006; Papasavvas *et al.*, 2008).

Las elevadas correlaciones obtenidas entre el ángulo *Hue* y el contenido en clorofilas (SPAD), ya fueron observadas anteriormente en ensayos realizados en lechuga ($r^2=0.92$) (León *et al.*, 2007).

Estas correlaciones muestran, por un lado, que una coloración verde más intensa lleva asociada una mayor concentración de clorofilas, y por otro, que el colorímetro puede ser empleado para determinar el contenido en clorofilas.

En el cultivo de la patata y la col repollo, elevadas correlaciones entre los parámetros de color y el contenido en clorofilas ya habrían demostrado que los colorímetros pueden representar un método viable para cuantificar el contenido en clorofilas (Amarante *et al.*, 2008), como por otra parte debería ser bastante normal.

La tasa relativa de crecimiento presentó el comportamiento típico de este índice, ya que a medida que crece la planta hay mayor acumulación de materia seca en relación a la producción de fotoasimilados. La tendencia de este índice fue similar a la obtenida en estudios realizados en lechuga y espinaca donde se obtuvieron los valores más elevados en los primeros muestreos (Carranza *et al.*, 2009; Hoyos *et al.*, 2009).

7.3. Conclusiones del capítulo

- El rango de concentraciones de cloruro y amonio en las soluciones nutritivas estudiadas fue óptimo y permitió alcanzar una producción comercial significativa.
- Las concentraciones de cloruro y amonio empleadas no influyeron significativamente en el peso medio de las piezas comerciales ni en el porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’ y subida a flor prematura.
- La concentración de nitratos obtenida en las hojas de escarola fue inferior a los valores máximos establecidos por la UE para las fechas en las que se realizaron los experimentos.
- La acumulación de nitratos en las hojas de escarola, disminuyó significativamente al aumentar la concentración de cloruro. Sin embargo, un aumento de la concentración de amonio no llevó asociado una reducción de la concentración de nitratos en hojas.
- El aumento de cloro en la solución nutritiva indujo a un descenso en el contenido en materia fresca y materia seca de las plantas.
- El porcentaje de nitrógeno total y de fósforo no se vio afectado por las concentraciones de cloruro y de amonio.
- El valor de las correlaciones dependió de la época en la que se realizó el experimento.

- Los parámetros de color estudiados, L^* , H° y C obtenidos a partir de la escala CIEL*a*b* se encuentran relacionados significativamente con la acumulación de nitratos en las hojas de escarola.
- El parámetro de color H° presenta una correlación positiva con el contenido en clorofilas (valores SPAD).

Capítulo 8

Discusión general

8. DISCUSIÓN GENERAL

En las condiciones dadas en los diferentes estudios realizados, se ha observado que el cultivar que presentó un mejor comportamiento productivo fue ‘Cuartana’, viéndose favorecido su desarrollo en el cultivo al aire libre en ciclos primaverales.

El ‘tipburn’ ha sido la fisiopatía que ha causado un mayor porcentaje de mermas en la calidad de la escarola en los diferentes ensayos de esta tesis. En ellos se ha podido constatar, tal y como se señaló anteriormente por parte de diversos autores en cultivos como la lechuga, la berza o la col china, una elevada influencia del cultivar empleado en la mayor o menor incidencia de la misma (Bres, Weston, 1992; Johnson, 1991; San Bautista *et al.*, 2003).

No obstante, la respuesta de los diferentes cultivares a la aparición de ‘tipburn’ ha variado en función de las condiciones ambientales. En este sentido, la temperatura y la humedad relativa han sido los factores que han tenido un efecto más importante.

La mayor severidad de la fisiopatía se produjo en condiciones de temperatura elevada, lo que correspondió a los ciclos más cálidos (verano). Las temperaturas elevadas, además de favorecer la producción de ácidos orgánicos y otros compuestos que quelatarían el calcio, provocarían un

incremento en la ratio de crecimiento de las plantas, y con ello, un aumento de la demanda de calcio de las hojas en desarrollo, pudiéndose ocasionar una deficiencia de este elemento en dichos tejidos (Tibbitts, Rao, 1968, Nagata, Stratton, 1994; Gaudreau *et al.*, 1994; Hartz *et al.*, 2007).

Por otro lado, una humedad relativa (HR) baja aumentaría la transpiración, siendo más elevada en las hojas exteriores que en las interiores, lo cual limitaría el transporte de calcio hacia estas últimas hojas, mientras que por la noche disminuiría el potencial de turgencia de las hojas y la presión radicular disminuyendo el ascenso por gutación (Everaarts, Blom-Zandstra, 2001; Frantz *et al.*, 2004). Este efecto de la humedad relativa baja en la aparición de ‘tipburn’, se observó principalmente en los ciclos en los que la temperatura fue inferior (ciclos de otoño-invierno), en el cultivo bajo invernadero.

En las condiciones de temperatura y humedad descritos anteriormente, los cultivares ‘Santel’ y ‘Natacha’ presentaron mayor susceptibilidad a ‘tipburn’ que el cultivar ‘Cuartana’.

El manejo del cultivo en las condiciones en que se aumentó artificialmente la humedad relativa, respecto de la humedad control, consiguió reducir el porcentaje de plantas afectadas por ‘tipburn’, observándose un efecto más notorio en los cultivares ‘Santel’ y ‘Natacha’, que habían resultado menos

resistentes a la fisiopatía, y que en estas condiciones tuvieron un comportamiento similar al cultivar ‘Cuartana’. Dado que el calcio se moviliza vía xilemática, el aumento de la HR promovería el transporte de este elemento a las hojas en expansión puesto que, además de disminuir la transpiración en las hojas externas (las de mayor tamaño), aumentaría la presión radicular, tal y como ha sido observado en lechuga y col china (Maroto *et al.*, 1998; Collier, Wurr, 1991).

A pesar de que la fertilización nitrogenada se ha señalado como uno de los factores que afectan a la aparición de ‘tipburn’ (Saure, 1998), las concentraciones de nitratos y amonio aportadas en los diferentes experimentos, no incrementaron su incidencia. En trabajos previos, se ha señalado a la aplicación de nitrógeno como un factor desencadenante del ‘tipburn’ a través del mayor desarrollo provocado en las plantas, lo que favorecería un mayor flujo de calcio a las hojas más grandes, llegando a ocasionarse una deficiencia de este elemento en las hojas en expansión (más jóvenes y de menor tamaño) (Olle, Bender, 2009; Assimakopoulou *et al.*, 2013).

En nuestros experimentos, el incremento de los nitratos en la solución nutritiva (de $7.91 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$ hasta $16.91 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$), no produjo un aumento en el peso medio de las plantas comerciales, lo que podría explicar el hecho de que un mayor aporte de nitrógeno puede no llevar asociado un aumento de ‘tipburn’.

En estudios realizados en col china, la aportación de parte del nitrógeno en forma amónica, favoreció la aparición de ‘tipburn’ (Vavrina *et al.*, 1993). Sin embargo, en aquellos experimentos de esta tesis doctoral en los que se aportó un mayor porcentaje del nitrógeno en forma amónica, no se observó una mayor aparición de esta fisiopatía, corroborando otros resultados obtenidos en lechuga (Altintas, Candar, 2012).

A lo largo de estos trabajos, el resto de fisiopatías estudiadas (subida a flor prematura y ‘mancha translúcida’), aparecieron en menor medida que el ‘tipburn’.

Tal y como sucedió en el caso del ‘tipburn’, el cultivar fue un factor importante en la aparición de ambas fisiopatías. Mientras que el cultivar ‘Santel’ fue el más susceptible a la subida a flor prematura, el cultivar ‘Cuartana’ lo fue a la ‘mancha translúcida’.

Con fotoperiodo corto, y condiciones de cultivo bajo túnel dentro del invernadero (temperatura y HR más altas que las control), se favoreció la subida a flor prematura; por otro lado, se observó que la ‘mancha translúcida’ aparecería con mayor intensidad en ciclos con temperaturas elevadas y, a diferencia de lo observado en otros trabajos, con las humedades relativas más bajas (Blancard *et al.*, 2005).

Dado que la fisiopatía que apareció con mayor severidad fue el ‘tipburn’, en los experimentos de la tesis que no

involucraban una comparación entre cultivares, se optó por emplear el cultivar ‘Cuartana’, más resistente a su aparición.

Respecto de la acumulación de nitratos, que aunque no hubo un efecto claro de la variedad como señalaron otros autores (Robic, 1985, Reinink *et al.*, 1987; Uklańska-Pusz, Adamczewska-Sowińska, 2011), hubo una elevada influencia tanto de las condiciones ambientales, como de la fertilización.

Cabe destacar, que aunque el contenido de nitratos en las plantas se incrementaba desde el momento del trasplante hasta la recolección, las concentraciones obtenidas no superaron en ningún caso los límites establecidos por la Unión Europea para lechuga (DOUE, 2011).

En general, los estudios realizados sobre la acumulación de nitratos en cultivos aprovechables por sus hojas, obtuvieron que en ciclos invernales (en invernadero), con condiciones de restricción lumínica, la acumulación de nitratos fue mayor que en otros ciclos, debido, presuntamente, a un descenso de la actividad fotosintética y con ello de la producción de carbohidratos que se acumularían en la vacuola y que serían sustituidos por los nitratos para cumplir una función osmótica. Por otra parte, el incremento de los nitratos también estaría relacionado con la disminución de la actividad de la enzima nitrato-reductasa que se ocasiona con una baja radiación

(Dapoigny *et al.*, 2000; Gonella *et al.*, 2002; Pavlou *et al.*, 2007).

En otras fuentes bibliográficas se señala que la acumulación de nitratos se vería favorecida en aquellas condiciones que presentaban las temperaturas más elevadas (Parks *et al.*, 2008; Fallovo *et al.*, 2009; Torres *et al.*, 2013).

En el caso de la lechuga (planta con requerimientos similares a la escarola) que tiene su óptimo fotosintético en un rango medio-bajo, se observó que con temperaturas superiores a 22°C se producía un descenso de los carbohidratos acumulados en la vacuola que serían reemplazados por los nitratos (Lorenz, Wiebe, 1980; Behr, Wiebe, 1992). Por otro lado, también se ha señalado que existen diferencias en la absorción de nitrógeno en función de la temperatura, de manera que en ciclos invernales, las temperaturas bajas, al aire libre, en comparación con las observadas en estos mismos ciclos bajo invernadero, limitarían su absorción especialmente en forma nítrica (Rincón *et al.*, 2002).

En los experimentos de la presente tesis doctoral, se ha observado, que la concentración de nitratos en las hojas resultó superior en los ciclos primaverales y estivales (radiación y temperatura elevadas) en comparación con los ciclos otoñales e invernales, viéndose esta acumulación especialmente favorecida en cultivo bajo invernadero, donde la radiación sería menor que

al aire libre pero las temperaturas más altas. Todo ello, podría indicar que en nuestras condiciones, el factor ambiental que tendría una mayor influencia en la acumulación de nitratos sería la temperatura, si bien no debería descartarse el hipotético, aunque poco probable, efecto transmitivo de la radiación solar que supondría una cubierta de vidrio de nuestro invernadero de más de 10 años de uso.

La composición de las soluciones nutritivas ha tenido una elevada influencia en la acumulación de nitratos en las hojas en condiciones de invernadero. Mientras que un aumento en el aporte de nitrógeno en forma de nitratos incrementó el contenido de éstos en la planta, confirmando lo obtenido por diversos autores (Parks *et al.*, 2008; Hoque *et al.*, 2010), el reemplazo parcial de los nitratos por amonio o por cloro, lo redujo (Van der Boon, *et al.*, 1988; Santamaría *et al.*, 2001).

El efecto del amonio en la reducción de los nitratos resultó significativo en el cultivo bajo invernadero, a partir de concentraciones en la solución nutritiva de $1.30 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$, lográndose disminuir entre un 25 y un 35% la acumulación de nitratos, cuando la concentración aplicada fue de $2.60 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$. Estos resultados podrían ser debidos, por una parte, a que este elemento, como se ha constatado en estudios anteriores tienen un efecto inhibitorio en la absorción de nitratos además de que no se acumula en las vacuolas puesto que no necesita reducirse para ser asimilado (Santamaría *et al.*, 1997; Santamaría *et al.*,

1998, Kronzucker *et al.*, 1999), y por otra, (como se ha constatado en los experimentos de la presente tesis), a que favorecería la actividad de la enzima nitrato reductasa, confirmando lo observado anteriormente en rábano y rosal (Ingle *et al.*, 1966; Mohanty, Fletcher, 1976).

A pesar de que se ha señalado que el aporte de amonio en cantidades elevadas provoca una reducción del crecimiento, y por tanto, del rendimiento de las plantas (Britto, Kronzucker, 2002; Saavas *et al.*, 2006), estos resultados no pudieron ser constatados en nuestros experimentos, en los que aplicaciones de amonio de un 20% ($2.60 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$) respecto del nitrógeno total no produjeron un descenso del peso de las plantas.

Del mismo modo, el reemplazo de nitrato por iones cloruro en la solución nutritiva disminuyó el contenido de aquél en las hojas. Nuestros resultados mostraron que empleando una concentración de cloruro en la solución nutritiva de 2.52 y 5.04 $\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$ el contenido en nitratos de las plantas se redujo un 13.3 y un 20.3% respectivamente, sin verse afectados determinados parámetros de calidad como el peso medio comercial, la incidencia de fisiopatías, el color de las hojas y su contenido en clorofilas.

A pesar de que los iones cloruro se acumularían en las vacuolas cumpliendo una función osmótica en la célula (Van der Boon *et al.*, 1988), en nuestros experimentos las distintas

concentraciones de este elemento en las soluciones nutritivas, no produjeron diferencias en la acumulación de cloro en los tejidos. Sin embargo, sí que se observó un descenso, de la materia fresca y seca, tanto de la parte aérea como de la radicular. Este menor tamaño de las raíces podría inducir a una menor absorción de nitrógeno, tal y como fue observado en maíz (Pessarakli, 1991).

En cultivo en cámara, la composición de la solución nutritiva empleada afectó en menor medida a la concentración de nitratos en las plantas, de manera que solo se obtuvo una reducción de su contenido reemplazando en la solución nutritiva parte de los mismos por amonio, cuando la temperatura diurna fue de 18°C. Con temperaturas diurnas superiores, se observaba un descenso de la actividad de la enzima nitrato reductasa, aumentando la cantidad de nitratos en las hojas.

En cuanto al contenido en clorofilas, las concentraciones más elevadas de clorofilas a y b y clorofila total, así como los valores SPAD, se obtuvieron al final del ciclo de cultivo, correspondiéndose con coloraciones verdes más intensas.

Por otro lado, en condiciones de invernadero, se observó que incrementos en el aporte de amonio aumentaban los valores SPAD, lo que coincidiría con referencias bibliográficas anteriores para este mismo cultivo (Santamaría, Elia, 1997).

Las altas correlaciones obtenidas entre los valores SPAD y el contenido en clorofilas total, señalaría que, como sucede

con otros cultivos, como pimiento o lechuga, en nuestras condiciones, los medidores portátiles de clorofila pueden emplearse para estimar de manera indirecta el contenido en clorofilas total en escarola (Madeira *et al.*, 2003; León *et al.*, 2007).

En ensayos llevados a cabo en maíz (Blackmer, Schepers, 1995; Dwyer *et al.*, 1995; Schröder *et al.*, 2000), con el objetivo de determinar la utilidad de los medidores de SPAD para estimar el contenido en nitrógeno de las hojas, se observó que alcanzando un determinado umbral de fertilización nitrogenada, incrementos en la concentración de nitrógeno no llevaban asociados aumentos en los valores de SPAD. Estos resultados se explicarían por el hecho de que solo una parte del nitrógeno presente en la hoja se halla asociado a la molécula de clorofila, en tanto el restante forma parte de otros compuestos de reserva. Por otro lado, en ensayos previos con escarola (Carrión, 2011; Parks *et al.*, 2012) se constató una escasa correlación entre el contenido en nitratos de las hojas y los valores SPAD. En nuestros experimentos se han constatado bajas correlaciones entre los valores conseguidos con el medidor SPAD-502 y las concentraciones de nitrógeno y nitratos, lo que corroboraría los resultados citados previamente e indicaría que, en nuestras condiciones, este instrumento no sería una herramienta útil para

estimar, de manera indirecta y no destructiva su contenido en hojas de escarola.

Por último, con el rango de concentraciones de nitrógeno empleadas en las soluciones nutritivas no se observaron variaciones sobre los distintos parámetros de color (L^* , H° y C), difiriendo de lo reportado en estudios anteriores realizados en nabo y brócoli, en los que un aumento en el aporte de nitrógeno indujo valores más elevados del ángulo *Hue* (coloraciones verde más intensa), y más bajos de luminosidad y *Croma* (Vieira *et al.*, 1998; Bakker *et al.*, 2008). Sin embargo, el elevado número de interacciones obtenidas entre los distintos factores para estos parámetros, indicaría que existe un efecto conjunto de las diferentes variables (modalidad de cultivo, nivel de humedad, cultivar, concentración de amonio) que afectaría a la coloración de las hojas.

Los parámetros de color, presentaron una elevada correlación con el contenido en clorofilas, lo cual, indicaría que, en nuestras condiciones, el colorímetro podría emplearse para estimar el contenido en clorofilas, tal y como fue observado para la lechuga (León *et al.*, 2007). Por el contrario, las bajas correlaciones de dichos parámetros con los nitratos y el nitrógeno, mostrarían que no resultarían buenos indicadores para la estimación de ambos contenidos, lo que no sucedería con otras plantas aprovechables por sus hojas como el perejil y la rúcula (Tuncay, 2011).

Capítulo 9

Conclusiones generales

9. CONCLUSIONES GENERALES

- Condiciones de temperaturas elevadas y humedad relativa baja favorecieron la incidencia de ‘tipburn’, siendo el cultivar ‘Cuartana’ el más resistente a su aparición.
- Un aumento en la concentración de nitratos, así como aportes de amonio en la solución nutritiva no incrementaron la aparición de ‘tipburn’.
- El cultivar ‘Santel’ fue el más proclive a la subida a flor prematura que se vio favorecida por condiciones de fotoperiodo corto.
- La aparición de ‘mancha traslucida’ no se vio favorecida por el incremento artificial de la humedad relativa, siendo el cultivar ‘Cuartana’ el más sensible.
- Un aumento de la concentración de nitrógeno aplicado, no incrementó el peso medio de las plantas ni afectó a la coloración estimada de las hojas.
- Tanto el medidor portátil de clorofilas SPAD-502 como el colorímetro CR-400 resultaron, en nuestras condiciones, herramientas útiles para estimar de manera indirecta el contenido en clorofilas de las hojas pero no el contenido en nitrógeno y nitratos.
- Las concentraciones más elevadas de clorofilas se obtuvieron al final del ciclo de cultivo.

- El porcentaje más elevado de nitrógeno en las plantas se halló en las primeras fases del cultivo.
- Las concentraciones más elevadas de nitratos en las plantas se obtuvieron en las últimas fases del cultivo, sin que se superaran en ningún caso los valores máximos establecidos por la UE para la lechuga.
- No se observaron diferencias apreciables entre los cultivares usados para la acumulación de nitratos.
- La acumulación de nitratos se vio favorecida en ciclos primaverales y estivales, fundamentalmente en condiciones de invernadero, donde se dieron las temperaturas más elevadas.
- El aporte de mayores concentraciones de nitratos en la solución nutritiva incrementó la acumulación de estos aniones en las hojas.
- En condiciones de invernadero el aporte de amonio en la solución nutritiva redujo el contenido de nitratos en las hojas sin afectar a la producción comercial e incrementó la concentración de clorofilas.
- El reemplazo de parte de los nitratos por iones cloruro en la solución nutritiva redujo el contenido de nitratos sin afectar al rendimiento ni a la producción comercial.
- En condiciones de cámara el aporte de amonio en la solución nutritiva no redujo el contenido de nitratos en las plantas.

- En condiciones controladas de cámara climática un incremento de la temperatura diurna de 18°C a 24°C, causó una inhibición de la actividad de la enzima nitrato reductasa.

Capítulo 10

Bibliografía

10. BIBLIOGRAFÍA

Abdelhamid M., Horiuchi T., Oba S. 2003. Evaluation of the SPAD Value in Faba Bean (*Vicia faba* L.) Leaves in Relation to Different Fertilizer Applications. Plant Science Production. Vol 6. No 3, pp. 185 – 189.

Al-Harbi, A.R. 2001. Growth and Flowering of Five Lettuce Cultivars as Affected by Planting Date. Journal of Vegetable Crop Production. Vol. 7(1): 23-36

Altintas, S., Candar, S. 2012. Relations between growth, N level, NH₄-N ratio of fertilizer, climatic variables, harvest time and tipburn of cos lettuce grown under the cold glasshouse. Journal of Food Agriculture & Environment. Vol. 10 (3 & 4): 368-373.

Aloni, B., Pashkar, T., Libel, R. 1986. The possible involvement of gibberellins and calcium in tipburn of Chinese cabbage: Study of intact plants and detached leaves. Plant Growth Regulation 4: 3-11

Amarante, C.V.T., Bisognin, D.A., Steffens, C.A., Zanardi, O.Z., Alves, E.O. 2008. Quantificação não destrutiva de clorofilas em folhas através de método colorimétrico. Horticultura Brasileira V. 26 (4): 471-475

- Andriolo, J.L., Godoi, R.S., Cogo, C.M., Bortolotto, O.C., Luz, G., Madaloz, J.C. 2006. Growth and development of lettuce plants and high NH_4^+ : NO_3^- ratios in the nutrient solution. *Horticultura Brasileira* 24: 352-355
- Anjana, S. U., Iqbal, M. 2007. Nitrate accumulation in plants, factors affecting the process, and human health implications. A review. *Agronomie for Sustainable Development* 27: 45-57
- A.O.A.C. 1990. Official Methods of Analysis (5th ed.). The Association of Official Analysis Chemists, Arlington, VA, USA. pp. 40-42
- Archila, J., Contreras, U.H., Pinzón, H., Laverde, H., Corchuelo, G. 1998. Análisis de crecimiento de cuatro materiales de lechuga (*Lactuca sativa*). *Agronomía Colombiana*. Volumen XV. No. 1 pag. 68-75
- Arnon, D.I. 1949. Cooper Enzymes in isolated Chloroplasts Polyphenoloxidase in *Beta Vulgaris*. *Plant Physiology* 24 (1): 1-15
- Aslam, M. Travis, R.L., Rains, W., Huffaker, R.C. 1997. Differential effect of ammonium on the induction of nitrate and nitrite reductase activities in roots of barley (*Hordeum vulgare*) seedlings. *Physiologia Plantarum* 101: 612-619

- Asseo-Bickert, A. 1983. Evolution des nitrates dans les latitudes pommées de serre. *Revue Horticole Suisse*. Vol. 56, n°10: 304-306.
- Assimakopoulou, A., Kotsiras, A., Nifakos, K. 2013. Incidence of lettuce tipburn as related to hydroponic system and cultivar. *Journal of Plant Nutrition*, 36: 1383-1400.
- Bakker, C.J., Welles, W.H., Uffelen, A.M. 1987. The effects of day and night humidity on yield and quality of glasshouse cucumbers. *Journal of Horticultural Science* 62 (3): 363-370
- Bakker, C.J., Smanton, C.J., McKeown, A.W. 2008. Broccoli growth in response to increasing rates of pre-plant nitrogen I. Yield and quality. *Canadian Journal of Plant Science* 89(3): 527-537
- Bar-Tal, A., Aloni, B., Karni, L, Rosenberg, R. 2001. Nitrogen Nutrition of Greenhouse Pepper. II. Effects of Nitrogen Concentration and $\text{NO}_3^-:\text{NH}_4^+$ Ratio on Growth, Transpiration, and Nutrient Uptake. *HortScience* 36(7): 1252-1259
- Barber, M.J., Notton, B.A., Kay, C.J., Solomonson, L.P. 1989. Chloride inhibition of Spinach Nitrate Reductase. *Plant Physiology* 90: 70-94

- Barta, D.J., Tibbitts, T.W. 1986. Effects of Artificial Enclosure of Young Lettuce Leaves on Tipburn Incidence and Leaf Calcium Concentration. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 111 (3): 413-416.
- Barta, D.J., Tibbitts, T.W. 1991. Calcium Localization in Lettuce Leaves with and without Tipburn: Comparison of controlled environment and Field-grown plants. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 116 (5): 870-875
- Barta, D.J., Tibbitts, T.W. 2000. Calcium Localization and Tipburn Development in Lettuce Leaves during Early Enlargement. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 125 (3): 294-298
- Baslam, M., Morales, F., Garmendia, I., Goicoechea, N. 2013. Nutritional quality of outer and inner leaves of green and red pigmented lettuces (*Lactuca sativa* L.) consumed as salads. *Scientia Horticulturae* 151: 103-111
- Behr, U., Wiebe, H.J. 1992. Relation between photosynthesis and nitrate content of lettuce cultivars. *Scientia Horticulturae*, 49: 175-179.

- Blackmer, T.M., Schepers, J.S. 1995. Use of a Chlorophyll Meter to Monitor Nitrogen Status and Schedule Fertigation for Corn. *Journal of Production Agriculture*. 8 (1): 55-60
- Blancard, D., Lot, H., Maisonneuve, B. 2005. Enfermedades de las lechugas. Identificar, conocer, controlar. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. 375 pp.
- Blanke, M.M., Bacher, W., Pring, R.J., Baker, E.A. 1996. Ammonium Nutrition Enhances Chlorophyll and Glauousness in Kohlrabi. *Annals of Botany* 78: 599-604.
- Blom-Zandstra, G., Lampe, E.M. 1983. The effect of chloride and sulphate salts on the nitrate content in lettuce plants (*Lactuca sativa* L.). *Journal of Plant Nutrition* 6 (7): 611-628
- Bojović, B., Marković, A. 2009. Correlation between nitrogen and chlorophyll content in weath (*Triticum aestivum* L.). 2009. *Kragujevac Journal of Science* 31: 69-74.
- Boroujerdnia, M., Ansari, N. A. 2007. Effect of Different Levels of Nitrogen Fertilizer and Cultivars on Growth, Yield and Yield Components of Romaine Lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Middle Eastern and Russian Journal of Plant Science and Biotechnology* 1 (2): 47-53

- Bres, W., Weston, A. 1992. Nutrient Accumulation and Tipburn in NFT-grown Lettuce at Several Potassium and pH Levels. *HortScience* 27 (7): 790-792
- Britto, T., Kronzucker, H.J. 2002. NH_4^+ toxicity in higher plants: a critical review. *Journal of Plant Physiology*.
- Bungard, R.A., Wingler, A., Morton, J.D., Andrews, M., Press, M.C., Scholes, J.D. 1999. Ammonium can stimulate nitrate and nitrite reductase in the absence of nitrate in *Clematis vitalba*. *Plant, Cell and Environment* 22: 859-866
- Burns, I.G., Zhang, K., Turner, M.K., Edmondson, R. 2010. Iso-osmotic regulation of nitrate accumulation in lettuce. *Journal of Plant Nutrition* 34: 283-313
- Calatayud, A., Roca, D., Gorbe, E., Martínez, P.F. 2007. Light acclimation in rose (*Rosa hybrida* cv. Grand Gala) leaves after pruning: Effects on chlorophyll a fluorescence, nitrate reductase, ammonium and carbohydrates. *Scientia Horticulturae* 111: 152-159.
- Carranza, C., Lancho, O., Miranda, D., Chaves, B. 2009. Análisis del crecimiento de lechuga (*Lactuca sativa* L.) 'Batavia' cultivada en un suelo salino de la Sabana Bogotá. *Agronomía Colombiana* 27 (1), 41-48.

Carrión, M.T. 2011. Cultivo de escarola (*Cichorium endivia* L.) en una zona vulnerable de contaminación por nitratos. Trabajo final de carrera. Dirigido por Hernández, J. Y Suárez-Rey, E.M. Escuela Superior de Ingeniería Técnica Agrícola. Universidad de Almería.

CEBAS-CSIC (2016). En www.cienciacebas.wordpress.com

Chang, S.X., Robinson, D.J. 2003. Nondestructive and rapid estimation of hardwood foliar nitrogen status using the SPAD-502 chlorophyll meter. *Forest Ecology and Management*. 181: 331-338

Chapman, S.C., Barreto, H.J. 1997. Using a Chlorophyll Meter to Estimate Specific Leaf Nitrogen of Tropical Maize during Vegetative Growth. *Agronomy Journal* 89: 557-562

Chen, B.M., Wang, Z.H., Li, S.X., Wang, G.X., Song, H.X., Wang, X.N. 2004. Effects of nitrate supply on plant growth, nitrate accumulation metabolic nitrate concentration and nitrate reductase activity in three leafy vegetables. *Plant Science* 167: 635-643

Choi, Y., Lee, Y.B. 2008. Effects of Relative Humidity on the Apparent Variability in the Incidence of Tipburn Symptom and

Distribution of Mineral Nutrients between Morphologically Different Lettuce (*Lactuca sativa* L.) Cultivars. Horticulture Environment and Biotechnology 49(1): 20-24

Collier, G.F., Wurr, D.C.E. 1981. The relationship of tipburn incidence in head lettuce to evaporative water loss and leaf dimensions. Journal of Horticultural Science 56 (1): 9-13

Collier, G.F., Tibbitts, T.W. 1982. Tipburn of Lettuce. Horticultural reviews. Volume 4: 49-65.

Collier, G.F., Tibbitts, T.W. 1984. Effects on Relative Humidity and Root Temperature on Calcium Concentration and Tipburn Development in Lettuce. Journal of the American Society for Horticultural Science 109: 128-131.

Columela Lucio Moderato. 1988. De Los Trabajos de Campo. Reeditado e intr. de A. Holgado. MAPA-Siglo XXI S.A. Madrid.

Conversa, G., Santamaría, P., Gonella, M. 2004. Growth, yield and Mineral Content of Butterhead Lettuce (*Lactuca sativa* var. *capitata*) Grown in NFT. Acta Horticulturae. VII International Symposium on Protected Cultivation in Mild Winter Climates: Production, Pest Management and Global Competition. 659: 624-628.

Dapoigny, L., Tourdonnet, S., Roger-Estrade, J., Jeuffroy, M.H., Fleury, A. 2000. Effect of nitrogen nutrition on growth and nitrate accumulation in lettuce (*Lactuca sativa* L.), under various conditions of radiation and temperature. *Agronomie* 20: 843-855

Del Amor, F.M., Marcelis, L.F.M. 2006. Differential effect of transpiration and Ca supply on growth and Ca concentration of tomato plants. *Scientia Horticulturae* 111: 17-23.

Demsar, J., Osva, J., Vodnik, D. 2004. The Effect of Light-dependent Application of Nitrate on the Growth of Aeroponically Grown Lettuce (*Lactuca sativa* L.) *Journal of the American Society for Horticultural Science* 129 (4): 570-573

Dielen, V., Notté, C., Lutts, S., Debavelaere, V., Van Herck, J.C., Kinet, J.M. 2005. Bolting control by low temperatures in root chicory (*Cichorium intybus* var, *sativum*). *Field Crops Research* 94: 76-85

DOUE (Diario Oficial de la Unión Europea) 2011. Reglamento (UE) N° 1258/2011 De la comisión de 2 de diciembre de 2011 que modifica el Reglamento (CE) N° 1881/2006 por lo que respecta el contenido máximo de nitratos en los productos alimenticios.

- Dwyer, L.M., Anderson, A.M., Ma, B.L., Stewart, D.W., Tollenaar, M., Gregorich, E. 1995. Quantifying the nonlinearity in chlorophyll meter response to corn leaf nitrogen concentration. *Canadian Journal of Plant Science* 75 (1): 179-182.
- Edmond, J.B., Senn, T.L., Andrew, F.S., Halfacree, R.G. 1975. *Fundamentals of Horticulture*. McGraw Hill Book Co. (4^a ed.) Nueva York-San Francisco. 512 pp.
- Elia, A., Serio, F., Gonella, M., Santamaría, P. 1999. Growing nitrate free endive in soilless systems. *Acta Horticulturae*. International Symposium on Growing Media and Hydroponics. 481: 267-272.
- El-Shika, D.M., Waller, P., Hunsaker, D., Clarke, T., Barnes, E. 2007. Ground-Based remote sensing for assessing water and nitrogen status of broccoli. *Agricultural Water Management* 92: 183-192
- Escalona, A., Santamaría, M., Acevedo, I., Rodríguez, V, Marcó, L.M. 2009. Efecto de las fuentes nitrogenadas sobre el contenido de nitratos y lecturas “SPAD” en el cultivo de lechuga. *Agronomía Tropical* 59(1): 99-105.

Everaarts, A.P., Blom-Zandstra, M. Internal tipburn of cabbage (*Brassica oleracea* var. *capitata*) 2001. Journal of Horticultural Science & Biotechnology 76 (5): 515-521.

Falovo, C., Roupael, Y., Rea, E., Battistelli, A., Colla, G. 2009. Nutrient solution concentration and growing season affect yield and quality of *Lactuca sativa* L. var. *acephala* in floating raft culture. Journal of the Science of Food and Agriculture 89: 1682-1689.

FEPEX (Federación Española de asociaciones de productores y exportadores de frutas, hortalizas y plantas vivas). 2016. Avances estadísticos de importación y exportación de frutas y hortalizas. En www.fepex.es

Ferriol, Ll., Torres, J.F., Solís, G., San Bautista, A., Pascual, B., Alagarda, J., López-Galarza, S., Bono, M.S., Laza, P., Maroto, J.V. 2009. Influencia de distintas técnicas de cultivo (dosis de riego y soluciones nutritivas diferentes) en la incidencia de “tipburn”, subida a flor y acumulación de nitratos en diversos cvs. y cuatro ciclos diferentes. Agrícola Vergel. Nº: 330: 305-318

Filella, I., Serrano, L., Peñuelas, J. 1995. Evaluating Wheat Nitrogen Status with Canopy Reflectance Indices and Discriminant Analysis. Crop Science 35: 1400-1405

- Finnan, J.M., Burke, J.I., Jones, M.B. 1997. A note on a non-destructive method of chlorophyll determination in wheat (*Triticum aestivum* L.). Irish Journal of Agricultural and Food Research 36: 85-89.
- Fontes, P.C.R., Pereira, P.R.G., Conde, R.M. 1998. Critical chlorophyll, total nitrogen, and nitrate-nitrogen in leaves associated to maximum lettuce yield. Journal of Plant Nutrition Vol. 20 (9): 1061-1068.
- Frantz, J.M., Ritchie, G., Cometti, N.N., Robinson, J., Bugbee, B. 2004. Exploring the Limits of Crop Productivity: Beyond the Limits of Tipburn in Lettuce. Journal of the American Society for Horticultural Science 129 (3): 331-338
- Gandrup, M.E., García, F.O., Fabrizzi, K.P., Echeverría, H.E. 2004. Evolución de un índice de verdor en hoja para evaluar el status nitrogenado en trigo. Revista de Investigaciones Agropecuarias, 33 (3): 105-121
- Gaudreau, L., Charbonneau, J., Vézina, L.-P., Gosselin, A. 1994. Photoperiod and Photosynthetic Photon flux influence Growth and Quality of Greenhouse-grown lettuce. HortScience 29 (11): 1285-1289.

- Gent, M.P.N. 2003. Solution Electrical Conductivity and Ratio of Nitrate to Other Nutrients Affect Accumulation of Nitrate in Hydroponic Lettuce. *HortScience* 38(2): 222-227
- Geoponica o Extractos de Agricultura de Casiano Baso. 1998. Trad. y Com. M.J. Meana, J.I. Cubero y P. Sáez. MAPA. INIA. Madrid
- Gonella, M., Serio, F., Santamaría, P. 2002. Fattori genetici ambientali e contenuto di nitrato degli ortaggi. *Colture Protette* n°12: 14-19
- Grange, R.I., Hand, D.W. 1987. A review of the effects of atmospheric humidity on the growth of horticultural crops. *Journal of Horticultural Science* 62 (2):125-134.
- Grazia, J., Tittonell, P.A., Chiesa, Á. 2001. Efecto de la época de siembra, radiación y nutrición nitrogenada sobre el patrón de crecimiento y el rendimiento del cultivo de lechuga (*Lactuca sativa* L.). *Investigación Agraria: Producción Vegetal* Vol. 16 (3): 355-365
- Guardiola Bárcena, J.L., García Luis, A. 1990. Fisiología vegetal I: Nutrición y transporte. Editorial: Síntesis 440 pp.

- Guo, S., Brück, H., Sattelmacher, B. 2002. Effects of supplied nitrogen form on growth and water uptake of French bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants. *Plant and Soil* 239: 267-275
- Hartz, R.F., Johnstone, P.R., Smith, R.F., Cahn, M.D. 2007. Soil Calcium Status Unrelated to Tipburn of Romaine Lettuce, *Hortscience* 42 (7): 1681-1684
- Henriques, F., Parks, R. 1976. Development of the photosynthetic unit in lettuce. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. Vol. 73. No 12 pp: 4560-4564
- Herrera A. 1981. *Agricultura General*. Reed. Del Ministerio de Agricultura y Pesca. Ed. Crítica de E. Terrón. Madrid.
- Hikosaka, K., Terasima, I., Katoh, S. 1994. Effects of leaf age, nitrogen nutrition and photon flux density on the distribution of nitrogen among leaves of a vine (*Iphomea tricolor* Cav.) grown horizontally to avoid mutual shading leaves. *Oecologia* 97: 451-457.
- Holland, K.H. y Schepers, J.S. 2010. Derivation of a Variable Rate Nitrogen Application Model for In-Season Fertilization of Corn. *Agronomy Journal* 102(5): 1415-1424.

Hoque, M.H., Ajwa, H., Othman, M., Smith, R., Cahn. 2010. Yield and Postharvest Quality of Lettuce in Response to Nitrogen, Phosphorus, and Potassium Fertilizers. *HortScience* 45(10): 1539-1544

Hoyos, V., Rodríguez, M., Cárdenas-Hernández, J.F., Balaguera-López, H.E. 2009. Análisis del crecimiento de espinaca (*Spinacia oleracea* L.) bajo el efecto de diferentes fuentes y dosis de nitrógeno. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*. Vol. 3-No. 2-pp.175-187.

HunterLab. 2012. Measuring Color using L,a,b versus CIE 1976 L*a*b*. En www.hunterlab.com

Ibn-Al Awwam o Abú Zacarías. 1988. Libro de la agricultura. Trad. J.A. Banqueri. 1802. Reed. MAPA

Ingle, J., Joy, K.W., Hageman, R.H. 1966. The Regulation of Activity of the Enzymes Involved in the Assimilation of Nitrate by Higher Plants. *Biochemical Journal* 100 (3): 577-588

Islam, N., Patil, G., Torre, S., Gislerod, H.R. 2004. Effects of Relative Air Humidity, Light and Calcium Fertilization on Tipburn and Calcium Content on the Leaves of *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. *European Journal of Horticultural Science* 69 (1). S. 29-36

- Jaroonchon, N., Krisanapook, K., Phavaphutamon, L. 2010. Correlation between Pummelo Leaf Nitrogen Concentrations Determined by Combustion Method and Kjeldahl Method and their Relationship with SPAD Values from Portable Chlorophyll Meter. *Kasetsart Journal of Natural Sciences* 44: 800-807
- Jenni, S., Hayes, R.J. 2010. Genetic variation, genotype x environment interaction, and selection for tipburn resistance in lettuce in multi-environments. *Euphytica* 171: 427-439
- Knott, J.E. 1987. *Handbook for Vegetable Growers*. John Willey & Sons Inc. 4th Edition. Nueva York/ Chichester/ Weinheim/ Brisbane/ Singapore/ Toronto. 621 pp
- Konica Minolta. 2007. Precise color communication, Color Control from perception to instrumentation. En www.konicaminolta.com
- Konstantopoulou, E., Kapotis, G., Salachas, G., Petropoulos, S.A., Karapanos, I.C., Passam, S.A. 2010. Nutritional quality of greenhouse lettuce at harvest and after storage in relation to N application and cultivation season. *Scientia Horticulturae* 125: 93e.1-93e.5

- Kronzucker, H.L., Glass, A.D.M., Siddiqi, Y. 1999. Inhibition of Nitrate Uptake by Ammonium in Barley. Analysis of Component Fluxes. *Plant Physiology*. Vol 120: 283-291
- León, A., Viña, S., Freeza, D., Chaves, A., Chiesa, A. 2007. Estimation of Chlorophyll Contents by Correlations between SPAD-502 Meter and Chroma Meter in Butterhead Lettuce. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 38: 2877-2885
- Li C.Y., Alva, A.K., Calvert D.V., Zhang, M. 1998. A Rapid Nondestructive Technique to Predict Leaf Nitrogen Status of Grapefruit Tree with Various Nitrogen Fertilization Practices. *HortTechnology* vol. 8 no.1 pp: 81-86
- Lillo, C. 1994. Light regulation of nitrate reductase in green leaves of higher plants. *Physiologia Plantarum* 90: 616-620
- Liu, L., Shelp, B.J. 1995. Impact of chloride on nitrate absorption and accumulation by broccoli (*Brassica oleraceae* var. *italic*). *Canadian Journal of Plant Science*. 76 (2): 367-377
- Liu, Y., Tong, Y., Zhu, Y-G., Ding, H. y Smith, F. 2006. Leaf Chlorophyll Readings as an Indicator for Spinach Yield and Nutritional Quality with Different Nitrogen Fertilizer Applications. *Journal of Plant Nutrition*, 29: 1207-1217.

- Liu, C.W., Sung, Y., Chen, B.C., Lai, H.Y. 2014. Effects of Nitrogen Fertilizers on the Growth and Nitrate Content of Lettuce (*Lactuca sativa* L.). International Journal of Environmental Research and Public Health. 11:4428-4440
- Lorenz, H.P., Wiebe, H.J. 1980. Effect of temperature on photosynthesis of lettuce adapted to different light and temperature conditions. *Scientia Horticulturae*. 13: 115-123.
- Lynch, J.M., Barbano, D.M. 1999. Kjeldahl Nitrogen Analysis as a Reference Method for Protein determination in Dairy Products. *Journal of AOAC International* Vol. 82 No. 6
- Madeira, A.C., Ferreira, A., Varennes, A., Vieira, M.I. 2003. SPAD Meter Versus Tristimulus Colorimeter to Estimate Chlorophyll Content and Leaf Color in Sweet Pepper. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. Vol. 34, Nos, 17 & 18, pp. 2461-2470
- Magnani, G., Oggiano, N. 1997. Riduzione del livello di nitrati nella lattuga in idroponica, *Colture Protette*. Vol 26(1): 57-62
- Magnusson, M. 2002. Mineral Fertilizers and Green Mulch in Chinese Cabbage [*Brassica pekinensis* (Lour.) Rupr.]: Effect on

Nutrient Uptake, Yield and Internal Tipburn. Soil and Plant Scientist 52: 25-35

MAGRAMA (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente), 2016. Superficies y producciones de cultivos. En www.magrama.gob.es

Maldonado, J.M. 2008. Asimilación del nitrógeno y del azufre. En: Fundamentos de fisiología vegetal. Eds. J. Azcón Bieto, M. Talón. Ed. Mc Graw Hill. pp: 287- 303

Mantovani, J.R., Ferreira, M.E., Pessôa da Cruz, M.C. 2005. Produção de alface acúmulo de nitrato em função da abdução nitrogenada. Horticultura Brasileira. V. 23 (3): 758-762

Marín Rodríguez, J. 2016. Portagrano XV. Variedades Hortícolas Vademécum de semillas. ISSN: 1887-6804 PP: 475

Markwell, J., Osterman, J.C., Mitchell, J.L. 1995. Calibration of the Minolta SPAD-502 leaf chlorophyll meter. Photosynthesis Research 46: 467-472.

Maroto, J.V. 2000 a: Botánica (taxonomía y fisiología) y adaptabilidad. En: La lechuga y la escarola. Eds. J.V. Maroto Borrego, A. Miguel Gómez, C. Baixauli Soria. Caja Rural

Valencia. Fundación. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. pp 27-43.

Maroto, J.V. 2000 b: Fisiopatías. En: La lechuga y la escarola. Eds. J.V. Maroto Borrego, A. Miguel Gómez, C. Baixauli Soria. Caja Rural Valencia. Fundación. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. pp 216-229

Maroto, J.V. 2002: Horticultura Herbácea Especial. Ediciones Mundi-Prensa. 5ª Edición. Madrid 702 pp.

Maroto, J.V., Alagarda, J., Pascual, B., López-Galarza, S. y Cebolla, B. 1986. “Tipburn incidence on chinese cabbage (*Brassica campestris* L. ssp *pekinensis* rupr.) cultivated under greenhouse and its prevention by application of a high calcium foliage fertilizer”. En: Foliar Fertilization (ed. A. Alexander) Martinus Nijhoff Publishers Gropu. Dorchrecht-Boston-Lancaster. 488 pp. Págs. 325-334.

Maroto, J.V., Pascual, B., López-Galarza, S., Alagarda, J. y Cebolla, B. 1988. Col china: estudios realizados sobre el “Tipburn”. Ed. Generalitat Valenciana. Consellería d’Agricultura i Pesca. 56 pp.

Maroto, J.V., López-Galarza, S., Pascual, B., Alagarda, J., Cuenca, J.V., Tomás, J. y Bono, M.S. 1990. El corazón negro del apio

("Blackheart"). Incidencia en cultivo protegido primaveral tardío y posibilidades de su control. Ed. Generalitat Valenciana. Consellería d'Agricultura i Pesca. 54 pp.

Maroto, J.V. 1997. Etiología y descripción de las principales fisiopatías de la horticultura Mediterránea. Ediciones y promociones L.A.V.

Marsic, N.K., Osvald, J. 2002. Effects of Different Nitrogen Levels on Lettuce Growth and Nitrate Accumulation in Iceberg Lettuce (*Lactuca sativa* var. capitata L.) Grown Hydroponically under Greenhouse Conditions. *Gartenbauwissenschaft*, 67 (4): 128-134

Martín, I., Alonso, N., López, M.C., Prieto, M., Cadahía, C., Eymar, E. 2007. Estimation of Leaf, Root, and Sap Nitrogen Status using the SPAD-502 Chlorophyll Meter for Ornamental Shrubs. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 38: 1785-1803

Mathieu, A.S., Lutts, S., Vandoome, B., Descamps, C., Périlleux, C., Dielen, V., Quinet, M. 2014. High temperatures limit plant growth but hasten flowering in root chicory (*Cichorium intybus*) independently of vernalisation. *Journal of plant physiology* 171 (2): 109-118

- Matraszek, R. 2008. Nitrate reductase activity of two leafy vegetables as affected by nickel and different nitrogen forms. *Acta Physiologiae Plantarum* 30: 361-370
- McGuire, R.G. 1992. Reporting of Objective Color Measurements. *HortScience*. Vol. 27(12): 1254-1255
- Mengel, K., Robin, P., Salsac, L. 1983. Nitrate Reductase Activity in Shoots and Roots of Maize Seedlings as Affected by the Form of Nitrogen Nutrition and the pH of the Nutrient Solution. *Plant Physiology* 71: 618-622.
- Mensinga, T.T., Speijers, J.A.G., Meulenbelt, J. 2003. Health Implications of Exposure to Environmental Nitrogenous Compounds. *Toxicological Reviews* 22 (1): 41-51
- Misaghi, I.J., Grogan, R.G. 1978 a. Physiological Basis for Tipburn Development in Head Lettuce. *Phytopathology* 68: 1744-1753.
- Misaghi, I.J., Grogan, R.G. 1978 b. Effect of Temperature on Tipburn Development in Head Lettuce. *Phytopathology* 68: 1738-1743.
- Mohanty, B., Fletcher, J.S. 1976. Ammonium Influence on the Growth and Nitrate Reductase Activity of Paul's Scarlet Rose Suspension Cultures. *Plant Physiology* 58: 152-155.

- Monje, O.A., Bugbee, B. 1992. Inherent Limitations of Nondestructive Chlorophyll Meters: A Comparison of Two Types of Meters. *HortScience* 27(1):69-71
- Nagata R.T., Stratton M.L. 1994. Development of an objective test for Tipburn evaluation. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society* 107:99-101
- Neely, H.L., Koenig, R.T., Miles, C.A., Koenig, T.C., Karisson, M.C. 2010. Diurnal fluctuation in Tissue Nitrate Concentration on field-Grown leafy greens and Two latitudes. *HortScience* 45(12): 1815-1818
- Nicholas, J.C., Harper, J.E., Hageman, R.H. 1976. Nitrate Reductase Activity in Soybeans (*Glycine max* [L.] Merr.) I. Effects of Light and Temperature. *Plant Physiology*. 58: 731-735.
- Olle, M., Bender, I. 2009. Causes and control of calcium deficiency disorders in vegetables: a review. *Journal of Horticultural Scienci & Biotechnology* 84 (6): 577-584.
- Olson, K.C., Tibbitts, T.W., Struckmeyer, B.E. 1967. Morphology and Significance of Laticifer Rupture in Lettuce Tipburn. *American Society for Horticultural Science* Vol. 91: 377-385.

- Ott, K., Koenig, R., Miles, C. 2008. Influence of Plant Part on Nitrate Concentration in Lettuce and Spinach. *Internal Journal of Vegetable Science*. Vol. 14 (4): 351-361
- Pace, G.M., MacKown, T.C., Volk, R.J. 1982 Minimizing Nitrate Reduction during Kjeldahl Digestion of Plant Tissue Extracts and Stem Exudates. *Plant Physiology* 69, 32-36
- Paladio, A.1990. *Tratado de Agricultura. Medicina Veterinaria. Poema de los Injertos*. (Trad. intr. y notas de A. Moure). Reed. Ed. Gredos S.A. Biblioteca Clásica. Madrid
- Palzkill, D.A., Tibbitts, T., Williams, P.H. 1976. Enhancement of Calcium Transport to Inner Leaves of Cabbage for Prevention of Tipburn *Journal of the American Society for Horticultural Science* 101 (6): 645-648
- Palzkill, D.A., Tibbitts, T. 1977. Evidence that root pressure flow is required for calcium transport to head leaves of cabbage. *Plant Physiology* 60: 854-856
- Papasavvas, A., Tryantafyllidis, V., Zervoukadis, G., Kapotis, G., Samaras, Y., Salahas, G. 2008. Correlation of SPAD-502 meter readings with physiological parameters and leaf nitrate content

- in *Beta vulgaris*. *Journal of Environmental Protection and Ecology* 9, N°2, pp.351-356.
- Parks, S.E., Huett, D.O., Campbell, L.C., Spohr, L.J. 2008. Nitrate and nitrite in Australian leafy vegetables. *Australian Journal of Agricultural Research* 59: 632-638.
- Parks, S.E., Irving, D.E., Milham, P. 2012. A critical evaluation of on-farm rapid tests for measuring nitrate in leafy vegetables. *Scientia Horticulturae* 134: 1-6
- Pavlou, G.C., Ehaliotis, C.D., Kavvadias, V.A. 2007. Effect of organic and inorganic fertilizers applied during successive crop seasons on growth and nitrate accumulation in lettuce. *Scientia Horticulturae* 111: 319-325
- Peirce, L.C. 1987. *Vegetables. Characteristics, Production and Marketing*. John Wiley and Sons. New York. 433 pp.
- Pessarakli, M. 1991. Dry Matter Yield, Nitrogen-15 Absorption, and Water Uptake by Green Bean under Sodium Chloride Stress. *Crop Science* 31: 1633-1640.
- Pessarakli, M., Huber, J.T., Tucker, T.C. 1989. Dry matter yield, nitrogen absorption, and water uptake by sweet corn under salt stress. *Journal of plant nutrition* 12 (3): 279-290.

Porra, R.J., Thompson, W.A., Kriedemann, P.E. 1989. Determination of accurate extinction coefficients and simultaneous equations for assaying chlorophylls *a* and *b* extracted with four different solvents: verification of the concentration of chlorophyll standards by atomic absorption spectroscopy. *Biochimica et Biophysica Acta* 975: 384-394.

Raab, T., Terry, N. 1994. Nitrogen Source Regulation of Growth and Photosynthesis in *Beta vulgaris* L. *Plant Physiology* 105: 1159-1166

Rappaport, L., Bonner, J. 1960. Interactions of Gibberellin, Vernalization, Photoperiod and Temperature in the Flowering of Endive. *Plant Physiology* 35 (1): 98.

Raven, P.H., Evert, R.F., Eichhorn, S.E. 1992. *Biología de las plantas*. Ed. Reverté. 769 pp.

Reinink, K., Groenwold, R., Bootsma, A. 1987. Genotypical differences in nitrate content in *Lactuca sativa* L. and related species and correlation with dry matter content. *Euphytica* 36: 11-18

Rico, D., Martín-Diana, A.B., Barat, J.M., Barry-Ryan, C. 2007. Extending and measuring the quality of fresh-cut fruit and

vegetables: a review. *Trends in Food Science & Technology* 18: 373-386

Riens, B., Heldt, H.W. 1992. Decrease of Nitrate Reductase Activity in Spinach Leaves during a Light-Dark Transition. *Plant Physiology* 98: 573-577

Rincón, A., Ligarreto, G.A. 2010. Relación entre nitrógeno foliar y el contenido de clorofila, en maíz asociado con pastos en el Piedemonte Llanero colombiano. *Revista Corpoica-Ciencia y Tecnología Agropecuaria* 11 (2): 122-128

Rincón, L., Pérez, A., Pellicer Botía, C., Sáez Sironi, J., Abadía Sanchez, A., 2002. Influencia de la fertilización nitrogenada en la absorción de nitrógeno y acumulación de nitratos en la lechuga iceberg. *Investigaciones Agrarias: Producción Protección Vegetal* Vol. 17 (2): 303-318

Rincón, L. 2005. Fertilización nitrogenada y contenido de nitratos en hojas de lechuga "Iceberg". *Vida Rural*, 210: 50-55

Rincón, L. 2008. *La fertirrigación de la lechuga*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. 260 pp.

- Robic, R. 1984. Nitrates et productions sous serre. Résultats de quatre années d'expérimentation dans la région maraîchère Genovaise. *Revue Horticole Suisse*. Vol. 57, n°11: 312-316
- Rodríguez M., Alcántar G., Aguilar A., Etchebers J., Santizó J.A. 1998. Estimación de la concentración de nitrógeno y clorofila en tomate con un medidor portátil de clorofila. *Terra* 16: 135-141
- Rosen, C.J. 1990. Leaf Tipburn in Cauliflower as Affected by Cultivar, Calcium Sprays, and Nitrogen Nutrition. *HortScience* 25 (6): 660-663
- Ruíz-Espinoza, F.H., Murillo-Amador, B., García-Hernández, J.L., Fenech-Larios, L., Rueda-Puente, E.O., Troyo-Diéquez, E., Kaya, C., Beltrán-Morales, A. 2010. Field Evaluation of the relationship between chlorophyll content in Basil leaves and a portable chlorophyll meter (SPAD-502) readings. *Journal of Plant Nutrition* 33: 423-438
- Ryder, E.J. 1998. Lettuce, endive and chicory. CABI Publishing pp:208
- Sainz, H. R., Echeverría, H.E. 1998. Relación entre las lecturas del medidor de clorofila (Minolta SPAD 502) en distintos del ciclo del cultivo de maíz y el rendimiento en grano. *Revista de la Facultad de Agronomía. La Planta* 103 (1): 37-44

Salisbury, F.B., Ross, C.W. 1992. Plant Physiology. Wadsworth Publishing Company. 4ª Edición. 682 pp.

Salsac, L., Chaillou, S., Morot-Gaudry, J.F., Lesaint, C., Jolivet, E. 1987. Nitrate and ammonium nutrition in plants. Plant Physiology and Biochemistry. 25(6), 805-812.

San Bautista, A., López-Galarza, S., Pascual, B., Alagarda, J., Fresquet, J.L., Bono, M.S., Palau, V., Laza, P., Torres, J.F., Maroto, J.V. 2003. Influencia de distintas dosis de riego y soluciones nutritivas en el rendimiento comercial y la incidencia de Tipburn en cultivo protegido de dos cvs de lechuga *Iceberg*. Cuadernos de Fitopatología, 78: 112-121. 4º trimestre.

Sánchez Pineda de las Infantas, M.T. 2003. Procesos de Elaboración de alimentos y bebidas. Ed. Mundi-Prensa. 1ª Edición. 518 pp.

Sandoval-Villa, M., Wood, C.W., E.A. Guertal, E.A. 1999. Amonium concentration in solution affects chlorophyll meter readings in tomato leaves. Journal of Plant Nutrition, 22 (11), pp. 1717-1729.

Santamaría, P. 2006. Nitrate in vegetables: toxicity, content, intake and EC regulation. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 86: 10-17

Santamaría, P., Elia, A. 1997. Producing Nitrate-free Endive Heads: Effect of Nitrogen Form on Growth, Yield, and Ion Composition of Endive. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 122(1): 140-145

Santamaría, P., Elia, A, Gonella, M. 1997. Changes in Nitrate Accumulation and Growth of Endive Plants During Light Period as Affected by Nitrogen level and Form. *Journal of Plant Nutrition* 20 (10): 1255-1266

Santamaría, P., Elia, A., Papa, G., Serio, F. 1998. Nitrate and Ammonium Nutrition in Chicory and Rocket Salad Plants. *Journal of Plant Nutrition* 21 (9): 1779-1789

Santamaría, P., Elia, A., Serio, F., Gonella, M., Parente, A. 1999 a. Comparison Between Nitrate and Ammonium Nutrition in Fennel, Celery, and Swiss Chard. *Journal of Plant Nutrition* 22 (7): 1091-1106

Santamaría, P., Elia, A., Serio, F., Todaro, E. 1999 b. A survey of nitrate and oxalate content in fresh vegetables. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 79: 1882-1888

Santamaría, P., Gonella, M., Elia, A., Parente, A., Serio, F. 2001. Ways of reducing rocket salad nitrate content. ISHS. Acta Horticulturae 548 : 529-536

Saure, M.C.1998. Causes of the tipburn disorder in leaves of vegetables. Scientia Horticulturae 76: 131-147.

Savvas, D., Passam, H.C., Olympios, C., Nasi, E., Moustaka, E., Mantzos, N., Barouchas. 2006. Effects of Ammonium Nitrogen on Lettuce Grown on Pumice in a Closed Hydroponic System. HortScience 41 (7): 1667-1673.

Scaife, A., Saraiva, M.E., Turner, M.K. 1986. Effect of nitrogen form on the growth and nitrate concentration of lettuce. Plant and soil 94: 3-16.

Schröder, J.J., Neeteson, J.J., Oenema, O., Struik, P.C. 2000. Does the crop or the soil indicate how to save nitrogen in maize production? Reviewing the state of the art. Field Crops Research 66: 151-164

Sexton, P., Carroll, J. 2002. Comparison of SPAD chlorophyll meter readings vs. petiole nitrate concentration in sugarbeet. Journal of plant nutrition. 25 (9): 1975-1986.

- Shao-ting, D., Yong-Song, Z., Xian-yong, L. 2007. Accumulation of Nitrate in Vegetables and Its Possible Implications to Human Health. *Agricultural Sciences in China* 6 (10): 1246-1255
- Shelp, B.J. 1987. Plant Characteristics and Nutrient Composition and Mobility of Broccoli (*Brassica oleracea* var. *italic*). Supplied with NH_4^+ , NO_3^- or NH_4NO_3 . *Journal of Experimental Botany*. Vol. 38 No 195: 1603-1618
- Silva, E.C., Maluf, W.R., Leal, N.R., Gomes, L.A.A. 1999. Inheritance of bolting tendency in lettuce *Lactuca sativa* L. *Euphytica* 109: 1-7
- Simon, E.W. 1978. The symptoms of calcium deficiency in plants. *New Phytologist* 80: 1-15
- Sørensen, J.N., Johansen, A.S., Poulsen, N. 1994. Influence of growth conditions on the value of crisphead lettuce 1. Marketable and nutritional quality as affected by nitrogen supply, cultivar and plant age. *Plant Foods for Human Nutrition*, 46, 1-11.
- Sowards, E. 2016. En www.erinsowards.com
- Steingröver, E.G., Steenhuizen, J.W., Van der Boon, J. 1993. Effects of low light intensities at night on nitrate accumulation

in lettuce grown on a recirculating nutrient solution, Netherlands Journal of Agricultural Science 41: 13-21

Stern, 2005. Desarrollo de métodos analíticos para la detección de cambios metabólicos frente a situaciones de estrés en fruta fresca. Ortolá, M.D., Fito, P. (Tutores). Tesis Doctoral. Universitat Politècnica de València. Departamento de Tecnología de Alimentos e Instituto de Ingeniería de Alimentos para el Desarrollo. Valencia

Stratton, M.L., Nagata, R.T. 1993. Preliminary determination of parameters to develop an objective procedure for assessing tipburn in lettuce. Proceedings of the Florida State Horticultural Society 106: 157-159.

Suárez-Rey, E.M., Carrión, M.T., Leyva, R., Romero-Gámez, M., Pérez-López, L., Soriano, T., Castilla, N., Hernández, J. 2012. Evaluación del SPAD para el asesoramiento del abonado nitrogenado en cultivo de escarola. Actas de Horticultura N°60, XIII. Congreso de Ciencias Hortícolas, pp.847-851.

Temple, S.J., Vance, C.P., Gantt, J.S. 1998. Glutamate synthase and nitrogen assimilation. Trends in Plant Science Vol. 3 (2): 51-56

Teofrasto. 1988. Historia de las plantas. Intr. Trad. y notas de J.M. Regañón. Reed. Ed. Gredos. S.A. Madrid

Tibbitts, T.W., Rao R.R. 1968. Light Intensity and duration in the development of lettuce tipburn. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 93: 454-461.

Tibbitts, T.W., Read, M. 1976. Rate of Metabolite Accumulation into Latex of Lettuce and Proposed Association with Tipburn Injury. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 101 (4): 406-409

Tibbitts, T.W., Bensink, J., Kuiper, F., Hobé, J. 1985. Association of Latex Pressure with Tipburn Injury of Lettuce. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 110(3):362-365.

Torres, J.F., Ferriol, LL., Solís, G., San Bautista, A., Bono, M.S., Laza, P., Pascual-España, B., Alagarda, J., López Galarza, S., Maroto, J.V. 2009. Experimentos para tratar de controlar el 'tipburn' mediante aplicaciones foliares cálcicas sobre diversos cultivares de minilechugas y su proclividad a la floración prematura y la acumulación de nitratos. *Agrícola Vergel* n° 332: 417-425

Torres, J.F., Ndamakele, J.B., San Bautista, A., Pascual-España, B., Bono, M.S., López Galarza, S., Pascual-Seva, N., Alagarda, J.,

- Maroto, J.V. 2013. Influencia de ciclos, fertilización nitrogenada y modalidades de cultivo en la incidencia de diversas fisiopatías y la acumulación de nitratos en cuatro cultivares de minilechuga (I) y (II). *Phytoma* (I) 245: 16-21, (II) 246: 26-31
- Tremblay, N. 2004. Determining nitrogen requirements from crops characteristics. Benefits and challenges. *Recent Research Developments in Agronomy and Horticulture*. 1: 157-182.
- Tuncay, O. 2011. Relationships between nitrate, chlorophyll and chromaticity values in rocket salad and parsley. *African Journal of Biotechnology*. Vol. 10 (75) pp. 17152-17159
- Ukłańska-Pusz, C.M, Adamczewska-Sowińska, K. 2011. Yield and nutritive value of selected endive cultivars grown for spring and autumn harvest. *Folia Horticulturae* 23 (2):111-118
- Van der Boon, J., Steenhuizen, J.W., Steingröver, E. 1988. Effect of EC, and Cl and NH₄ concentration of nutrient solutions on nitrate accumulation in lettuce. *Acta Horticulturae* 222. *Fertilization of Vegetables* pp: 35-42
- Vavrina, C.S., Obreza, T.A., Cornell, J. 1993. Response of Chinese Cabbage to Nitrogen Rate and Source in Sequential Plantings. *HortScience* 28 (12): 1164-1165.

- Vieira, I.S., Vasconcelos, P., Monteiro, A.A. 1998. Nitrate accumulation, yield and leaf quality on turnip greens in response to nitrogen fertilization. *Nutrient cycling in Agroecosystems* 51: 249-258
- Waycott, W. 1995. Photoperiodic Response of Genetically Diverse Lettuce Accessions. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 120 (3): 460-467.
- Weissman, G.S. 1972. Influence of Ammonium and Nitrate Nutrition on Enzymatic Activity in Soybean and Sunflower. *Plant Physiology* 49: 138-141.
- Westcott, M.P., Wraith, J.M. 1995. Correlation of the leaf chlorophyll readings and stem nitrate concentration in peppermint 1. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 26(9-10): 1481-1490
- Westerveld, S.M., McKeown, A.W., Scott-Dupree, C.D. and McDonald, M.R. 2004. Assessment of Chlorophyll and Nitrate Meters as Field Tissue Nitrogen Tests for Cabbage, Onions and Carrots. *HorTechnology*. April-June 14 (2): 179-188
- Wood, C.W., Reeves, D.V., Himelrick, D.G. 1993. Relationships between chlorophyll meter readings and leaf chlorophyll

concentration, N status, and crop yield: A review. Proceedings Agronomy Society of New Zealand 23 pp: 1-9

Zebarth, B.J., Younie, M., Paul, J.W., Bittman, S. 2002. Evaluation of leaf Chlorophyll Index for Making Fertilizer Nitrogen Recommendations for Silage Corn in a High Fertility Environment. Communication Soil Science Plant Analysis. 35 (5&6),665-684.

Anejo de los datos
climáticos registrados en
los experimentos

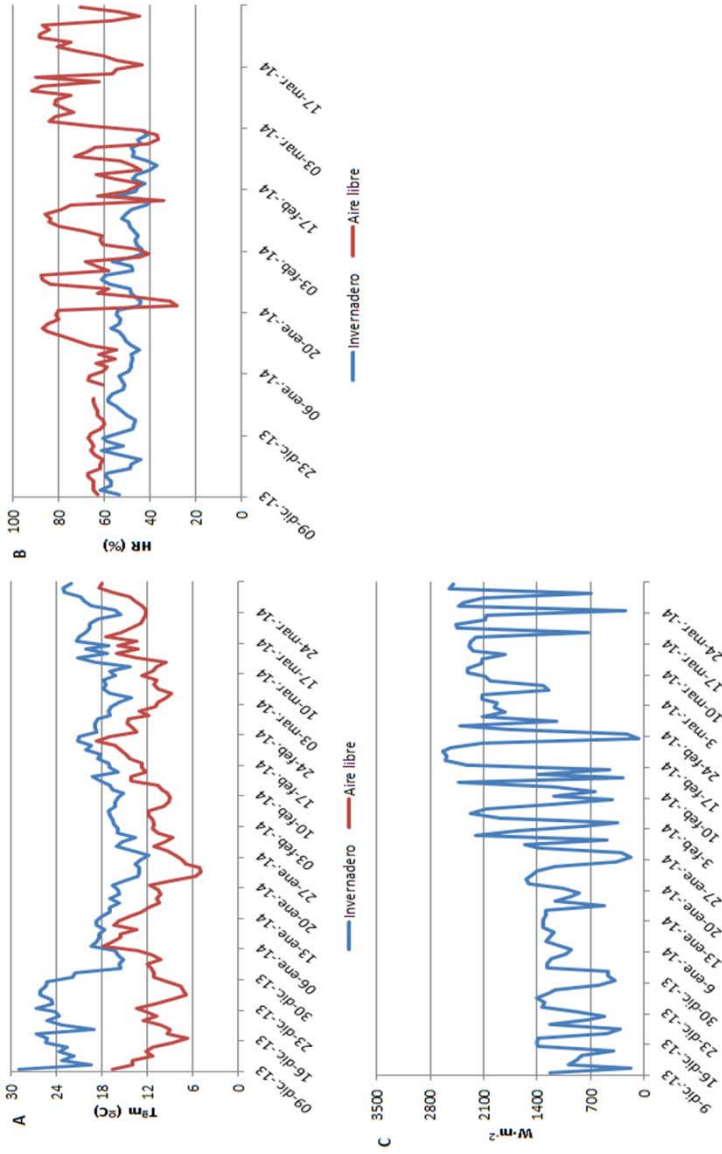


Figura 11.1. Capítulo 3. Experimento campaña 2013 -2014. Ciclo C1 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

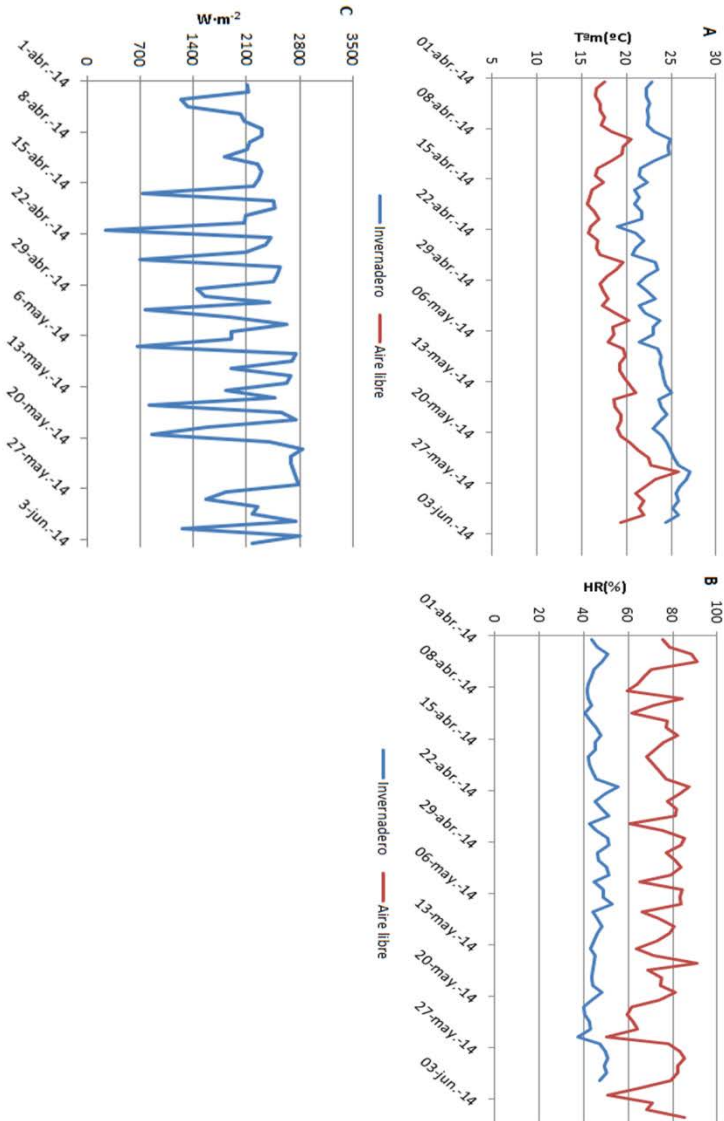


Figura 11.2. Capítulo 3. Experimento campaña 2013-2014. Ciclo C2 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

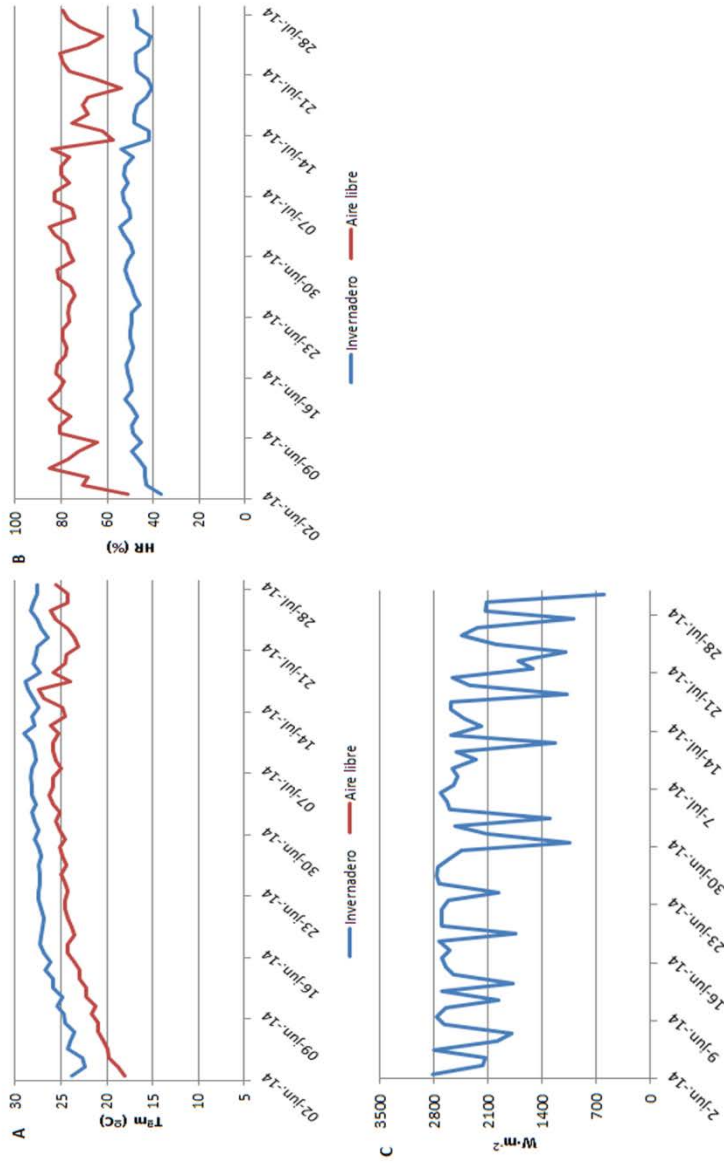


Figura 11.3. Capítulo 3. Experimento campaña 2013-2014. Ciclo C3 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

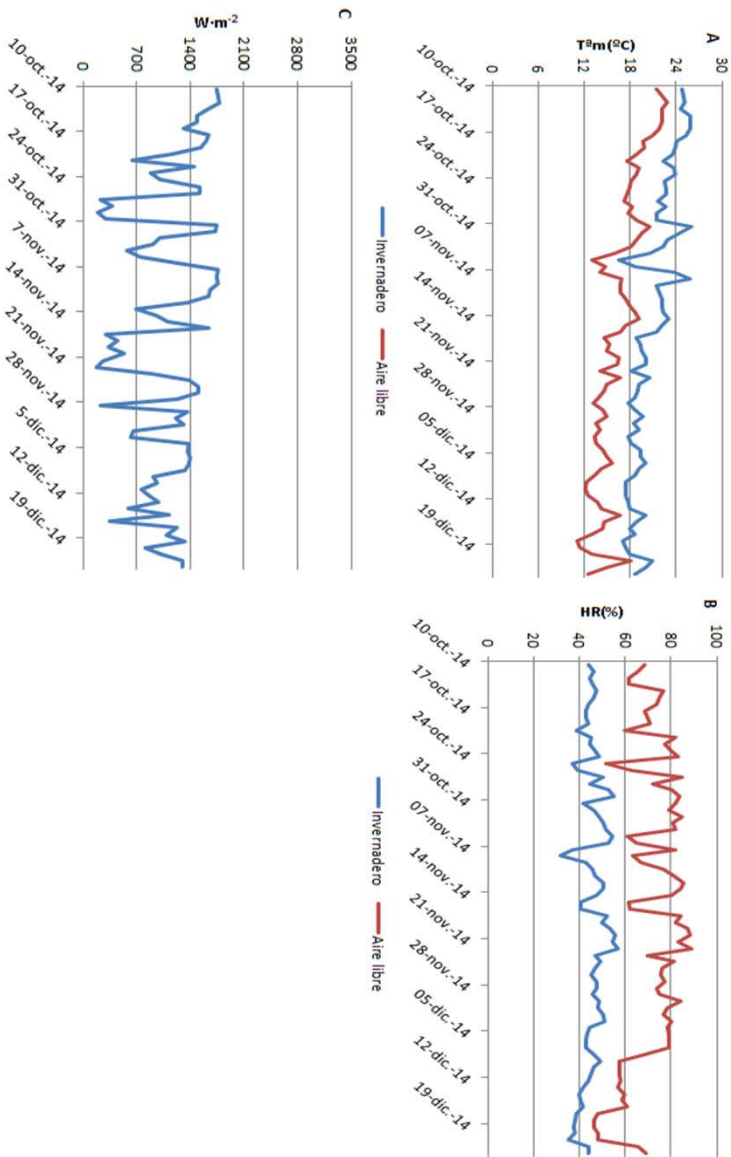


Figura 11.4. Capítulo 3. Experimento campaña 2014-2015. Ciclo C1 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

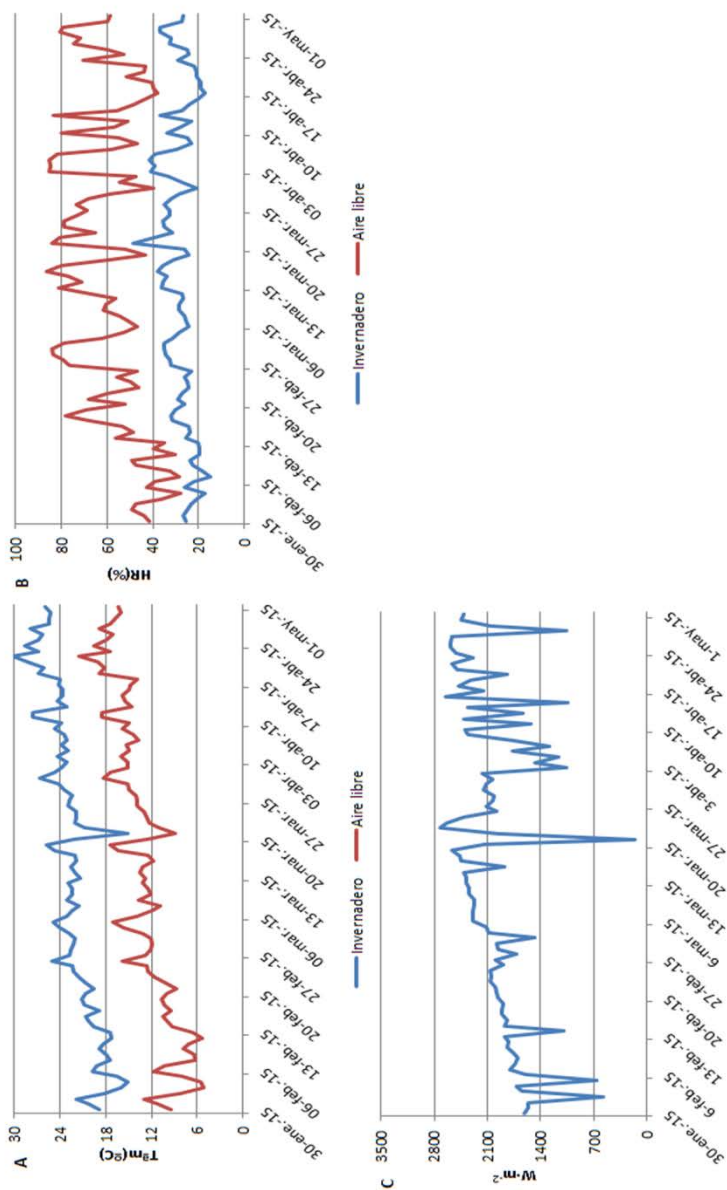


Figura 11.5. Capítulo 3. Experimento campaña 2014-2015. Ciclo C2 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

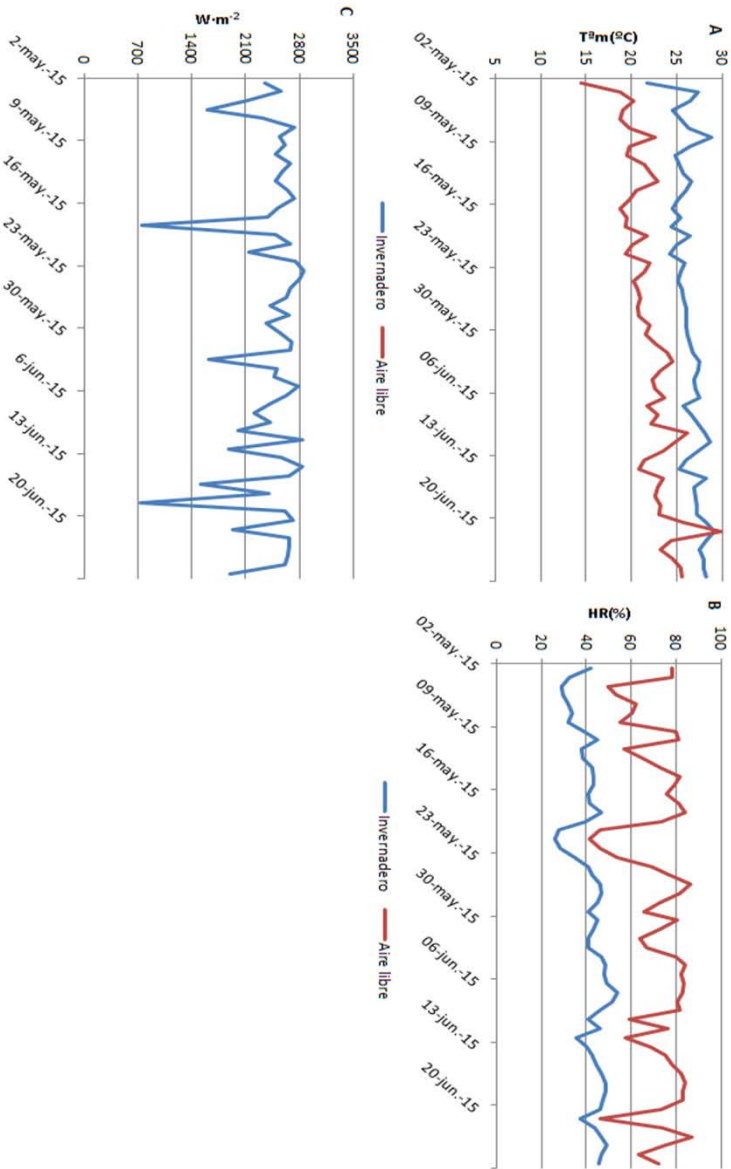


Figura 11.6. Capítulo 3. Experimento campaña 2014-2015. Ciclo C3 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

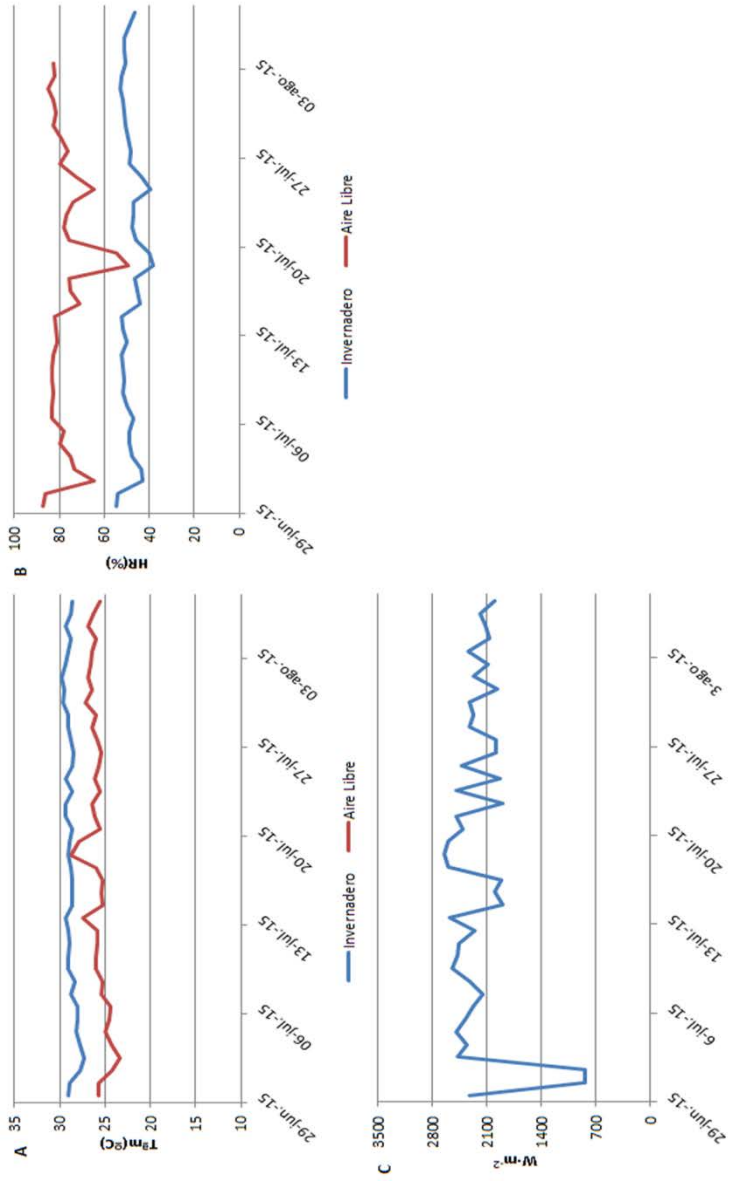


Figura 11.7. Capítulo 3. Experimento campaña 2014-2015. Ciclo C4 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

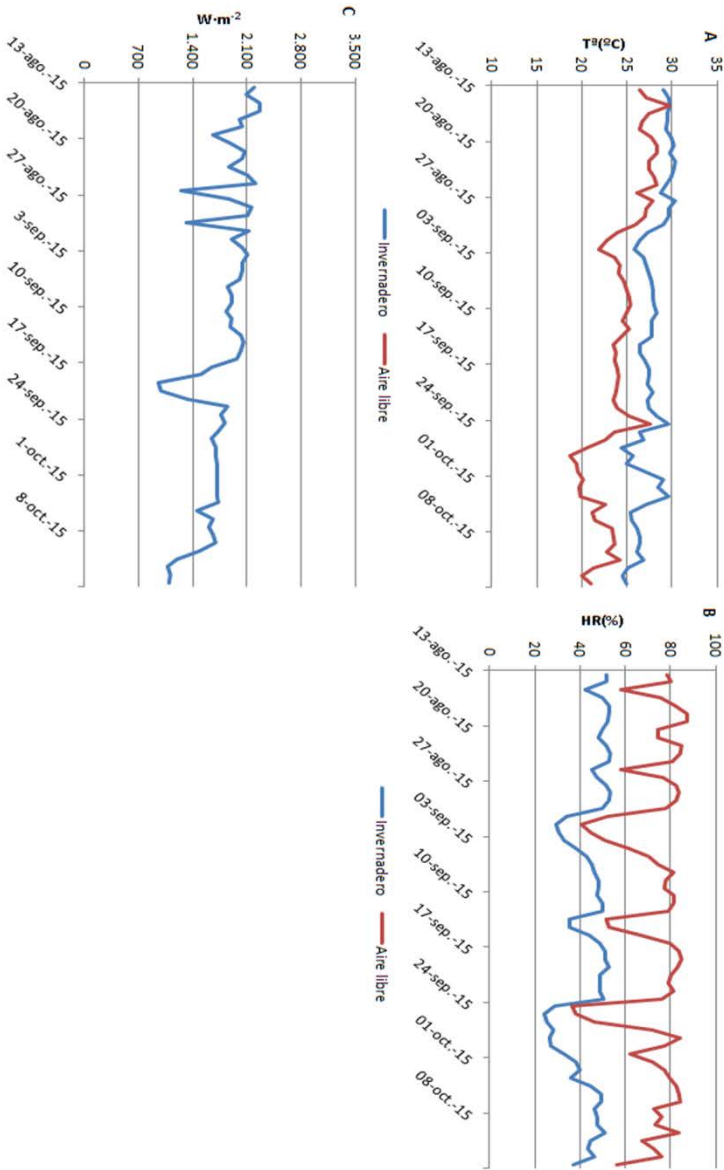


Figura 11.8. Capítulo 3. Experimento campaña 2014-2015. Ciclo C5 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

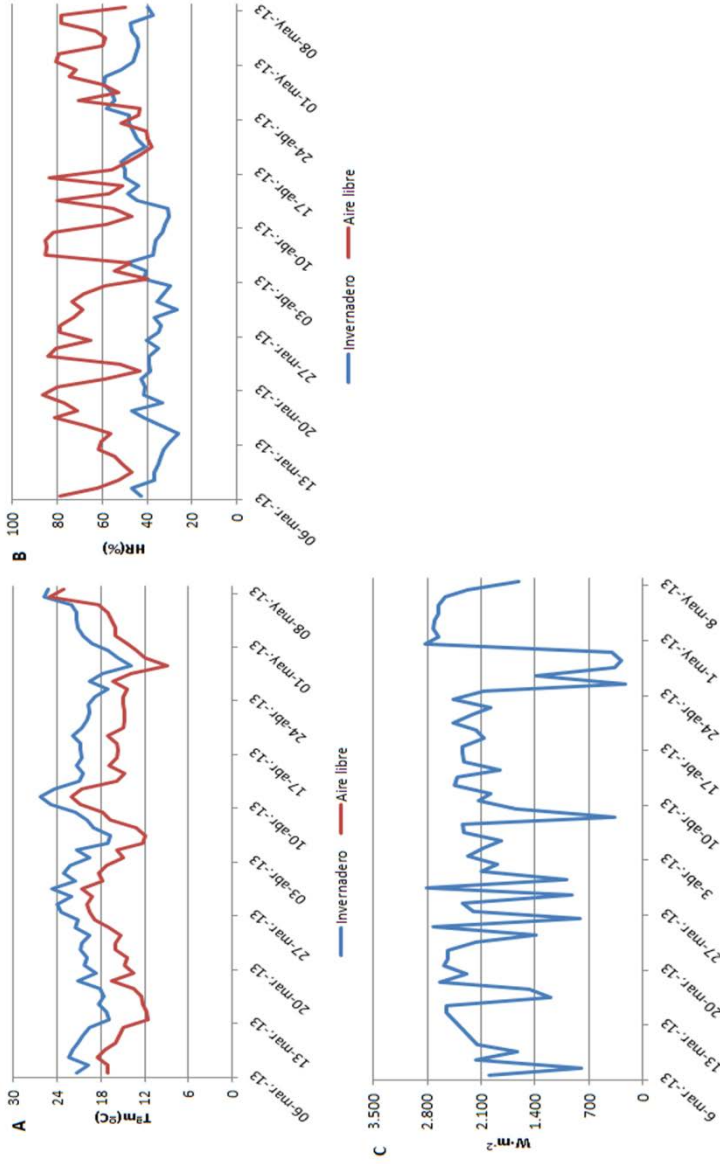


Figura 11.9. Capítulo 4. Experimento 2013. Ciclo C1 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

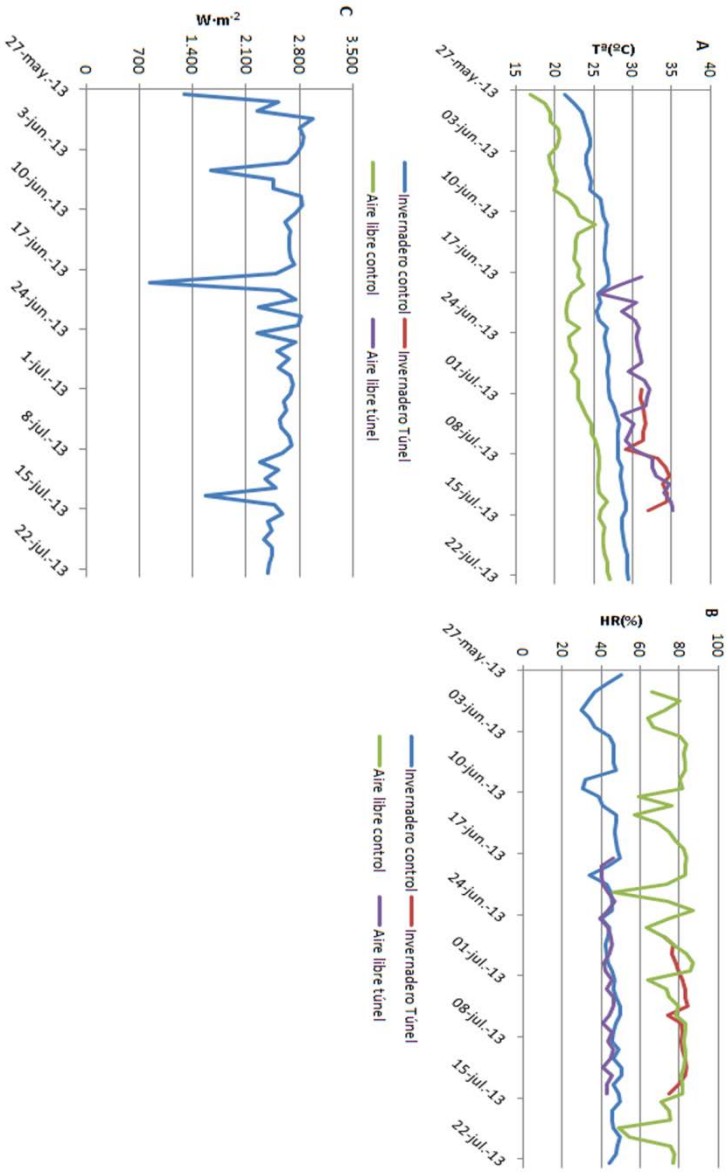


Figura 11.10. Capítulo 4. Experimento 2013. Ciclo C2 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

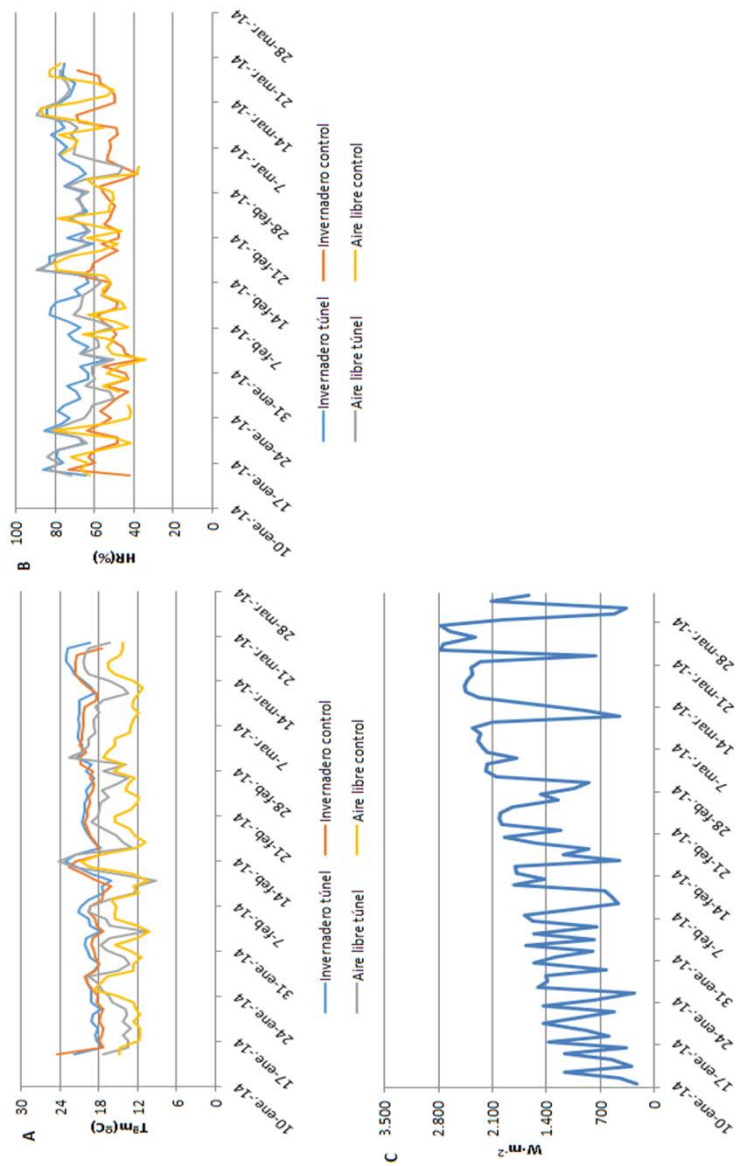


Figura 11.11. Capítulo 4. Experimento 2014. Ciclo C1 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

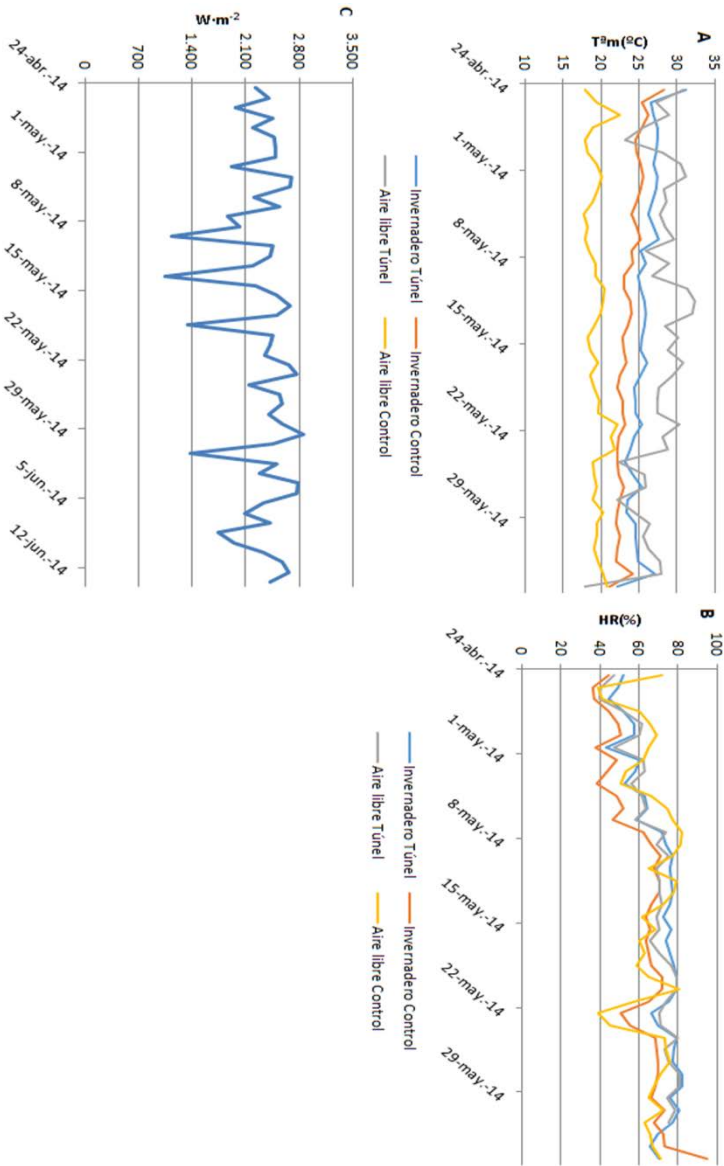


Figura 11.12. Capítulo 4. Experimento 2014. Ciclo C2 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

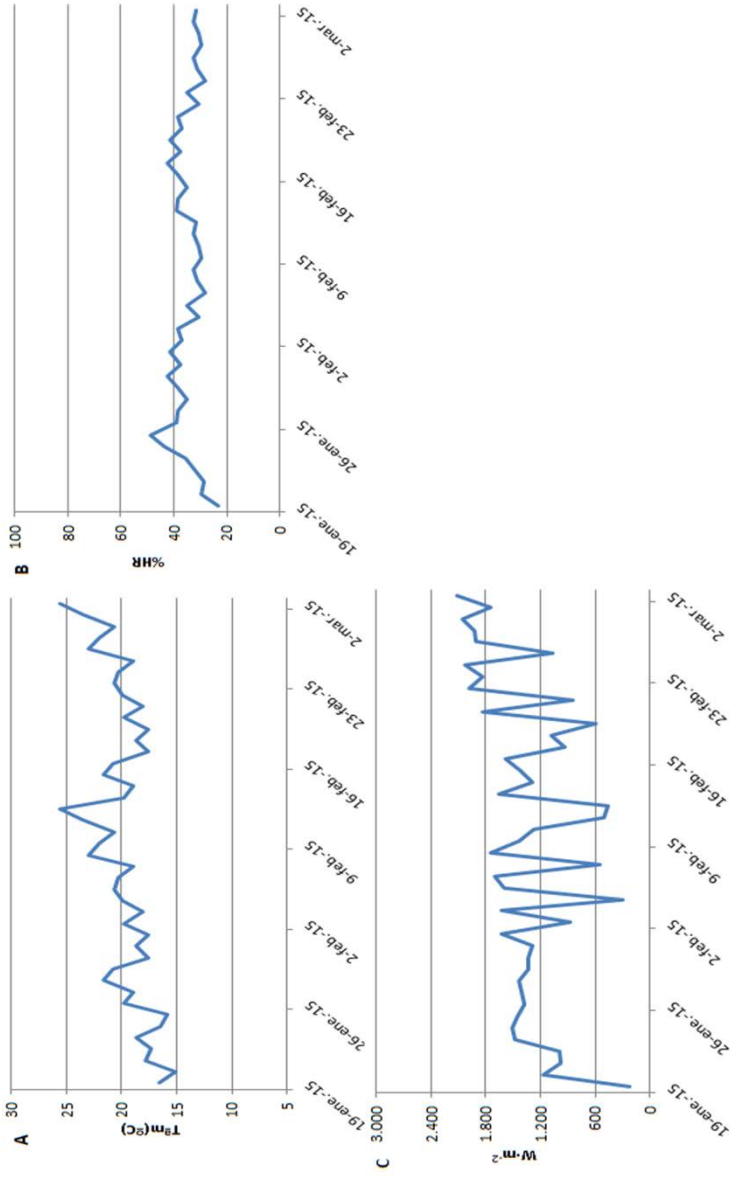


Figura 11.13. Capítulo 5. Ciclo C1 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

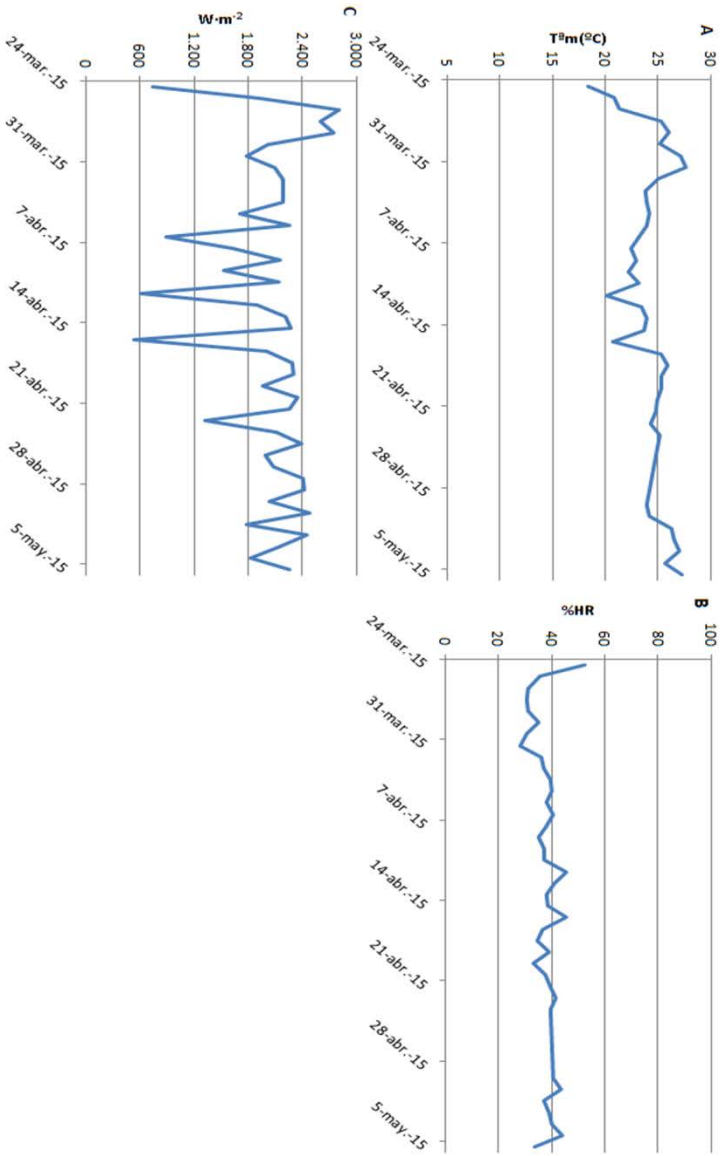


Figura 11.14. Capítulo 5. Ciclo C2 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

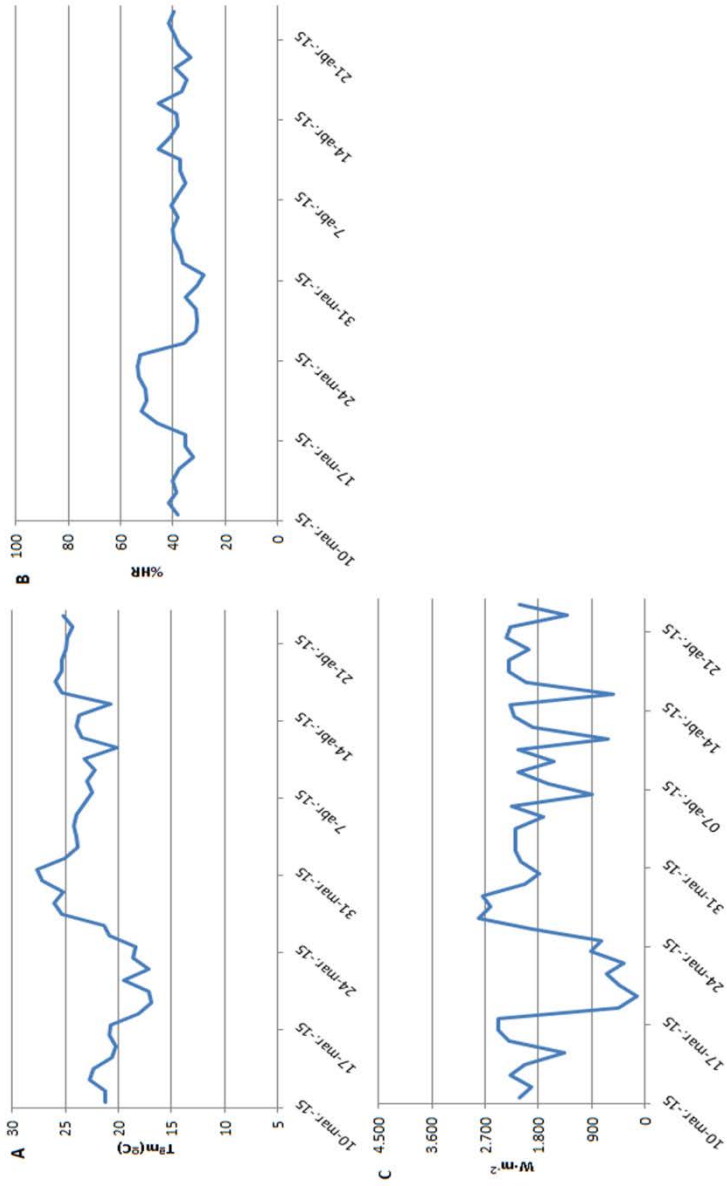


Figura 11.15. Capítulo 6. Experimento 2015. Ciclo C1 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

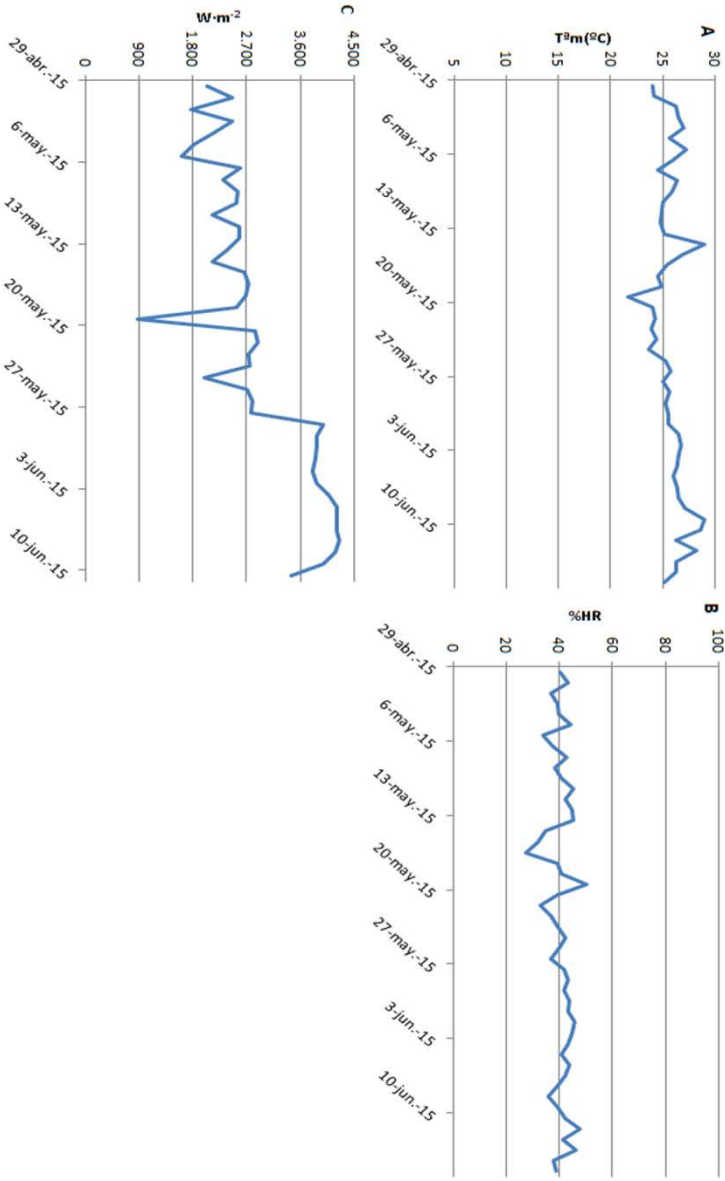


Figura 11.16. Capítulo 6. Experimento 2015. Ciclo C2 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

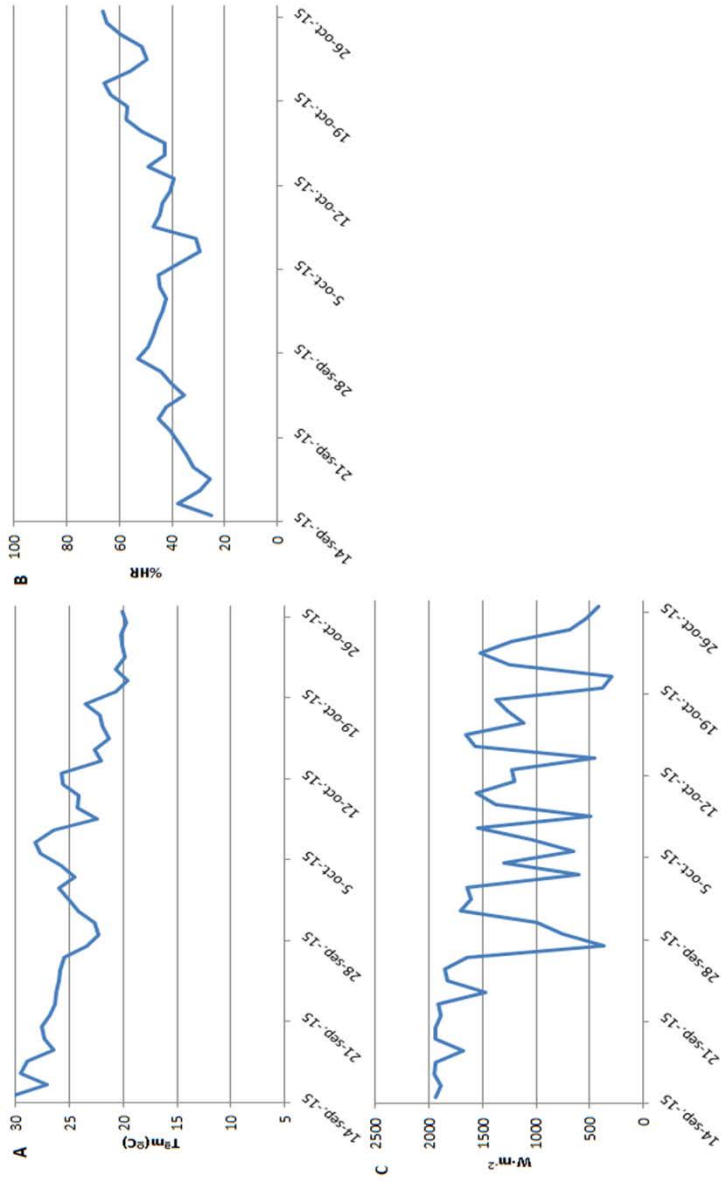


Figura 11.17. Capítulo 6. Experimento campaña 2015-2016. Ciclo C1(A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

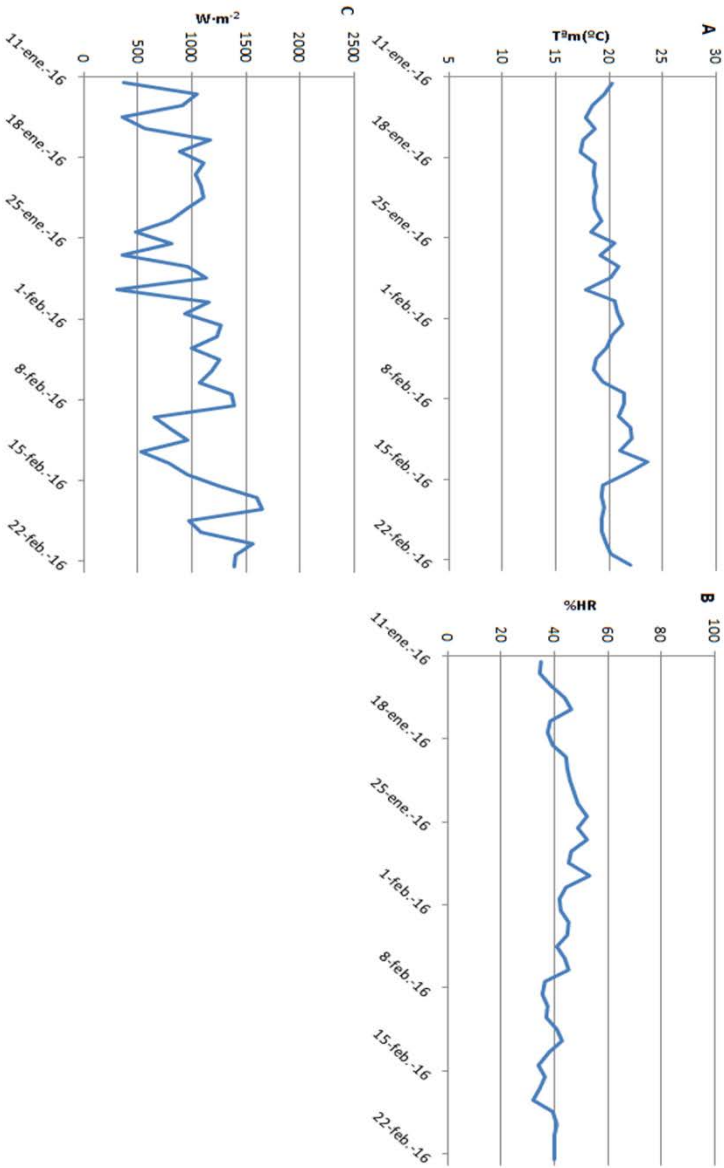


Figura 11.18. Capítulo 6. Experimento campaña 2015-2016. Cielo C2(A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

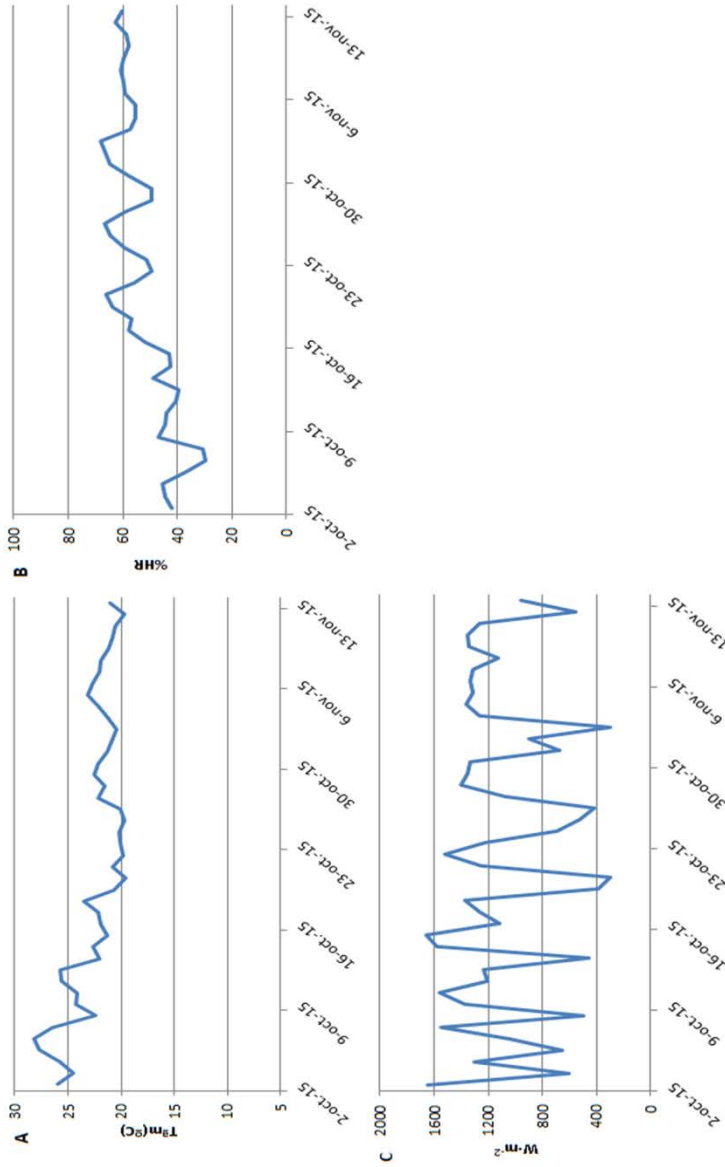


Figura 11.19. Capítulo7. Experimento 2015 (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación

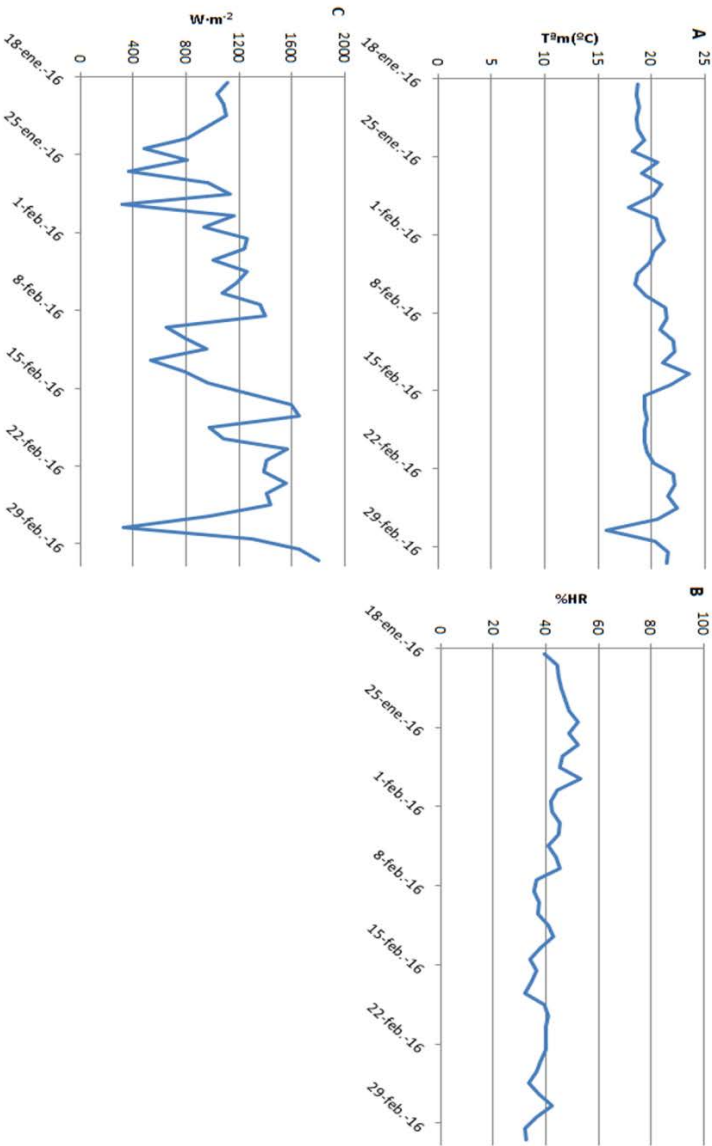


Figura 11.20. Capítulo 7. Experimento campaña 2015-2016. (A) Temperatura (B) Humedad (C) Radiación