



ESCUELA UNIVERSITARIA DE INGENIERÍA
TÉCNICA AGRÍCOLA



ESTUDIO DEL PROCESO DE MINERALIZACIÓN DE UN ABONO ORGÁNICO EN SUELO PARA EL CULTIVO ECOLÓGICO DE ALGODÓN



Autor: Ángel J. Gordillo Rivero

Directores:

Itziar Aquirre Jiménez

Antonio Jordán López

Purificación Pajuelo Domínguez

Sevilla, enero de 2010

Ángel J. Gordillo Rivero.

A mi abuela, que a pesar de haber esperado casi 100 años
no pudo tener este proyecto entre sus manos.

A mi abuela, que a pesar de haber esperado casi 100 años
no pudo tener este proyecto entre sus manos.

Ángel J. Gordillo Rivero.



TABLA DE CONTENIDOS

RESUMEN	1
I. INTRODUCCIÓN	3
<u>I.1. CULTIVO DEL ALGODÓN.</u>	<u>5</u>
I.1.1. Importancia del cultivo de algodón.....	5
I.1.1.1. Importancia en el Mundo.	5
I.1.1.2. Importancia en Europa y España.....	5
I.1.1.3. Importancia en Andalucía.....	6
I.1.2. Problemática actual.....	9
<u>I.2. AGRICULTURA ECOLÓGICA.</u>	<u>11</u>
I.2.1. Introducción.....	11
I.2.2. El sector ecológico en el mundo, Europa, España y Andalucía.....	12
I.2.2.1. El sector ecológico en el mundo.....	12
I.2.2.2. El sector ecológico en Europa y España.....	13
I.2.2.3. El sector ecológico en Andalucía.....	14
I.2.3. El cultivo de algodón ecológico en el mundo y Andalucía.....	16
I.2.3.1. El cultivo de algodón ecológico en el mundo.....	16
I.2.3.2. El cultivo de algodón ecológico en Andalucía.....	16
<u>I.3. CARACTERÍSTICAS BOTÁNICAS Y FENOLÓGICAS DEL ALGODÓN.</u>	<u>19</u>
<u>I.4. COMPORTAMIENTO DE LOS NUTRIENTES PARA LA FERTILIZACIÓN ORGÁNICA DE ALGODÓN EN CULTIVO ECOLÓGICO.</u>	<u>25</u>
I.4.1. Introducción a la fertilización orgánica.....	25
I.4.2. Comportamiento del nitrógeno en suelo.....	26
I.4.3. Dinámica del nitrógeno.....	27
I.4.3.1. Fijación biológica de N ₂	29
a) Fijación no simbiótica de nitrógeno.....	29
b) Fijación simbiótica de nitrógeno.....	30
I.4.3.2. Fijación como óxidos.....	31
I.4.4. Transformaciones de nitrógeno en suelo.....	31

I.4.4.1. Mineralización	32
a) <i>Aminización o amificación</i>	32
b) <i>Amonificación</i>	33
c) <i>Nitrificación</i>	33
I.4.4.2. Inmovilización de nitrógeno	35
I.4.4.3. Fijación del amonio	36
I.4.5. Pérdidas de nitrógeno en suelo	36
I.4.5.1. Consumo del cultivo	36
I.4.5.2. Lavado y lixiviación de nitratos	37
I.4.5.3. Volatilización de amonio	37
I.4.5.4. Desnitrificación	38
I.4.5.5. Relación C/N	39
I.4.6. El nitrógeno en la planta	41
I.4.6.1. El nitrógeno en la planta	41
I.4.6.2. Absorción, reducción y asimilación	41
a) <i>Absorción</i>	41
b) <i>Reducción</i>	42
c) <i>Asimilación</i>	43
I.4.7. El nitrógeno en el cultivo de algodón	43
I.4.7.1. Introducción	43
I.4.7.2. Extracciones por cultivo de algodón	44
I.4.7.3. Deficiencias y excesos de nitrógeno en la planta de algodón	44
<u>I.5. OBJETIVOS</u>	47

II. MATERIAL Y MÉTODOS **49**

<u>II.1. LOCALIZACIÓN Y DESCRIPCIÓN DE PARCELA</u>	51
II.1.1. Localización	51
II.1.2. Descripción de la parcela	52
II.1.3. Análisis de suelo e interpretación	53
II.1.4. Climatología de la zona	55
<u>II.2. DESCRIPCIÓN DEL ENSAYO</u>	57
II.2.1. Labores de plantación	57
II.2.2. Abonado	58
II.2.2.1. Fertilizante utilizado	58
II.2.2.2. Diseño del ensayo: disposición de dosis de fertilizante	60
II.2.3. Escardas y riegos	61
II.2.3.1. Escardas	61
II.2.3.2. Riegos	61
II.2.3.3. Caracterización del agua de riego	62
II.2.4. Colocación de tubos en el suelo	62

II.2.5. Preparación de muestras.....	63
II.3. METODOLOGÍA DE LABORATORIO.....	65
II.3.1. Introducción.....	65
II.3.2. Análisis previos al ensayo.....	66
II.3.2.1. Determinación analítica del fertilizante empleado.....	66
II.3.2.2. Análisis del suelo previo al ensayo de mineralización.....	67
II.3.3. Determinación de amonio en suelo.....	70
II.3.4. Determinación de nitrato en suelo.....	70
II.3.5. Determinación de nitrógeno total en suelo.....	71
II.3.6. Determinación de fósforo asimilable en suelo.....	71
II.3.7. Determinación de potasio en suelo.....	71
II.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE LOS DATOS.....	73
II.4.1. Detección de valores anómalos (<i>outliers</i>).....	73
II.4.2. Análisis de varianza.....	74
III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	75
III.1. CONTENIDO INICIAL DE NITRÓGENO EN EL SUELO.....	77
III.2. ANÁLISIS DE LA NORMALIDAD DE LOS DATOS.....	79
III.3. ANÁLISIS DE LA MINERALIZACIÓN DEL FERTILIZANTE.....	81
III.3.1. Mineralización de amonio.....	81
III.3.2. Mineralización de nitrato.....	86
III.3.3. Mineralización de nitrógeno orgánico.....	91
III.3.4. Carbono orgánico y relación C/N.....	94
III.3.5. Otros nutrientes: P y K.....	98
IV. CONCLUSIONES.....	103
V. REFERENCIAS.....	107
ANEXO 1: RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS DEL CONTENIDO DE NH₄⁺ Y NO₃⁻.....	119
ANEXO 2: RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS DEL CONTENIDO DE N TOTAL, P, K Y C TOTAL.....	129



ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Tipología de los algodoneiros en el Bajo Guadalquivir.....	7
Tabla 2: Entradas y Salidas de Nitrógeno asimilable.....	27
Tabla 3: Interpretación de la relación C/N en suelos cultivados de climas templados.	40
Tabla 4: Análisis de suelo en la parcela previo al ensayo.	53
Tabla 5: Resultados análisis de suelo tras entierro de nabo forrajero (<i>Brassica campestris</i>).	54
Tabla 6: Tabla climática mensual de la estación meteorológica de Las Cabezas de San Juan.	55
Tabla 7: Composición del fertilizante “Agrimartin Fe-Biológico”.....	58
Tabla 8: Resultado de análisis del fertilizante en laboratorio.....	59
Tabla 9: Contenido de nitratos y amonios en el agua de riego.....	62
Tabla 10: Estadísticos descriptivos de los contenidos de N total, NO ₃ ⁻ y NH ₄ ⁺ de 10 muestras de suelo (0-30 cm).....	77
Tabla 11: Distribución del contenido en profundidad en la parcela de ensayo (media ± desviación estándar).	78
Tabla 12: Valores del test de Shapiro-Wilk para la distribución de amonio y nitrato en el suelo en cada muestreo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).	79
Tabla 13: Valores del test de Shapiro-Wilk para la distribución de nitrógeno orgánico, fósforo, potasio y carbono orgánico en el suelo en cada muestreo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).....	80
Tabla 14: Promedio de amonio en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 8, 13, 17 y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal- Wallis (K-W, p).....	81
Tabla 15: Promedio de nitrato en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 8, 13, 17 y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal- Wallis (K-W, p).....	86
Tabla 16: Promedio de nitrógeno orgánico en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 13, y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal-Wallis (K-W, p).....	91
Tabla 17: Promedio de carbono orgánico en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 13, y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal-Wallis (K-W, p).....	94

Tabla 18: Promedio de la relación C/N en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 13, y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal-Wallis (K-W, p).....	96
Tabla 19: Promedio de potasio y fósforo en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 13, y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal-Wallis (K-W, p).....	98



ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Distribución de la Producción de algodón en las provincias andaluzas.	8
Figura 2: Evolución de la producción de algodón en España.	8
Figura 3: Evolución de la superficie de algodón en España.....	9
Figura 4: Superficie mundial de cultivo ecológico.	13
Figura 5: Evolución de la Producción Agrícola Ecológica en España.....	14
Figura 6: Evolución de la superficie ecológica y operadores en Andalucía.....	15
Figura 7: Evolución de la raíz del algodón.....	19
Figura 8: Estructura de la parte aérea del algodón.	20
Figura 9: Cronología de los estados de crecimiento y desarrollo del algodón en el Valle de S. Joaquín de California, muy semejante a la del cultivo en el Valle del Guadalquivir.....	23
Figura 10: Ciclo del Nitrógeno en el suelo.....	28
Figura 11: Velocidad de mineralización del nitrógeno, nitrificación y desnitrificación en función del contenido de agua del suelo.....	34
Figura 12-a: Localización de la parcela de ensayo.....	51
Figura 12-b: Localización de la parcela de ensayo.	52
Figura 13: Croquis de la parcela de ensayo.....	52
Figura 14: Diagrama climático de la estación meteorológica de Las Cabezas de San Juan.	56
Figura 15: Disposición de las dosis de fertilizante aplicado.	60
Figura 16: Distribución de amonio en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).....	83
Figura 17: Promedio y desviación estándar (DE) del contenido de amonio en el suelo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).....	85
Figura 18: Distribución de nitrato en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).....	88
Figura 19: Promedio y desviación estándar (DE) del contenido de nitrato en el suelo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).....	90
Figura 20: Distribución de nitrógeno orgánico en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).	92
Figura 21: Promedio y desviación estándar (DE) del contenido de nitrógeno orgánico en el suelo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).	93
Figura 22: Distribución de carbono orgánico en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 13 y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).	95

Figura 23. Relación C/N en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).....	97
Figura 24: Distribución de fósforo en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).....	99
Figura 25: Distribución de potasio en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).....	100
Figura 26: Promedio y desviación estándar (DE) de la distribución de fósforo y potasio en el suelo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).	101



ÍNDICE DE FOTOS

Foto 1: Tipos de hojas de algodón.	21
Foto 2: Inicio de la floración.	21
Foto 3: Evolución de la cápsula de algodón.	22
Foto 4: Siembra mecánica del algodón.	57
Foto 5: Hierbas no deseables.	61
Foto 6: Pase de regabina.	61
Foto 7: Riego del algodón por aspersion en pre-emergencia	61
Foto 8: Riego del algodón por aspersion.	61
Foto 9: Disposición de tubos en las subparcelas.	63
Foto 10: Tubo clavado en el suelo.	63
Foto 11: Secuencia de extracción de tubos y traslado a la E.U.I.T.A.	64
Foto 12: Secado de bandejas de suelo.	64
Foto 13: Preparación de muestras de suelo	64
Foto 14: Extracción de sustratos.	65
Foto 15: Preparación de muestras.	65
Foto 16: Análisis de muestras.	65

Ángel J. Gordillo Rivero.

Ángel J. Gordillo Rivero.



RESUMEN

Las subvenciones establecidas por la reforma de la Política Agrícola Común (PAC), en la reforma de ayudas al cultivo del algodón de 2004, supuso tras su aplicación en la campaña 2006 una reducción del 65% de la producción y del 30% de la superficie, con la consiguiente pérdida de empleos. Si continua esta situación se podría terminar con la viabilidad del cultivo tradicional de algodón y con la infraestructura que conlleva (industria de insumos, desmotadoras, textil...). Esto supondría un importante detrimento económico y social para muchos municipios andaluces cuya economía depende del sector algodonero.

Para poder mantener el sector, y toda su infraestructura, se esta investigando como alternativa la producción ecológica de algodón.

En el año 2006 la Consejería de Agricultura y Pesca, a través de la Dirección General de Producción Ecológica, puso en marcha un estudio a nivel andaluz con el objetivo de estudiar la viabilidad del cultivo ecológico de algodón en el Valle del Guadalquivir en el que se enmarca este trabajo. Dentro del marco del proyecto general, en el Dpto. de Ciencias Agroforestales y el Dpto. de Cristalografía, Mineralogía y Química Agrícola de la Universidad de Sevilla se han estudiado los aspectos relativos a la fertilización del cultivo bajo técnicas de agricultura ecológica.

De todos los aspectos de la producción que podrían estudiarse, este proyecto se centra en el comportamiento de un fertilizante orgánico (de nombre comercial Agrimartín) por ser la disponibilidad de nitrógeno, uno de los factores que, a priori, parece ser de los más limitantes en el cultivo. De este modo, se pretende establecer un método de fertilización orgánica que cubra las necesidades del cultivo de algodón.

El diseño experimental del ensayo se ha realizado en una parcela de 800 m², dividida en subparcelas de 40 m², en las que se repartieron 4 dosis (D0= 0UF, D1= 50UF, D2= 100UF, D3= 150UF de nitrógeno) en diseño de bloques al azar con 5 repeticiones.

Previamente al ensayo, la parcela se cultivo con nabo forrajero como cobertera y se enterró como aporte orgánico.

Para el estudio de la mineralización del fertilizante se colocaron 15 tubos de PVC en el suelo de cada subparcela, de forma que cada mes del ciclo de estudio se extrajeron 3 tubos de cada subparcela (60 tubos), a lo largo de los cinco meses de ensayo, de junio a octubre (300 muestras de suelo).

Para saber de que cantidad de nitrógeno dispuso el cultivo a lo largo del ciclo, se llevó a cabo el análisis de amonio, nitrato y nitrógeno orgánico durante cinco meses, coincidiendo con el ciclo del cultivo, así como el análisis de potasio y fósforo en los meses 1, 3 y 5.

Los análisis realizados al suelo, previos al ensayo, mostraron unos elevados niveles de nitrógeno total y materia orgánica debido a los antecedentes de manejo ecológico de la parcela y del entierro del nabo forrajero.

Los análisis realizados a lo largo del ensayo para las distintas dosis, no mostraron diferencias significativas para ninguno de los parámetros, debido a esos elevados valores previos.

La mineralización del fertilizante se produjo entre las semanas 17 y 22.

I. INTRODUCCIÓN



Ángel J. Gordillo Rivero.

I.1. Cultivo del algodón.

I.1.1. Importancia del cultivo de algodón.

El algodón es el producto agrícola no alimentario sometido a mayor intercambio a nivel mundial, ocupando más de la mitad de la superficie de cultivos no destinados a la alimentación (Bilbao *et al.*, 2005). Su uso supone más del 50% de la fibra textil en todo el mundo. (Baid, 2008)

I.1.1.1. Importancia en el Mundo.

A nivel mundial el cultivo se encuentra fundamentalmente en 5 países (China, EEUU, India, Pakistán y Uzbekistán) donde se siembra el 71% de la superficie mundial total, se produce el 75% y se consume el 70% de las 25 millones de toneladas de fibra que se producen en el mundo (Bilbao *et al.*, 2005).

EEUU, por sus políticas agrarias y de comercialización, y China, por su alto nivel de consumo, son los países que tiene mayor capacidad de influir en el mercado mundial.

I.1.1.2. Importancia en Europa y España.

El algodón cultivado en la UE supone un 1,3% de la superficie y un 2,5% de la producción mundial. Es un producto deficitario, producido por solo 4 países: Grecia, España, Portugal y Bulgaria, siendo testimonial la presencia en los dos últimos. Grecia produce el 78% y España el 22% del total europeo. (Bilbao *et al.*, 2005). Desde la inclusión de Grecia en la UE la superficie cultivada fue aumentando, hasta las 540.000 ha cultivadas en la campaña 2000/01. Por el contrario, en los últimos años se ha producido un descenso, llegando a las 467.000 ha en la campaña 2006/07. En este momento, Grecia continua siendo el principal

cultivador con unas 400 000 ha, seguida por España que pasó de las 90.000 a las 63.000 ha.

El algodón supone un 0,5% de la Producción Final Agraria en la UE-27, siendo un 11% para Grecia y un 1,4% para España, llegando al 4% en Andalucía. (Arriaza *et al.*, 2008)

Respecto al empleo agrario, según Ruiz (2008), en la UE, el algodón supuso 4,5 millones de jornales directos, de los cuales 3,4 millones eran en Grecia, y 1,2 millones en España.

Para Andalucía estas cifras suponen el 66% del total de la mano de obra del regadío extensivo.

En cuanto a la industria desmotadora en la UE hay algo más de 100 factorías, 29 de ellas en España, con unos 900 trabajadores entre fijos y eventuales, que dependen al 100% de la producción local. La industria del hilado y derivados del algodón ha tenido gran importancia tradicionalmente en nuestro país, encontrándose principalmente en Cataluña y Galicia, aunque a día de hoy está en retroceso por la competencia de China y otros países asiáticos, habiendo desaparecido en Valencia y Extremadura.

Los rendimientos de producción en España y Grecia son de los mayores del mundo superando los 1000 kg/ha de fibra, superando la media mundial en mas de 300 kg/ha. Esto se debe a la alta tecnificación del cultivo en estos países, lo que también supone unos elevados costes de producción

El algodón en Europa se cultiva en pequeñas explotaciones, siendo el tamaño medio de 9,9 ha, para unos 89 000 agricultores, 79 000 en Grecia y 9500 en España, el 97% de estos andaluces. Por el contrario, en EEUU, 45 000 agricultores cultivan unos 5 millones de has. (Arriaza *et al.*, 2008).

I.1.1.3. Importancia en Andalucía.

El 93% del algodón español se produce en Andalucía, fundamentalmente en el Valle del Guadalquivir. En Andalucía, el algodón es un cultivo familiar y social, que ocupa a unas 10.000 familias y aporta el 5,3% de la Producción Final Agrícola y el 4,12 % de la Producción Final Agraria, teniendo una gran importancia social en la zona, generando

empleo tanto para agricultores como para las industrias desmotadoras. Estas 90000-100000 has que se cultivaban en los últimos años en Andalucía suponían el 2% de la Superficie

Agrícola Útil (S.A.U.), alcanzando para algunos municipios del Bajo Guadalquivir hasta un 40% del S.A.U. (CAP, 2002).

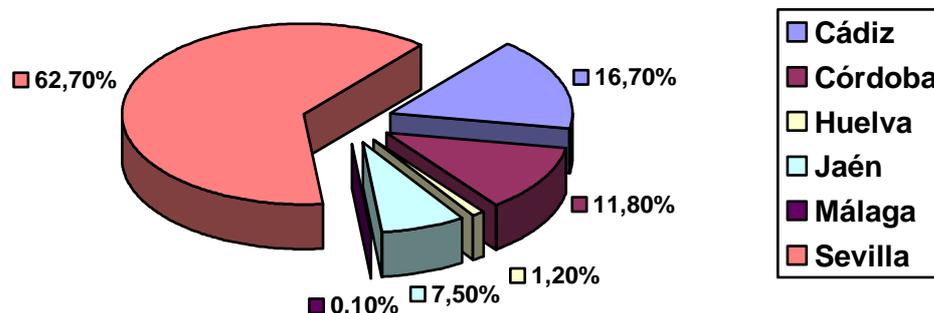
Las explotaciones algodoneras se pueden clasificar en tres tipos (Tabla 1), siendo el tipo I el que presenta mayor conciencia ambiental, la mayoría produciendo mediante técnicas de producción integrada (Gómez-Limón y Arriaza, 2008).

Tabla 1: Tipología de los algodoneros en el Bajo Guadalquivir.

	Tipo I	Tipo II	Tipo III
Rotación	Algodón-maíz	Algodón-remolacha	Monocultivo algodón
Superficie media por explotación	30,4 ha	45,2 ha	6,9 ha
% Renta procedente de la agricultura	88	85	76
% mano de obra	76	66	48
% agricultores que abandonarían el cultivo con un desacople del 65%	78	65	85
Conciencia ambiental	Si	No. 95% dispuesto a usar OGM	No

Fuente: Gómez Limón y Arriaza, 2008.

La principal provincia productora es Sevilla, con el 62,7% de la producción andaluza y el 62% de la nacional, suponiendo el 28% de la superficie de herbáceos de regadío en Andalucía. Le siguen Cádiz y Córdoba (Figura 1).

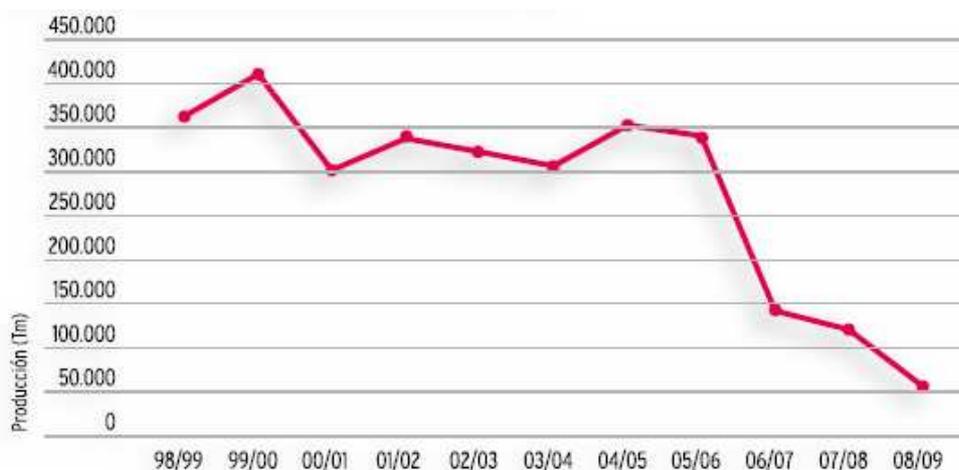


Fuente: Bilbao *et al.*, 2005.

Figura 1: Distribución de la Producción de algodón en las provincias andaluzas.

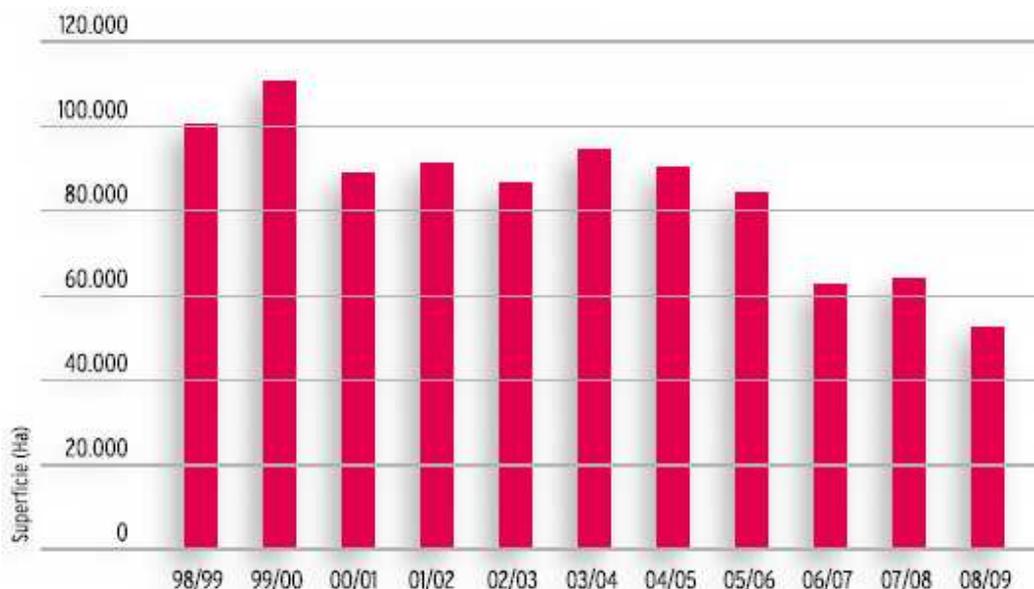
Las figuras 2 y 3 reflejan la evolución de la producción y la superficie de algodón en los últimos años. Se aprecia una fuerte disminución en el sector desde la campaña 2004-05 hasta la actual, con una pérdida en Andalucía en tres campañas del 65% de la producción, pasando de 347.000 toneladas en 2004, a las 130.000 recolectadas en 2007.y las 50.000 recolectadas en 2009 (Figura 2).

En cuanto a la superficie, esta ha disminuido de las 90000 ha de la campaña 2004-05, a las 55.000 de la campaña 2009-2009 (Figura 3).



Fuente: COAG, 2009. Anuario 2009. Algodón.

Figura 2: Evolución de la producción de algodón en España.



Fuente: COAG, 2009. Anuario 2009. Algodón.

Figura 3: Evolución de la superficie de algodón en España.

I.1.2. Problemática actual.

En el régimen de ayudas vigente hasta 2005, los algodoneiros percibían la ayuda europea por kilos producidos. El nuevo régimen de ayudas desacopladas apoyado por Grecia, máximo productor de algodón de la U.E. con el 70% del total, hace que un 65% de los pagos estén desligados de la siembra del algodón, lo que permite a los agricultores sembrar otros cultivos. Para percibir el 35% restante, el pago acoplado, sí es necesario plantar algodón. Este nuevo sistema es ineficaz para el mantenimiento del algodón debido a las peculiaridades del cultivo (elevada mano de obra, precios variables, costes altos...), por lo que se puede llegar a una desaparición del cultivo y, por tanto, a una pérdida de las ayudas acopladas (ASAJA, 2008).

El cultivo del algodón en Andalucía está en peligro de desaparecer si no aumentan los rendimientos o se reducen los costes de producción. La reducción de los costes implica un

cambio en la forma de producir algodón y por tanto en las prácticas de cultivo: dosis de semilla, agua, nitrógeno y productos químicos así como una adecuación del cultivo a nuestras condiciones naturales para que sean rentables al agricultor. (Domínguez *et al.*, 2006).

La producción de algodón en toneladas ha disminuido casi un 50% de 1999 al 2006 y continúa hasta la campaña actual. También se aprecia una fuerte caída de los precios y valor de las cosechas a partir de 2003, mientras que los rendimientos se mantienen constantes desde principios de los 90 (Ministerio de Medio Ambiente, Medio Rural y Marino, 2007).

Ante esta situación, parece obligado buscar alternativas a la producción que mejoren el sector a corto plazo. En España la zona con mayor concentración algodonera es la comarca andaluza del Bajo Guadalquivir, cuyas condiciones edáficas hacen difícil la sustitución del algodón por otros cultivos rentables (Alonso *et al.*, 2007). Una posible salida a esta problemática, sería el uso de técnicas ecológicas para el cultivo de algodón en Andalucía, ya que mediante un buen manejo, podrían disminuir los costes, al igual que aumentar el precio final de la producción al tener distintivos de calidad, por el aliciente de ser procedente de cultivo ecológico y en respuesta a la gran demanda que hay de estas fibras. Uno de los factores más importantes a tener en cuenta en este manejo sería un buen uso de la fertilización, especialmente en el uso del nitrógeno.

Los principales inconvenientes a la conversión del algodón a cultivo ecológico son los altos costes de producción (en sistemas altamente dependientes de insumos externos), la dificultad de encontrar canales de distribución adecuados y la falta de interés de consumo de productos ecológicos en España.

I.2. Agricultura Ecológica.

I.2.1. Introducción.

Se define “Agricultura Ecológica” como un compendio de técnicas agronómicas que excluyen normalmente el uso, en la agricultura y ganadería, de productos químicos de síntesis como fertilizantes, plaguicidas, antibióticos, etc., con el objetivo de preservar el medio ambiente, mantener o aumentar la fertilidad del suelo y proporcionar alimentos con todas sus propiedades naturales (Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, 2009).

Se encuentra regulada legalmente en España desde 1989, en que se aprobó el Reglamento de la Denominación Genérica "Agricultura Ecológica", de aplicación hasta la entrada en vigor del Reglamento (CEE) 2092/91 sobre la producción agrícola ecológica y su indicación en los productos agrarios y alimenticios, que ha estado vigente 16 años. Desde el 1 de enero de 2009, se encuentra regulada a nivel europeo por el [Reglamento \(CE\) 834/2007](#).

En España, el control y la certificación de la producción agraria ecológica es competencia de las Comunidades Autónomas y se lleva a cabo mayoritariamente por autoridades de control públicas, a través de Consejos o Comités de Agricultura Ecológica territoriales, que son organismos dependientes de las correspondientes Consejerías. Las Comunidades Autónomas de Andalucía y Castilla La Mancha, han autorizado organismos privados para la realización de estas funciones y, en el caso de Aragón, las autoridades competentes han designado una autoridad de control pública y han autorizado, a su vez, organismos de control privados.

Como distintivo para que el consumidor pueda distinguir en el mercado los productos de la agricultura ecológica, todas las unidades envasadas, además de su propia marca y alguna de las menciones específicas de la agricultura ecológica, llevan impreso el código de la

autoridad y organismo de control o un logo específico, con el nombre y el código de la entidad de control. También puede ir impreso el logo comunitario de la AE. Todo ello significa que la finca o industria donde se ha producido o elaborado el producto, está sometida a los controles e inspecciones correspondientes de la Autoridad o del Organismo establecido al efecto en la respectiva Comunidad Autónoma. Esto constituye, a su vez, la única garantía oficial de que el producto responde a la calidad supuesta por el consumidor y cumple las normas establecidas en el Reglamento (CE) 834/2007.

España reúne condiciones para el desarrollo de este tipo de agricultura por su favorable climatología y los sistemas extensivos de producción que se aplican en un gran número de cultivos. También la ganadería ecológica puede desarrollarse especialmente en España porque existe un patrimonio genético importante de razas autóctonas, de gran rusticidad en su mayoría y adaptadas al medio, lo que favorece su cría y explotación en régimen extensivo (Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, 2009).

I.2.2. El sector ecológico en el mundo, Europa, España y Andalucía.

I.2.2.1.El sector ecológico en el mundo.

El aumento de la agricultura ecológica a nivel mundial se está produciendo a una gran velocidad, estando presente estadísticamente en 141 países de todo el mundo, con una superficie cultivada de 32,2 millones de hectáreas , 1,5 millones de hectáreas más que la campaña anterior, y más de 1,2 millones de productores (Figura 4). Las regiones con mayor superficie son Oceanía, Europa y América Latina. En cuanto a países son Australia, Argentina y Brasil.

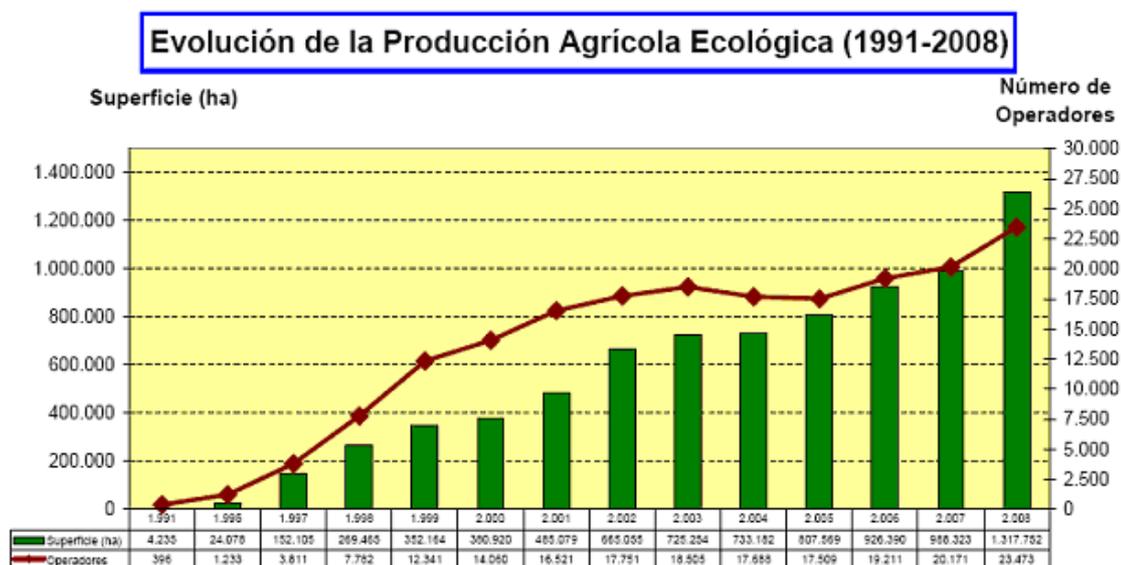


Fuente: Willer and Klicher, 2009.
Figura 4: Superficie mundial de cultivo ecológico.

I.2.2.2. El sector ecológico en Europa y España.

A finales de la campaña 2007, 7,2 millones de hectáreas fueron cultivadas en la Unión Europea. Esto supuso el 4% de la agricultura de la U.E. Los países con mayor superficie cultivada fueron Italia (1.150.253 ha) España (988.323 ha) y Alemania (865.336 ha). En cuanto al porcentaje de superficie destacaron Liechtenstein 29%, Austria 13% y Suiza 11% (Willer and Klicher, 2009).

En lo que se refiere a España, en los últimos años ha habido un gran crecimiento de la agricultura ecológica, tanto en superficie como en operadores a nivel nacional (Figura 5).



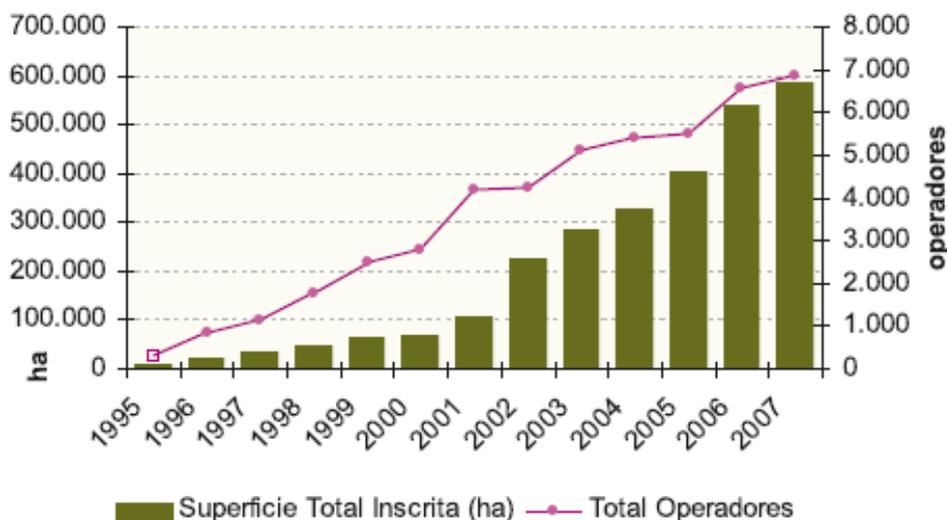
Fuente: Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, 2008.

Figura 5: Evolución de la Producción Agrícola Ecológica en España.

A nivel nacional destaca Andalucía, siendo la Comunidad Autónoma con mayor número de productores (7.777 profesionales del sector), con más del 35% del total nacional (21.291 en 2008). En superficie representa cerca de un 60% del total, con 784.067 has de las 1.317.751 cultivadas en 2008 (Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, 2008).

I.2.2.3. El sector ecológico en Andalucía.

En Andalucía en los últimos años el sector ha tenido un gran crecimiento, aunque está pendiente su consolidación, mediante un impulso al consumo interno y los canales de comercialización. En los últimos años, tanto la superficie dedicada a la producción ecológica como los operadores, han crecido de forma notable en Andalucía (Figura 6), a un ritmo muy superior al del resto del territorio español, pasando de las 107.000 ha en 2001 a las 584.550 ha de 2007, suponiendo un 60% de la superficie ecológica a nivel nacional y la tercera parte de los operadores.



Fuente: CAP, 2007.

Figura 6: Evolución de la superficie ecológica y operadores en Andalucía.

Dentro de la producción agrícola andaluza destaca el olivar con cerca de 43.000 ha, lo que supone un 3 % de la superficie olivarera andaluza. Le sigue con 40.000 ha los cereales y leguminosas. El siguiente grupo de cultivos en importancia son los frutos secos con unas 27.000 ha, de las cuales más del 95% son de almendro. En importancia económica, de la Producción Final Agrícola (PFA), supondría el sector hortícola un 34,4%, el olivarero un 30,8%, los cítricos un 12,2% y los subtropicales un 7,6%, representando estos cuatro sectores el 84,9% de la (PFA), los frutos secos suponen un 6,2%, las frutas un 2,7%, los cultivos extensivos un 2,3%, las aromáticas un 2,2% y la uva y vino un 1,7% (CAP, 2007).

El gran crecimiento de la producción ecológica andaluza y la ubicación del cultivo de algodón en esta comunidad justifican que sea en Andalucía donde se emprenda la primera experiencia de España en el cultivo ecológico de algodón.

I.2.3. El cultivo de algodón ecológico en el mundo y Andalucía.

I.2.3.1. El cultivo de algodón ecológico en el mundo.

El algodón ecológico, también denominado orgánico, se viene produciendo desde hace siglos, aunque no se certificó de forma oficial hasta 1989/90 en Turquía y después en los EEUU. Desde entonces un gran número de países intentaron cultivar algodón ecológico teniendo que desistir, no por falta de demanda, sino por motivos económicos (ICAC, 2003).

El cultivo ecológico de algodón es uno de los mas importantes del mundo, con un crecimiento anual del 76%, pasando de 6.480 toneladas en la campaña 2000/01 a las 31.017 en la 2005/06 según la organización Organic Exchange, gran parte de ellas destinadas al sector textil europeo y de los EEUU (Díaz y Alonso, 2008).

Un ensayo realizado en India durante 11 años, demostró que el rendimiento de algodón ecológico fue menor los primeros 6 años que en convencional, pero a largo plazo la producción fue superior que en convencional estimándose un aumento entre 11 y 23%, con rendimientos alrededor de 1.000 kg/ha con un máximo de 1.400 kg/ha (Blaise, 2006).

I.2.3.2. El cultivo de algodón ecológico en Andalucía.

El cultivo ecológico de algodón en Andalucía se encuentra en fase experimental, teniendo altas expectativas de futuro debido a la nueva realidad impuesta por el régimen de ayudas europeo antes descrito. Esta realidad fuerza a una reestructuración del sector. El cultivo de algodón se ha adaptado a Andalucía (región situada fuera de su zona óptima agroclimática) a base de ser un cultivo altamente consumidor de insumos. Esta necesidad de insumos y

por tanto los elevados costes, se han podido mantener un tiempo gracias al alto precio de las cosechas. Pero esta situación dista notablemente de la actual.

Atendiendo a los aspectos socioeconómicos del cultivo de algodón en Andalucía, su conversión al cultivo ecológico permitiría optimizar la gran infraestructura existente a su alrededor, así como los puestos de trabajo que genera. Pero la conversión hacia el cultivo ecológico implica la investigación en una serie de aspectos técnicos poco trabajados hasta la fecha: manejo de plagas y hierbas sin la contribución de pesticidas sintéticos, utilización de fertilizantes de origen natural...

La producción orgánica de algodón supondría una alternativa para su cultivo, requiriendo una planificación cuidadosa para alcanzar un rendimiento óptimo, como la elección adecuada de la parcela, rotaciones de cultivo, variedad, control de malezas y control de plagas (ICAC, 1993).

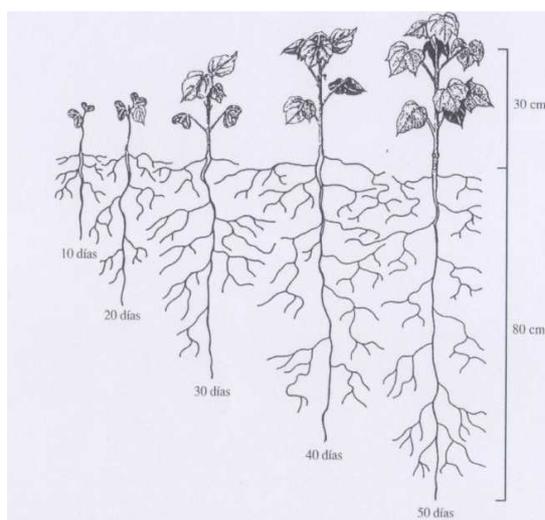
Desde la campaña 2006 la Consejería de Agricultura y Pesca, a través de la Dirección General de Agricultura Ecológica, financia a varios organismos (COAG, Universidad de Córdoba, CIFAED, IFAPA, DAP y Universidad de Sevilla) para la realización de un estudio sobre la posibilidad de establecer el cultivo de algodón bajo técnicas de agricultura ecológica en Andalucía. Siendo la Universidad de Sevilla la encargada del estudio relativo a la fertilización. El trabajo que se presenta está enmarcado dentro de este proyecto, de manera que constituye la primera experiencia a nivel nacional sobre el cultivo ecológico del algodón de forma oficial (Aguirre *et al.*, 2008).

I.3. Características botánicas y fenológicas del algodón.

El algodón pertenece a la familia de las Malváceas y al género *Gossypium*. Sólo cuatro especies están domesticadas: *Gossypium arboreum*, *Gossypium herbaceum*, *Gossypium hirsutum* y *Gossypium barbadense*. La cultivada en España es *Gossypium hirsutum*, pequeño arbusto perenne o anual, según su manejo (López, 2003).

El algodón es un cultivo poco exigente en agua, ya que la planta tiene gran cantidad de hojas provistas de estomas por las que transpiran cuando hay un exceso de calor. La presencia de agua en el suelo en el momento de la formación de las flores es de gran importancia, no obstante, si la cantidad de agua es alta, la temperatura es elevada y los nutrientes del suelo están en exceso, la planta tiende a formar ramas vegetativas, disminuyendo el número de ramas fructíferas y, por tanto, de flores y frutos (Rodríguez y Carnero, 1991).

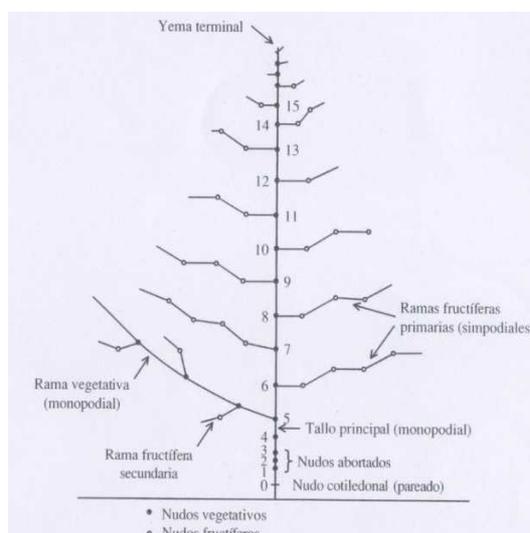
El algodón tiene una raíz principal pivotante, y raíces secundarias que siguen una dirección más o menos horizontal (Figura 7). Alcanzan profundidades entre los 0,5 m y los 2 m según el tipo de suelo (Guerrero, 1999).



Fuente: López 2003.

Figura 7: Evolución de la raíz del algodón.

En el tallo principal de la planta se encuentran los nudos, que presentan de 2 a 3 yemas latentes que pueden producir ramas. Existen dos tipos de ramas: vegetativas o monopódicas, que son parecidas al tallo principal, y fructíferas o simpódicas que se forman a partir de las vegetativas en segmentos en zig-zag (Figura 8). Los dos primeros nudos originan los cotiledones y por encima de éstos, en los siguientes nudos, se forman las ramas vegetativas, y las ramas fructíferas en los demás nudos a lo largo del tallo. En *Gossypium hirsutum* el nudo de la primera rama fructífera ocurre alrededor del 4° o 5° nudo por encima de los cotiledones. También pueden aparecer ramas fructíferas secundarias que emergen de los nudos de las ramas vegetativas (López, 2003).



Fuente: López 2003.

Figura 8: Estructura de la parte aérea del algodón.

La planta presenta tres tipos de hojas: los cotiledones, opuestos y simples con una anchura de 4 cm; los prófilos, hojas pequeñas que se desarrollan sobre una rama, y las hojas verdaderas, que varían en forma (enteras a lobuladas) (Foto 1) y tamaño y se encuentran en el tallo principal y en ramas fructíferas. La hoja adulta presenta de 3 a 5 lóbulos, glabras por el haz y con vellosoidad en el envés donde existe una extensa red de estomas (López, 2003).



Foto 1: Tipos de hojas de algodón.

Sobre las ramas fructíferas aparecen los botones florales también denominados *square*, como primer indicio de floración. Éste se encuentra rodeado por tres bracteadas o bracteolas unidas por la base y con el borde superior dentado. Al iniciarse la floración, el botón floral se desarrolla y aparece la flor de un color blanco o crema que cambia a rosa al día siguiente de su aparición. A los dos días se marchita tomando un color morado y cae para que aparezca la cápsula verde.

La fecha de aparición de la primera flor indica la precocidad del cultivo y marca el comienzo del periodo de floración (Foto 2). Éste depende de numerosos factores como la fecha de siembra, temperaturas, suministro de agua y la aparición de las primeras ramas fructíferas relacionadas con el cultivar y temperaturas diurnas y nocturnas (López, 2003).



Foto 2: Inicio de la floración.

Las cápsulas están formadas por lóculos cuyo número es característico de la variedad, entre 3 y 5, y contienen las semillas. El tamaño definitivo lo alcanza a mitad del periodo de fructificación, al mismo tiempo que las semillas y la longitud de la fibra es máxima. Cuando la cápsula está madura se abre, apareciendo la fibra que, si está seca se expande y si no permanece pegada a los carpelos (López, 2003) (Foto 3). Los nudos comprendido entre el 6° y 13° del tallo principal aportan la mayoría del rendimiento total, produciéndose pocas cápsulas por encima de estos nudos. La posición del fruto no afecta solo al rendimiento sino también a la calidad de la fibra, que tiende a disminuir conforme las cápsulas se separan del tallo principal (López, 2003).



Foto 3: Evolución de la cápsula de algodón.

Según Rodríguez y Carnero (1991), el período normal de cada una de las fases fisiológicas del algodón, desde la aparición de los botones florales hasta la formación y aperturas de cápsulas, pasando por el desarrollo de las flores, está definido por periodos que oscilan entre los siguientes días (según condiciones ambientales medias):

- De botón a flor, 21 a 22 días.
- De flor a cápsula, 3 a 5 días.
- De cápsula verde a cápsula abierta, 50 a 60 días.

El ciclo del algodón se subdivide en los estados de emergencia, vegetativo y reproductivo. El periodo vegetativo comprende desde la emergencia, siendo el óptimo de germinación de 20 °C, retrasándose la fecha de siembra hasta mediados de abril o primeros de mayo para

alcanzar las temperaturas exigidas por la planta (Rodríguez y Carnero, 1991). Hasta la apertura de la primera flor, incluyendo la inducción floral y la prefloración, que desde el punto de vista fisiológico debería adscribirse al período reproductivo.

La apertura de la primera flor representa un estado muy visible, que corresponde a un cambio profundo en las necesidades de la planta. La primera flor normalmente aparece a los 50-80 días después de la emergencia si ningún factor adverso, biótico o abiótico, perturba el crecimiento de la planta. El periodo reproductivo abarca desde la floración a la maduración de las cápsulas. La floración puede tener una duración de 40-65 días según el cultivar y las condiciones ambientales, necesitando una temperatura media de 20 a 30 °C. El período desde el inicio de floración a la cápsula madura es de 45-70 días, necesitándose para la maduración de la cápsula una temperatura de entre 27 y 30 °C. La duración del desarrollo del algodón (Figura 9), desde la siembra a la recolección varía entre 120 días en las condiciones más favorables y hasta más de 200 días (López, 2003).

El equilibrio entre el crecimiento vegetativo y la fructificación de la planta es crítico. Un exceso de crecimiento vegetativo puede retrasar la madurez y aumentar los problemas de insectos y pudrición de cápsulas. Por el contrario, un exceso de fructificación puede causar una apertura precoz de cápsulas, asociada con la caída de fruto y disminución del rendimiento potencial (López, 2003).



Fuente: López 2003.

Figura 9: Cronología de los estados de crecimiento y desarrollo del algodón en el Valle de S. Joaquín de California, muy semejante a la del cultivo en el Valle del Guadalquivir.

I.4. Comportamiento de los nutrientes para la fertilización orgánica de algodón en cultivo ecológico.

I.4.1. Introducción a la fertilización orgánica.

El aporte de nutrientes al suelo en diferentes formas para obtener una mejora en la producción, es una práctica que se emplea desde los inicios de la agricultura, evolucionando, tanto las técnicas como la eficiencia, gracias al conocimiento científico y la investigación. Los primeros aportes de estiércol al suelo datan hacia el 4.000 a.c., también se conocía la mejora que suponía el cultivo de leguminosas al suelo y se utilizaban entonces cultivos asociados, reproduciendo situaciones observadas en la naturaleza.

Fue Liebig (1940, citado por Andreu *et al.*, 2006) quien estableció las bases de la fertilización moderna al enunciar la “ley del Mínimo”:

“...un elemento que falte, o que se halle presente en cantidad insuficiente impide a los restantes producir su efecto normal o por lo menos disminuye su acción efectiva.”

También determinó que había un grupo de 16 elementos esenciales para el crecimiento de los cultivos. De estos 16 elementos, la terna nitrógeno, fósforo y potasio, son los llamados “elementos primarios” (Ray, 1999), base de la fertilización.

Se conocen como abonos orgánicos a todos aquellos residuos de origen animal y vegetal de los que las plantas pueden obtener importantes cantidades de nutrientes (Trinidad, 1987), y son enmiendas que se incorporan al suelo para mejorar sus propiedades físicas, químicas, biológicas y con ello su fertilidad. (Leblanc *et al.*, 2007).

El uso de estas técnicas, que permiten una alta productividad, también puede traer como consecuencia riesgos ambientales, como la contaminación por nitratos (Porta *et al.*, 1999) pudiendo llegar a ser potencialmente peligrosos para la salud humana y animal (Pacheco *et al.*, 2002), por lo que se establece el nivel de nitratos del agua potable en 50 mg/l.

La mineralización de los fertilizantes orgánicos es lenta, y no siempre coincide la liberación de nutrientes con las necesidades del cultivo. Esta liberación depende de la velocidad de mineralización, la cual está influenciada por la composición y formulación del fertilizante orgánico (Kelderer *et al.* 2008).

La fertilización bajo técnicas de agricultura ecológica se basa en favorecer el reciclaje de la materia orgánica dentro de los agroecosistemas, estando permitido el uso de los fertilizantes orgánicos recogidos en el Reglamento UE 889/2008.

I.4.2. Comportamiento del nitrógeno en suelo.

El nitrógeno es un elemento esencial para el crecimiento de las plantas, formando parte del tejido vegetal, y se tiene en cuenta siempre a la hora de realizar la fertilización. El incremento de las dosis de nitrógeno, junto a otros factores, ha permitido el aumento de la producción agrícola, ya que, generalmente, el rendimiento de los cultivos está relacionado proporcionalmente con la cantidad de nitrógeno liberado por la materia orgánica (Campbell, 1978)

El nitrógeno es un macroelemento que se ve poco afectado por procesos de intercambio iónico, y su dinámica en suelo se regula por los procesos de mineralización y solubilización. Los suelos contienen de 0,02% a 0,4% de nitrógeno, cuya forma predominante (más del 95%) es nitrógeno orgánico. Proviene en su mayoría de la atmósfera fijándose de diferentes formas.

El nitrógeno orgánico no está disponible para la planta, ya que esta sólo lo puede absorber en forma de anión nitrato o amoniacal en menor grado. Su baja fuerza eléctrica determina una baja capacidad para ser adsorbido por las arcillas y se encuentran mayoritariamente en la solución del suelo, donde son rápidamente absorbidos por las plantas, perdidos por drenaje o inmovilizados por efecto de los microorganismos.

La actividad microbiana origina NH_3 y NH_4^+ , como resultado de la mineralización de la materia orgánica y de la nitrificación que realizan algunos microorganismos a partir del NO_3^- . Las formas intermedias de nitrógeno en suelo sufren fuertes oscilaciones en distintas épocas del año debido a diversos procesos que suponen entradas y/o salidas de este elemento en el sistema (Delgado *et al.*, 2000). Algunos de estos procesos se presentan en la Tabla 2.

Tabla 2: Entradas y Salidas de Nitrógeno asimilable.

Entradas de Nitrógeno Asimilable	Salidas de Nitrógeno Asimilable
-Mineralización de la materia orgánica. -Fijación de nitrógeno atmosférico.	-Inmovilización por seres vivos. -Fijación en el complejo coloidal. -Desnitrificación y volatilización. -Lavado o lixiviación.

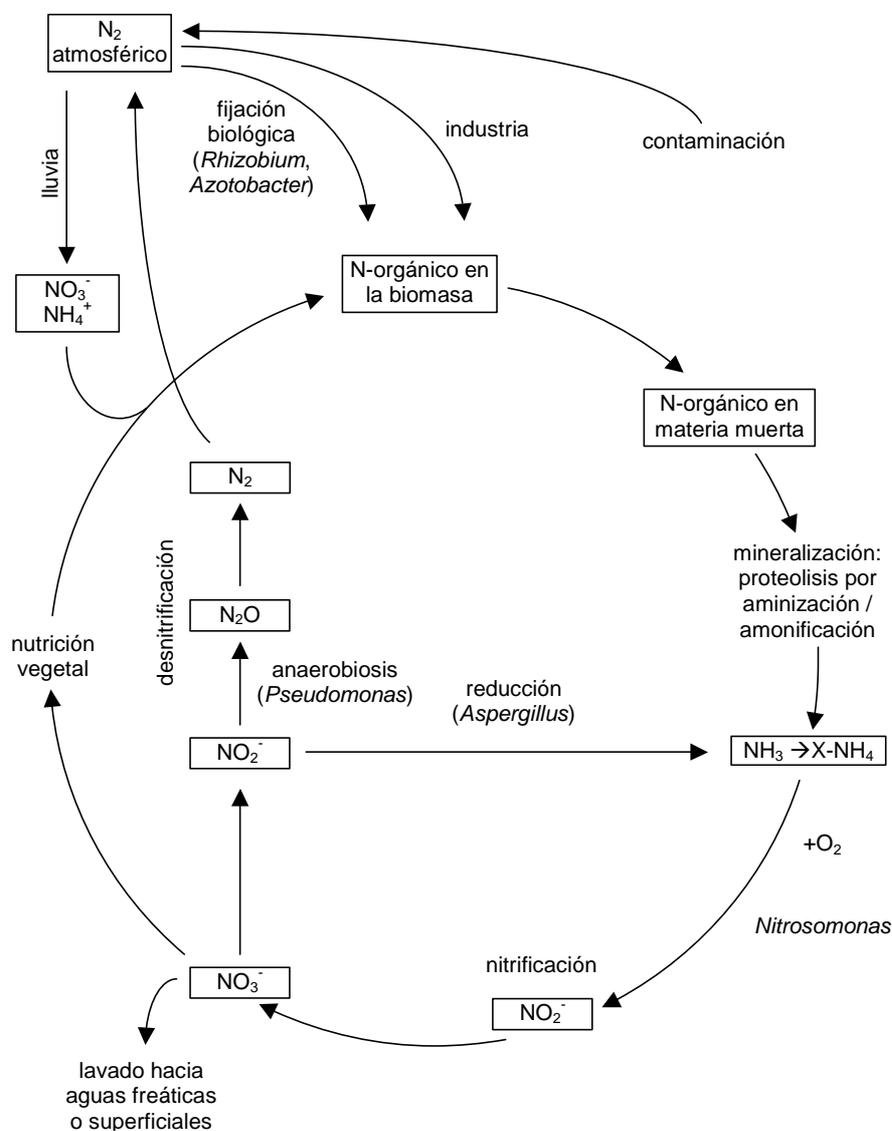
Fuente: Delgado *et al.*, 2000.

El contenido total de nitrógeno incluye, sobre todo el nitrógeno orgánico, ya que las otras formas ofrecen contenidos muy bajos, y es la medida que normalmente se usa, ya que ofrece resultados comparables. Sin embargo, el contenido total de nitrógeno en suelo no sirve como parámetro de fertilidad, pues incluye formas poco accesibles por las plantas. La relación C/N sí es un parámetro válido para evaluar la fertilidad del suelo.

I.4.3. Dinámica del nitrógeno.

El nitrógeno existente en el suelo procede de la fijación biológica de nitrógeno atmosférico y de las aportaciones de la hojarasca, restos de cultivos, abonos verdes, estiércol, fertilizantes (en forma de N orgánico, NH_4^+ o NO_3^-) y aportes por precipitaciones. Existen

continuas pérdidas y ganancias de nitrógeno, acompañadas de complejas transformaciones bioquímicas que ocurren de manera natural. Estos procesos se detallan en los siguientes apartados (Figura 10).



Fuente: Porta et al., 1999.

Figura 10: Ciclo del Nitrógeno en el suelo.

El nivel de nitrógeno asimilable en el suelo va a determinar, en gran parte, la productividad vegetal, por lo que se debe reponer el nitrógeno extraído potenciando procesos generadores de nitrógeno al ecosistema, como es el caso de la fijación biológica de nitrógeno, al mismo tiempo se deben reducir las pérdidas con prácticas adecuadas (Rodríguez *et al.*, 1984) como la rotación algodón-leguminosa.

I.4.3.1. Fijación biológica de N₂.

La fijación biológica del N₂ es el principal aporte de nitrógeno al suelo y es realizada por microorganismos que viven en el suelo libremente o en simbiosis con plantas (principalmente, con las leguminosas). Chatt, (1977) calculó la cantidad de nitrógeno fijada anualmente de manera natural en $176 \cdot 10^6$ Tm/año, lo que significa una cantidad mucho mayor que la aportada al suelo de manera artificial por el hombre. Un cultivo de alfalfa (*Medicago sativa*) o trébol (*Trifolium pratense*) pueden llegar a aumentar el contenido de nitrógeno en el suelo en más de 100 kg/ha.año, mediante simbiosis con microorganismos.

Sólo unos pocos organismos son capaces de fijar nitrógeno atmosférico, algunos géneros de bacterias y Cianofíceas (cianobacterias ó algas verde-azuladas), el resto necesita una fuente de compuestos nitrogenados (Lampkin, 1998).

La relación entre las transformaciones del nitrógeno y la energía de la fotosíntesis, da como resultado una relación C/N cercana a 12, que varía por adición de abonos nitrogenados o materia orgánica con bajo contenido de nitrógeno. Los microorganismos del suelo restablecen el balance mediante la oxidación de carbono, fijación de nitrógeno o por desnitrificación (Bohn *et al.*, 1993).

a) Fijación no simbiótica de nitrógeno.

La fijación no simbiótica del nitrógeno, llevada a cabo por microorganismos de vida libre, es realizada por bacterias heterótrofas que incorporan el N₂ como constituyente de su biomasa gracias a la energía que obtienen a partir de la oxidación del carbono orgánico. Este grupo de bacterias incluye a los géneros *Azotobacter*, *Azomonas*, *Azotococcus*, *Beijerinckia* y *Dexia* (aerobias) o *Clostridium* (anaerobia).

En laboratorio se observa una cierta capacidad de fijación de N₂ (entre 5 y 20 kg/ha para *Azotobacter* y *Clostridium*), pero no se conoce bien su capacidad de fijación en el medio natural. Sí se ha comprobado, que cuando en el suelo existe suficiente cantidad de nitrógeno en forma de nitrato, la fijación disminuye.

La fijación no simbiótica de nitrógeno se realiza también por microorganismos autótrofos, como *Desulfovibrio*, *Desulfatamaculum* y *Desulfomonas*, autótrofos anaerobios que obtienen energía a partir de la reducción de los sulfatos, o anaerobios facultativos como *Klebsiella*, *Citrobacter* o *Bacillus* (que fijan nitrógeno de manera anaerobia).

b) Fijación simbiótica de nitrógeno.

La fijación simbiótica de Nitrógeno se conoce desde el siglo XIX, al observarse el efecto beneficioso que producían algunos cultivos de leguminosas como el trébol, alfalfa, guisantes, habas, lentejas o soja sobre cosechas posteriores de cereales. A finales del siglo XIX se describió la formación de nódulos en las raíces de las leguminosas por efecto de bacterias del género *Rhizobium*.

Las leguminosas son un grupo formado por tres familias: papilionáceas, mimosáceas y cesalpináceas. Aunque las tres familias incluyen especies capaces de fijar nitrógeno, las papilionáceas son las que ofrecen un porcentaje mayor de especies fijadoras (entre un 80 y un 90%). Entre los tres grupos, el número de especies leguminosas capaces de fijar nitrógeno asciende a más de 12.000 (Herridge, 2002)

La fijación simbiótica consiste en la reducción del N_2 atmosférico a NH_4^+ , gracias a una enzima (nitrogenasa) y al contenido en microorganismos aeróbicos (fundamentalmente *Rhizobium*) que nodula en las raíces de las leguminosas. La simbiosis *Rhizobium*-leguminosa se caracteriza por su especificidad, a cada especie de leguminosa se encuentra asociada una especie de *Rhizobium* concreta, de modo que la fijación de nitrógeno puede ser óptima o no según el tipo de huésped y de anfitrión (Villalobos *et al.*, 2002). La bacteria suministra a la planta nitrógeno, y la planta a la bacteria energía y otros elementos nutritivos.

Un suelo rico en nitrógeno amoniacal o en nitratos, no produce buena nodulación. Esto puede ser debido a que el nitrógeno disponible para la planta estimula el crecimiento radicular, produciendo una rápida exfoliación del cortéx de la raíz, dificultando la infección por *Rhizobium*. Otros factores que perjudican la nodulación son, la desecación,

las temperaturas extremas (por debajo de 0°C o por encima de 50°C), la aireación deficiente o la deficiencia de molibdeno (Giller *et al.*, 2002).

Existen otros mecanismos de fijación biológica simbiótica de nitrógeno, entre ellos, se puede destacar la asociación entre alisos y bacterias formadoras de nódulos radiculares similares a los de *Rhizobium*, entre *Azolla pinnata* (un helecho acuático) y *Anabaena azollae* (un alga cianofícea).

I.4.3.2. Fijación como óxidos.

La fijación no biológica, o espontánea, es producida por procesos naturales, como descargas eléctricas de tormentas, residuos industriales, radiaciones ultravioletas,... y carecen de importancia debido a su baja cantidad. Estos procesos proporcionan la energía necesaria para originar los óxidos de nitrógeno (Rodríguez *et al.*, 1984). Este tipo de fijación con dificultad supera en la zona mediterránea la cifra de 10 a 15 kg/ha al año (Urbano, 2001). La cantidad de nitrógeno fijado de esta forma al terreno puede oscilar según el lugar entre 1 a 50 kg/ha (Tisdele and Nelson, 1988).

I.4.4. Transformaciones de nitrógeno en suelo.

Las principales formas en que el nitrógeno puede encontrarse en el suelo son NH_4^+ , NO_3^- o como compuestos orgánicos. Sin embargo, la fracción inorgánica constituye apenas una pequeña parte del total. La fracción orgánica está constituida por proteínas (20-40%), aminoazúcares (5-10%), purinas y formas derivadas (<1%) y compuestos complejos formados por asociación del amonio con la lignina, polimerización de quinonas con compuestos nitrogenados y condensaciones de azúcares y aminas (Van Cleemput and Boeckx, 2002).

En los cultivos, las mayores extracciones son de nitrógeno. Más del 90% del nitrógeno que se encuentran en los horizontes de superficie se hallan en formas orgánicas, ya sea como materia orgánica fresca o en humus, siendo necesario un proceso de mineralización para que este N pase a estar disponible para el cultivo. La planta toma la mayor parte del nitrógeno en forma de ión nitrato y en mucha menor cantidad como ión amonio (Porta *et al*, 1999).

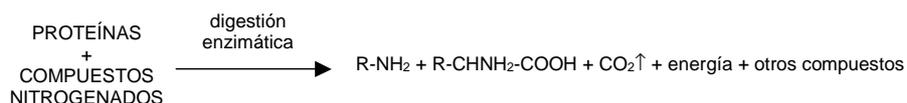
La materia orgánica del suelo junto con la añadida mediante la fertilización, es la que proporciona a los cultivos los nutrientes. En el manejo de suelos en sistemas de producción ecológicos, la materia orgánica desempeña un papel fundamental, ya que es uno de los indicadores claves de los agroecosistemas.

I.4.4.1. Mineralización.

La mineralización consiste en la transformación del nitrógeno orgánico a formas inorgánicas asimilables por la planta y es realizada por los microorganismos del suelo para satisfacer sus necesidades energéticas y nutricionales. Se realiza en tres fases: aminización, amonificación y nitrificación.

a) Aminización o amificación.

Se produce por la ruptura de grandes moléculas proteicas y compuestos nitrogenados de la materia orgánica, produciendo compuestos más simples como péptidos, aminoácidos, aminas etc.



La mineralización del nitrógeno está limitada normalmente por la reacción de aminización, debido a la resistencia que ofrecen los compuestos nitrogenados a la actividad de los

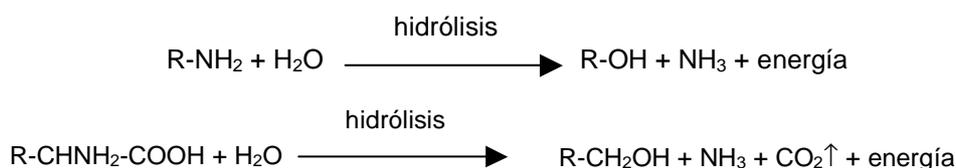
enzimas proporcionados por la población microbiana edáfica, más que a la carencia de estos enzimas.

b) Amonificación.

Los compuestos orgánicos nitrogenados son hidrolizados hasta obtener nitrógeno amoniacal (Chatt, 1977). Esta reacción está catalizada por enzimas presentes en muchos microorganismos de tipo heterótrofo, pero fundamentalmente en bacterias anaerobias, que reducen el nitrógeno orgánico hasta obtener NH₃. Posteriormente, el NH₃ se transforma para originar NH₄⁺. El NH₄⁺ puede quedar libre, en la solución del suelo, o ser fijado por el complejo de cambio.



Tanto las aminas, como los aminoácidos sufren procesos de hidrólisis enzimática en el suelo para originar amoníaco.

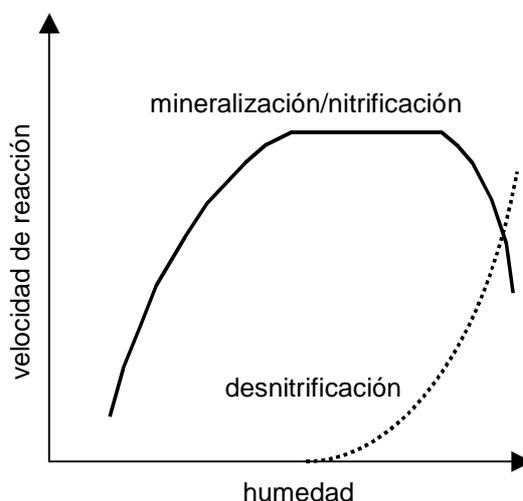


c) Nitrificación.

La nitrificación consta de dos fases llevadas a cabo por microorganismos distintos, *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* que son bacterias autótrofas responsables de la oxidación del ión amonio para obtener, consecutivamente, los iones nitrito y nitrato. La oxidación del amonio y del nitrito libera energía que es utilizada por la biomasa bacteriana. La segunda fase es más rápida que la primera, lo que evita la acumulación de nitritos en el suelo, que son tóxicos para las plantas (Navarro y Navarro, 2000).

Fase	Reacción
I	$NH_4^+ + 1.5O_2 \xrightarrow{\text{Nitrosomonas}} NO_2^- + H_2O + 2H^+$
II	$NO_2^- + \frac{1}{2}O_2 \xrightarrow{\text{Nitrobacter}} NO_3^-$

El pH óptimo para la nitrificación es de 8,5, aunque la reacción se produce dentro de un amplio intervalo: 4,5 – 10. La presencia de oxígeno es imprescindible en la oxidación, por lo que el encharcamiento del suelo perjudica el proceso. Sin embargo, la nitrificación aumenta cuando el contenido en agua es relativamente alto siendo máxima con una saturación de los poros del 80-90% (Figura 11).



Fuente: Porta et al., 1999.

Figura 11: Velocidad de mineralización del nitrógeno, nitrificación y desnitrificación en función del contenido de agua del suelo.

La velocidad de mineralización aumenta exponencialmente con la temperatura, con un intervalo óptimo entre 25°C y 35°C disminuyendo para temperaturas superiores a 35°C.

Las lombrices en el suelo ejercen un efecto positivo al mezclar el material vegetal con la fracción mineral, haciendo que la cantidad de nitrógeno mineralizado en el horizonte superior (habitado por las lombrices) sea mayor que en los horizontes inferiores.

La oxidación del NO_2^- (ion nitrito) es más rápida que la del NH_4^+ , por lo que el NO_2^- no se acumula en el suelo. Como consecuencia de las velocidades relativas de estas

reacciones, el nitrógeno en forma de NO_3^- (ion nitrato) del suelo es el más importante desde el punto de vista de la nutrición de los cultivos anuales.

En el barbecho desnudo, donde no existe absorción de nitrógeno por la vegetación, puede acumularse el NO_3^- en el suelo. Para ello es necesario que se cumplan las siguientes condiciones: suficiente materia orgánica biodegradable en el suelo, tener el suelo limpio de hierbas, que no llueva y que se mantenga un contenido de humedad adecuado.

I.4.4.2. Inmovilización de nitrógeno.

La inmovilización del nitrógeno consiste en la incorporación del NO_3^- o del NH_4^+ a la biomasa vegetal o microbiana. Es un proceso inverso a la mineralización, ya que el nitrógeno inorgánico se transforma en nitrógeno orgánico (Villalobos *et al.*, 2002).

El que ocurra mineralización o inmovilización de nitrógeno depende en gran medida de la relación C/N de la materia orgánica en descomposición. Al inicio de la descomposición de los residuos orgánicos del suelo se observa un rápido crecimiento de la población de microorganismos heterótrofos (Alexander, 1977; Nahm, 2005). Cuando los residuos aportados al suelo poseen una relación C/N de 30 o mayor, se produce una pérdida temporal de nitrógeno mineral que puede manifestarse durante varias semanas, durante las que la pérdida de CO_2 por causa de la respiración microbiana produce un descenso de la relación C/N. El descenso de carbono en el suelo hace descender la población microbiana. En ese momento, parte del nitrógeno contenido en su biomasa vuelve a incorporarse al proceso de mineralización.

Cuando se añade a un cultivo N-fertilizante, la disponibilidad de este para la planta vendrá afectada por la relación mineralización-inmovilización del N por los microorganismos. En un estudio realizado en regiones templadas, se ha puesto de manifiesto que el primer año se produce una inmovilización de 20-40% de N-fertilizante, un tercio permanece en forma orgánica después de la primera estación de crecimiento y solo una pequeña fracción (>15%) será disponible para la planta en el segundo año (Kelley and Stevenson, 1996).

I.4.4.3. Fijación del amonio.

Los iones NH_4^+ (cuyo radio iónico es de 0,143 nm) poseen un tamaño similar a los de K^+ (radio iónico de 0,133 nm) y pueden ser fijados del mismo modo como iones no cambiables por las arcillas. Los suelos que contienen proporciones importantes de arcillas del tipo de las micas o las vermiculitas pueden fijar los iones NH_4^+ presentes en el suelo.

Los suelos contienen una proporción significativa de su nitrógeno total en forma de amonio fijado por la arcilla. Aunque esta proporción suele ser pequeña en los horizontes más superficiales, puede llegar a representar hasta el 50% del N presente en los horizontes inferiores.

I.4.5. Pérdidas de nitrógeno en suelo.

I.4.5.1. Consumo del cultivo.

Las necesidades de nitrógeno, y por tanto la absorción del nitrógeno, aumenta a medida que los rendimientos de las cosechas son más elevados, siendo paralela al crecimiento de la biomasa vegetal. Durante la fase rápida de crecimiento, puede llegar a ser de 3 - 5 Kg/ha y día. En el caso de las leguminosas, debido a que la mayor parte del nitrógeno que requieren puede ser fijado simbióticamente, la utilización del nitrógeno del suelo es menos importante que en el caso de otras especies.

Es necesario tener en cuenta que no todo el nitrógeno absorbido por las plantas es sacado del sistema de manera definitiva, sino que puede ser devuelto en parte por las deyecciones de animales, los abonos o los residuos de cultivos (raíces, caída de las hojas, secreciones de las raíces, etc.) reiniciándose el ciclo.

I.4.5.2. Lavado y lixiviación de nitratos.

Los nitratos pueden ser lavados y arrastrados en cantidades importantes por el agua de percolación, ya que son extraordinariamente solubles en agua, se mantienen en la solución del suelo y no son retenidos por los coloides (Van Cleemput and Boeckx, 2002).

Además de su carga negativa y su incapacidad de formar fuertes enlaces químicos con los cationes Al, Fe y Ca, los nitratos no son absorbidos, sino arrastrados en cantidades importantes por el agua (lluvia o riego) de percolación (Jiménez y Lamo, 1998). Las pérdidas por lixiviación serán siempre mayores en un suelo desnudo que en otro cubierto.

Tanto para agricultores convencionales, como para los ecológicos, el problema no consiste tanto en su coste, sino en la facilidad con que el sistema puede perder el nitrógeno en sus diferentes formas, ya que si el aporte de agua es elevado, los nitratos pueden ser desplazados fuera del alcance de las raíces del cultivo. Como consecuencia se ha producido un aumento de la contaminación de los acuíferos por nitratos, debido al abuso de nitrógeno sintético. Este riesgo es mayor en la producción convencional por la naturaleza de los fertilizantes autorizados, pero un mal manejo en producción ecológica podría provocar problemas graves de lixiviación.

I.4.5.3. Volatilización de amonio.

Se produce cuando el nitrógeno pasa a forma gaseosa, pudiendo perderse como N_2 , N_2O , NH_3 . La pérdida de nitrógeno en forma de NH_3 ocurre de manera natural en los suelos en pequeñas cantidades, dependiendo de factores como el tipo de fertilizante, su aplicación, la capacidad de intercambio catiónico o el clima. También puede influir la actividad humana mediante técnicas de cultivo (Sutton *et al.*, 1998).

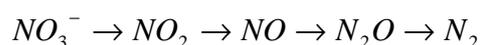
Las pérdidas pueden producirse por diferentes circunstancias: un aporte grande en la superficie del suelo, o a poca profundidad, de materiales orgánicos fácilmente degradables, ricos en sustancias nitrogenadas y exceso contenido en hidrogenocarbonatos, es decir, materiales con una relación C/N baja. En suelos muy húmedos, mal aireados y en climas

cálidos, las pérdidas pueden ser notables a temperaturas superiores a 30°C. En suelos alcalinos, con débil capacidad de cambio, algunas de estas pérdidas pueden prevenirse colocando materiales nitrogenados unos cm. bajo la superficie del terreno, ya que la fijación del amoníaco será escasa (Tisdele and Nelson, 1988).

También se han detectado pérdidas en forma de NO, que se atribuyen generalmente a la descomposición de los nitritos en medio ácido. La pérdida de nitrógeno gaseoso en suelos ácidos bien drenados a partir de nitritos se ha puesto de manifiesto frecuentemente, aunque no hay un acuerdo total sobre su mecanismo ni sobre la magnitud del proceso. Sin embargo, para valores de pH superiores a 5,0 ó 5,5, la pérdida de NO se puede considerar despreciable.

I.4.5.4. Desnitrificación.

La desnitrificación consiste en la reducción de los nitratos (Knowles, 1982). En parte, la desnitrificación es responsable de la emisión a la atmósfera de NO y N₂O (Bremmer, 1997). El proceso puede ser realizado biológicamente, aunque también puede realizarse por procesos químicos de tipo no biológico. No está claro aún si existe una etapa intermedia en la que el nitrógeno se encuentra como NO o bajo otra forma. (Crutzen, 1983).



La descomposición anaeróbica de la materia orgánica tiene lugar cuando el suelo se encharca, siendo el agua uno de los factores más importantes en cuanto a la desnitrificación, con un óptimo para valores de saturación de poros superiores al 60%. La presencia de oxígeno inhibe la síntesis de enzimas desnitrificantes. Durante el período de encharcamiento, algunos microorganismos anaerobios como *Pseudomonas*, *Bacillus* o *Paracoccus* utilizan el oxígeno que obtienen de NO₃⁻ y NO₂⁻, liberando N₂ y N₂O. Este proceso ocurre en las proximidades de las raíces, donde la concentración de azúcares solubles necesarios en la reducción del nitrato es elevada.

La desnitrificación es normalmente insignificante y está relacionada con la inestabilidad de los nitritos y la acidez del suelo (Van Cleemput and Boeckx, 2002). Se inhibe por efecto de un $\text{pH} < 5$, ya que las bacterias responsables son sensibles a la acidez. El rango de temperatura es muy amplio, dándose entre los 2°C y los 60°C , inhibiéndose por encima de esta y con un óptimo para temperaturas inferiores a los 25°C .

Las pérdidas de nitrógeno por desnitrificación pueden alcanzar y superar en algunos casos, el 10% del nitrógeno incorporado como fertilizante en los suelos agrícolas (Von Rheinbaben, 1990), pudiendo ocasionar importantes pérdidas en la eficiencia de aplicación del fertilizante, que se traducen en pérdidas económicas.

I.4.5.5. Relación C/N.

El carbono fijado por la biomasa proviene del CO_2 atmosférico, es reducido durante el proceso de fotosíntesis por las plantas, y suele oscilar en torno a un 50 – 60% de la materia orgánica. El porcentaje de nitrógeno es mucho menor y más variable, oscilando entre el 1% y el 10%.

Por el nitrógeno entran en competencia las raíces de las plantas y los microorganismos, por lo que puede ser un factor limitante. Si la materia orgánica en descomposición contiene poco N en relación a C, los microorganismos inmovilizarán N mineral del suelo, por lo que la cantidad de nitrógeno inorgánico puede descender rápidamente durante la descomposición de residuos y mostrar el cultivo deficiencias (Villalobos *et al.*, 2002).

La microflora edáfica que actúa en la descomposición y mineralización de la materia orgánica requiere carbono como fuente de energía y nitrógeno como intermediario en la síntesis de proteínas. Si en un suelo, la relación C/N en la materia orgánica es elevada, los microorganismos disponen de C en abundancia, pero carecen de N, con lo cual son pocos los microorganismos que pueden actuar en la degradación de la materia orgánica. Como consecuencia, el proceso de mineralización se ralentiza, y el N amoniacal o los nitratos asimilables se encontrarán en baja cantidad en el suelo. Para que exista una buena

humificación, es necesaria una fuerte actividad biológica y una buena aireación, así como disponibilidad de energía y nutrientes que favorezcan la rápida descomposición de la materia orgánica muerta por parte de los microorganismos del suelo.

Estos factores hacen que la relación C/N tenga una gran importancia en la valoración de la fertilidad del suelo, considerándose que un suelo es fértil cuando la relación C/N se halla en torno a 10. En los estudios de fertilidad del suelo, el parámetro que se utiliza para medir la actividad de la biomasa y la evolución de la materia orgánica del suelo es la relación C/N, cuya interpretación se recoge en la Tabla 3.

Tabla 3: Interpretación de la relación C/N en suelos cultivados de climas templados.

Relación C/N	Interpretación
< 5	Exceso de mineralización. Muy poca fertilidad. Dificultad para aumentar la tasa orgánica del suelo, aun con grandes aportaciones orgánicas.
5 - 8	Tendencia a la mineralización del humus. Fertilidad baja a media. Se puede aumentar la tasa orgánica del suelo con grandes y continuadas aportaciones orgánicas.
8 - 12	Equilibrio entre la mineralización y la humificación. Fertilidad media a buena. Para conservar la tasa orgánica del suelo son precisos aportes orgánicos periódicos.
> 12	Predominio de la humificación. Poco frecuente en suelos cultivados.
20 - 30	Puede que no haya ni inmovilización ni liberación de nitrógeno mineral.
> 30	Inmovilización del nitrógeno del terreno durante el proceso de descomposición inicial.

Fuente: Cobertera, 1993; Tisdale and Nelson, 1991.

La relación C/N de la biomasa vegetal, o residuos orgánicos añadidos al suelo, puede modificar de forma importante la relación C/N del suelo. Las leguminosas, por ejemplo, que poseen la capacidad de fijar nitrógeno atmosférico, ofrecen una relación C/N de 9 a 10. La avena o el maíz, sin embargo, ofrecen una relación C/N en torno a 60 (Villalobos *et al.*, 2002).

I.4.6. El nitrógeno en la planta.

I.4.6.1. El nitrógeno en la planta.

El nitrógeno es un elemento esencial para todos los seres vivos por ser un componente de las proteínas y está presente en la mayor parte de las combinaciones orgánicas de la planta. El contenido de nitrógeno en la planta está en torno al 2 % del peso seco de la planta, puede oscilando entre el 1 y el 4 %. El contenido en nitrógeno es mayor en los tejidos vegetales jóvenes que en los maduros (5,5 – 6,5 %), allí donde se realiza la síntesis de proteínas (Navarro y Navarro, 2000).

El nitrógeno suele actuar como factor limitante para el crecimiento de los vegetales. Se suele encontrar fundamentalmente bajo formas orgánicas esencialmente en proteínas y también en moléculas más simples como purinas, pirimidinas, vitaminas, alcaloides y enzimas. El nitrógeno orgánico aparece también en pequeñas cantidades en forma no proteica como lignina, clorofila, fosfolípidos, heteroxidos y alcaloides, forma también parte de las bases purina y pirimidina, intervienen en la formación de nucleósidos y nucleótidos, ADP (adenosindifosfato), ATP (adenosintrifosfato) y vitaminas del grupo B (Urbano, 2001). También existe bajo formas inorgánicas como los compuestos amónicos, nitritos y nitratos, que solo constituyen una pequeña parte del total.

I.4.6.2. Absorción, reducción y asimilación.

a) Absorción

El nitrógeno es absorbido por las raíces preferentemente en forma de NH_4^+ o NO_3^- , o fijado por las leguminosas mediante simbiosis con *Rhizobium*. Como la concentración y la movilidad de NO_3^- en el suelo es muy superior a la de NH_4^+ (que puede ser adsorbido por

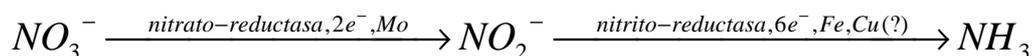
el complejo de cambio), el NO_3^- constituye la principal fuente de nitrógeno para las no leguminosas (Fuentes, 1994). Pequeñas cantidades de nitrógeno orgánico pueden ser absorbidas en forma de urea o aminoácidos (Van Cleemput & Boeckx, 2002).

La forma de absorción depende de factores como la edad de la planta, la especie, el clima o las características del suelo. Bajo condiciones húmedas, por ejemplo, el suelo puede sufrir un fuerte empobrecimiento en NO_3^- por lixiviación.

b) Reducción.

Cuando la planta absorbe NO_3^- se ha de realizar una reducción a NH_4^+ . Esta reducción se puede producir en la raíz, parte en la raíz y parte en las hojas o realizarse tras el transporte del NO_3^- a las hojas.

La reducción ocurre en 2 etapas y requieren poder reductor generado en fotosíntesis. En la primera fase se reduce a nitrito, la reacción implica 2 electrones y está catalizada por la enzima nitrato reductasa. En la segunda fase el nitrato se reduce a amoníaco, la reacción implica 6 electrones y catalizada por nitrito reductasa (Navarro y Navarro, 2000).



Aunque la mayoría de los tejidos de las plantas son capaces de reducir nitrato, este tiene lugar principalmente en las hojas, donde una parte del proceso se realiza en los cloroplastos por transferencia directa de un reductor fotosintético.

A pesar de la gran cantidad de gasto de energía que implica, la mayoría de las plantas crecen mejor con nitrato que con nitrógeno amoniacal. Las plantas a las que se le suministra amonio tienen dificultades para controlar su pH interno, ya que un H^+ permanece cuando NH_4^+ forma compuestos-amino. Por el contrario, cuando se les suministra nitrato tienen un excedente de cargas negativas, que al reducirse, se transfieren fácilmente a los ácidos orgánicos. El NH_4^+ se asimila directamente en los aminoácidos y otras formas orgánicas.

c) Asimilación.

La asimilación del nitrógeno por la planta es en forma nítrica o amoniacal. Esta va a depender de la edad de la planta, especie, pH del suelo, de su composición y de la pluviometría anual. La mayoría de los cultivos absorben el nitrógeno en forma de nitratos, ya que los coloides pueden adsorber los iones amonio, mientras que el nitrato conserva una completa movilidad. También hay que tener en cuenta que en el suelo los iones amonio se oxidan rápidamente pasando a nitratos por lo que en esta forma estará presente en mayor proporción

I.4.7. El nitrógeno en el cultivo de algodón.

I.4.7.1. Introducción.

El nitrógeno en la planta de algodón es absorbido por la raíz en forma de nitrato, reducido a amonio y transportado hasta las hojas, donde se combina con ácidos orgánicos para formar aminoácidos y proteínas. Este proceso demanda considerable energía y un suministro disponible de ácidos orgánicos procedentes de la asimilación del carbono (López, 2003).

Los momentos críticos en cuanto a las necesidades de nitrógeno se distribuyen en la fenología de la planta de algodón en: emergencia, primer botón floral (10%), segundo botón floral, primera cápsula (30%), primera cápsula abierta (40%) y cápsula abierta-maduración (20%), por lo que el momento y dosis de aplicación son esenciales para obtener óptimos rendimientos.

El fósforo y el potasio pueden permanecer en el suelo y usarse cuando se necesiten, pero si alteramos el momento de aplicación y la dosis de nitrógeno los rendimientos se ven seriamente afectados (ICAC, 2003). La necesidad de abonado nitrogenado en el algodón

variará, según el nivel productivo y la disponibilidad de N en suelo, de 20 a 200 kg ha⁻¹ (Finck, 1998).

La rotación de cultivos y rotaciones con leguminosas, el reciclado de cosecha y la aplicación de estiércol, son las actividades necesarias para formar la base de nutrientes en suelo en el cultivo de algodón ecológico (Eyhorn *et al.*, 2005).

I.4.7.2. Extracciones por cultivo de algodón.

La extracción y exportación de las cosechas fuera del sistema supone la salida de elementos químicos que de alguna manera, tendrían que ser nuevamente aportados al ciclo (Bellapart, 1988). La extracción de elementos nutritivos por el cultivo de algodón presenta grandes variaciones dependiendo de la variedad, climatología, capacidad productiva, fertilidad del suelo, etc. (Domínguez, 1997). El algodón absorbe más nitrato del que requiere para satisfacer sus necesidades metabólicas. Este exceso se almacena como nitrato en las vacuolas y en forma de proteínas en las hojas. Según López, (2003), una tonelada de algodón bruto acumula alrededor de 45 kg de N, 7 kg de P y 37 kg de K en la biomasa aérea.

I.4.7.3. Deficiencias y excesos de nitrógeno en la planta de algodón.

La implicación del nitrógeno en una gran cantidad de procesos metabólicos de la planta hace que su carencia afecte de manera importante al crecimiento vegetal, provocando un aspecto raquíutico en la planta: escaso desarrollo, hojas pequeñas, rigidez, color verde pálido o amarillento, pecíolo anormalmente corto, nerviaciones pronunciadas y retraso en el desarrollo de partes suculentas.

El contenido medio de nitrógeno determinado por análisis de hojas maduras en tallos vegetativos antes de floración en algodón, da un nivel de deficiencia cuando se encuentra con menos de 2% N y para que se produzca un nivel satisfactorio los niveles deben de moverse entre 3,5-4,5% N. (Domínguez, 1997).

Debido a su movilidad, la deficiencia de nitrógeno suele percibirse en primer lugar en las hojas más viejas. En el caso del algodón, las hojas inferiores adquieren un color pardo y se marchitan. El desprendimiento de la hoja se produce antes de necrosarse, observándose una disminución de la altura de la planta y un bajo desarrollo de ramas vegetativas y fructíferas (López, 2003). Se observa también un retraso en la floración, manifestándose con el retraso de la primera flor y con un mayor tiempo en el intervalo entre la floración de la misma rama, y el desprendimiento de muchas cápsulas en los primeros 10-12 días después de la floración. Puede observarse también una precocidad aparente de la maduración de las cápsulas, causada por una senescencia acelerada de las hojas y un periodo de floración más corto.

El exceso de nitrógeno, debido normalmente a un exceso de fertilización, origina plantas suculentas, con pocas partes leñosas, muy escaso desarrollo de las raíces. Las hojas toman un color verde oscuro. La maduración del fruto se retrasa o se ve afectada su calidad.

El abonado tardío produce un retraso apreciable en la maduración de frutos. Además, el incremento en la velocidad del crecimiento obliga a la planta a requerir un elevado aporte de nutrientes. Así, se puede originar una falta de otros elementos nutritivos que se encuentran en cantidad normal en el suelo (como el cobre o el magnesio).

En el algodón, no se debe aportar nitrógeno en cantidades excesivas, ya que se alarga el periodo vegetativo y, con él, el ciclo, siendo esto no deseable en Andalucía, ya que reduce la producción, hasta un 50%, y el porcentaje de fibra. Puede aumentar la incidencia de plagas y enfermedades, y producir un retraso de 2-6 semanas la maduración (Domínguez, 1997). Este aspecto es especialmente importante en el cultivo ecológico de algodón debido a la duración del ciclo de la planta, la falta de defoliantes y la necesidad de hacer la recolección antes de que haya muchas lluvias otoñales.

I.5. Objetivos.

Desde la entrada en funcionamiento de las nuevas ayudas de la PAC, que suponían un desacoplamiento de las ayudas del 65%, el cultivo del algodón empezó a decrecer, tanto en superficie como en producción, a nivel nacional, llegándose al abandono en muchas explotaciones, y teniendo peligro de una desaparición del sector.

Esta caída del sector afecta especialmente a Andalucía, ya que cuenta con el 95% de la producción nacional de algodón, y algunas localidades de la Comarca del Bajo Guadalquivir se sustentan, en gran medida, gracias al empleo directo e indirecto del este cultivo, por lo que una desaparición del sector tendría importantes consecuencias económicas para estas localidades.

Una posible solución a esta difícil situación, sería la reestructuración del sector, llevándolo hacia la producción integrada y la producción ecológica, que permitiría mantener parte de las infraestructuras actuales, pero obligaría a la utilización de nuevas técnicas de manejo.

El estudio que se presenta es la continuidad del iniciado en 2006 por la Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía, en el que la Universidad de Sevilla participa en la investigación con ensayos de fertilización orgánica. Con estos estudios se pretende mejorar la eficiencia de la aplicación de fertilizantes orgánicos para cultivo de algodón en producción ecológica.

El objetivo general de este trabajo es contribuir a la mejora del conocimiento sobre las técnicas de manejo propias del cultivo ecológico de algodón en lo referente a la fertilización. Este objetivo general se concreta en los siguientes objetivos específicos:

- 1.- Determinar la tasa y velocidad de mineralización del fertilizante para conocer el ritmo de liberación de nutrientes nitrogenados en suelo.

Ángel J. Gordillo Rivero.

2.- Establecer el momento de máxima liberación de amonio, nitrato y nitrógeno, para determinar el momento óptimo de aplicación del fertilizante.

3.- Establecer una dosis optima de aplicación de fertilizante

Para el cumplimiento de estos objetivos se diseñó el ensayo experimental que se describe a continuación.

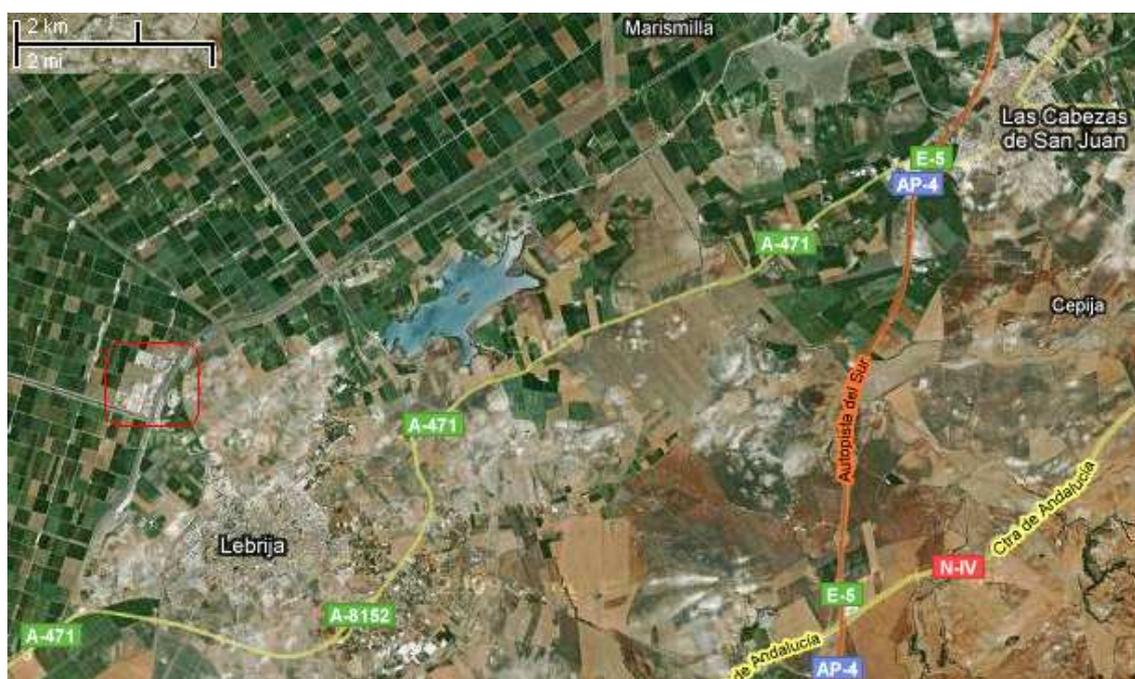
II. MATERIAL Y MÉTODOS



II.1. Localización y descripción de parcela.

II.1.1. Localización.

El ensayo se encuentra en el término municipal de Las Cabezas de San Juan, dentro de una parcela perteneciente a la Cooperativa Las Marismas, de la localidad de Lebrija. Para acceder a ella desde Sevilla se toma la AP-4 dirección Cádiz hasta la salida 44, dirección Lebrija-Las Cabezas. Se accede a la A-471. Hay que seguir las indicaciones hacia el Polígono Industrial Las Marismas por la carretera SE-9029. Una vez en la cooperativa, hay que rodear unos invernaderos para llegar a la parcela (Figuras 12-a, 12-b).



Fuente: GoogleMaps, 2009.

Figura 12-a: Localización de la parcela de ensayo.

Las coordenadas de la parcela son:

U.T.M:

X: 757911.31

Y: 4093155.05

Huso: 29

Geográficas:

Lat.: 36° 56' 53.39" N

Long.: 6° 6' 14.61" W

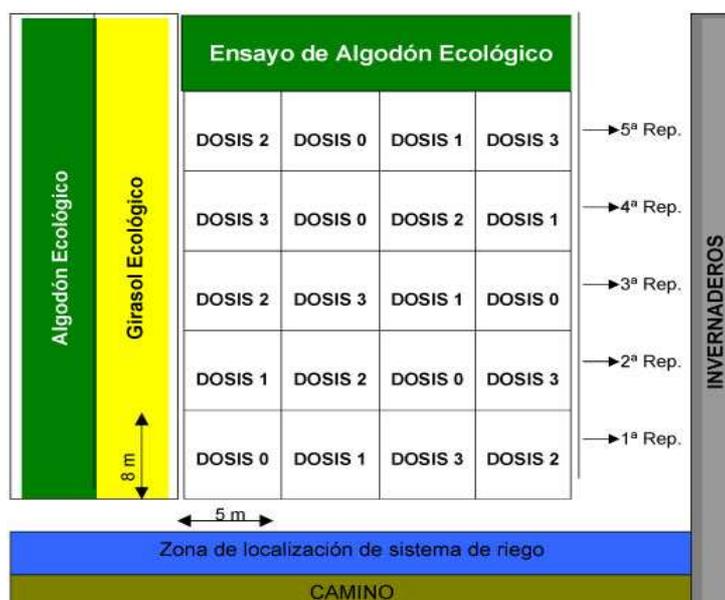


Fuente: GoogleMaps, 2009.

Figura 12-b: Localización de la parcela de ensayo.

II.1.2. Descripción de la parcela.

La parcela del ensayo tiene 3,5 hectáreas, de las cuales se han plantado 2,5 de algodón y 1 de girasol. Para separar las parcelas de cultivo ecológico de las circundantes con cultivo convencional, se han plantado dos hileras de setos de una mezcla de umbelíferas, compuesta por cilantro (*Coriandrum sativum*), hinojo (*Foeniculum vulgare*) y anís (*Pimpinella anisum L.*). En la parcela más cercana a los invernaderos se señalaron dos sectores de 20 subparcelas de 40 m² cada una para realizar el ensayo. Los resultados de este trabajo corresponden a una de las dos subdivisiones de 20 parcelas (Figura 13).



Fuente: Elaboración propia.

Figura 13: Croquis de la parcela de ensayo.

En los meses anteriores al ensayo, durante el invierno y principios de abril, en la parcela se estableció una cubierta de nabo forrajero que se enterró posteriormente mediante un pase de grada y dos de rotativa.

II.1.3. Análisis de suelo e interpretación.

El análisis de 20 submuestras de suelo tomadas en la capa arable (hasta 30 cm de profundidad) antes de la implantación del ensayo mostró los resultados que se resumen en la Tabla 4, que incluye datos sobre textura, pH y conductividad eléctrica, materia orgánica, fósforo disponible y soluble, contenido en N mineral y total, cationes solubles y micronutrientes disponibles.

Tabla 4: Análisis de suelo en la parcela previo al ensayo.

Parámetro	Unidades	Valor
Arcilla	%	62.28
Arena	%	7.22
Limo	%	33.50
Textura		Arcillosa
pH (1:5 p/v)		7.93
CE (1:5 p/v)	ds/m	0.6
CE (es)	ds/m	2.62
M.O.	%	1.1
P soluble (es)	mg/l	0.34
P Olsen	mg/kg	15.47
N total	%	0.10
NO ₃ ⁻	mg/kg	60.50
NH ₄ ⁺	mg/kg	7.34
C total	%	3.79
C/N		37.01
Na (es)	mg/l	10.57
K (es)	mg/l	0.87
Mg (es)	mg/l	4.78
Ca (es)	mg/l	19.17
Cu (ATPA)	mg/kg	3.79
Zn (ATPA)	mg/kg	0.89
Mn (ATPA)	mg/kg	29.14
Fe (ATPA)	mg/kg	25.78

Fuente: Elaboración propia.

(es) = Determinaciones realizadas en el extracto de saturación del suelo.

Los análisis realizados en suelo antes de la puesta en marcha del ensayo nos indican que el suelo tiene una textura arcillosa.

La conductividad eléctrica es inferior a 4 ds/m, por lo que el suelo no presenta problemas de salinidad.

El contenido en Na, nos indica que no tendremos problemas de salinidad, ya que el algodón es un cultivo muy tolerante (Delgado *et al.*, 2000).

El nivel de materia orgánica se encuentra dentro del límite de los niveles críticos, y presenta mejoría por la aplicación de fertilizantes orgánicos las campañas anteriores, ya que este se encontraba por debajo del 1%.

El contenido en Nitrógeno total se encuentra dentro de los límites aceptables (0,1-0,2%), y el de nitratos es normal.

El nivel de fósforo Olsen es bajo ya que el suelo es arcilloso. Por el contrario, el potasio se encuentra en concentraciones elevadas, por lo que no es recomendable utilizar fertilizantes con alto contenido de potasio.

Según el pH, la tierra es apta para la agricultura, ya que es de 7,93 y se encuentra por tanto entre el 5,5 y 8,5 aceptables. Al ser ligeramente básico el número de microorganismos es superior y estos son más activos (Delgado *et al.*, 2000), pero estaría fuera del 5,0-6,2 óptimo para el cultivo del algodón

Un mes tras el entierro del nabo forrajero (*Brassica campestris*) se volvieron a analizar algunos parámetros y se observó la mejoría de alguno de ellos (Tabla 5).

Tabla 5: Resultados análisis de suelo tras entierro de nabo forrajero (*Brassica campestris*).

Parámetro	Unidades	Antes del entierro	Tras el entierro
M.O.	%	1,1	1,59
C org.	%	0,64	0,92
N total	%	0,10	0,11
NO ₃ ⁻	mg/kg	60,50	115,89
C total	%	3,79	3,88
C/N		37,01	33,47
K	mg/kg	726,21	979,41

Fuente: Aguirre *et al.*, 2008.

II.1.4. Climatología de la zona.

La parcela se encuentra situada en una zona con clima mediterráneo, por lo que tiene grandes diferencias estacionales tanto de temperaturas como en las precipitaciones.

La temperatura media es de 17,7 °C, con una media mensual mínima de 10,4 °C en enero y máxima de 26,3 °C en julio, alcanzándose temperaturas diurnas de 40 °C durante todo el verano.

La precipitación anual es de 555,3 mm con un máximo de 90,8 mm en diciembre y un mínimo de 2,8 mm en julio, concentrándose éstas en el invierno. Los parámetros climatológicos más relevantes se presentan resumidos en la tabla 6.

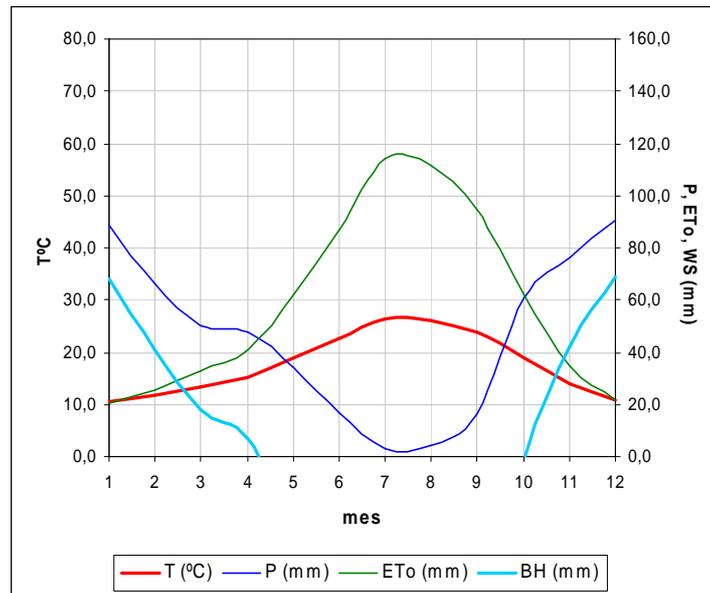
Tabla 6: Tabla climática mensual de la estación meteorológica de Las Cabezas de San Juan.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	Anual	Mensual	Máximo	Mínimo
P	88,5	66,5	50,4	48,0	33,9	16,9	2,8	4,2	16,3	60,5	76,5	90,8	555,3	46,3	90,8	2,8
T (°C)	10,4	11,7	13,4	15,2	19,0	22,7	26,3	26,0	23,8	18,9	13,8	10,9	17,7	17,7	26,3	10,4
Pacum	88,5	155,0	205,4	253,4	287,3	304,2	307,0	311,2	327,5	388,0	464,5	555,3	555,3			
ETo	20,3	25,3	32,6	41,2	62,0	87,1	113,9	111,6	94,7	61,8	34,6	22,0	707,0	58,9	113,9	20,3
BH	68,2	41,2	17,8	6,8	-28,1	-70,2	-111,1	-107,4	-78,4	-1,3	41,9	68,8	-151,7	-12,6	68,8	-111,1

P = precipitación mensual media (mm); T = temperatura mensual media (°C); ETo = evotranspiración potencial mensual media (mm.); BH = balance hídrico mensual medio (mm).

Fuente: Agencia andaluza de meteorología.

Las temperaturas más altas se dan entre mayo y octubre, coincidiendo con los meses de menores precipitaciones y con una alta ETo. Esto hace que en esos meses el balance hídrico sea negativo (Figura 14).



P = precipitación mensual media (mm); T = temperatura mensual media (°C); ETo = evotranspiración potencial mensual media (mm.); BH = balance hídrico mensual medio (mm).

Fuente: Agencia andaluza de meteorología

Figura 14: Diagrama climático de la estación meteorológica de Las Cabezas de San Juan.

II.2. Descripción del ensayo.

II.2.1. Labores de plantación.

La siembra se realizó el 29 de Abril de 2008 con una sembradora de disco, a una separación entre líneas de 90 cm y una distancia entre semillas de 7 cm, con 4 líneas por pasada de sembradora y una dosis de siembra de 22 Kg/ha (Foto 4).

Las semillas de algodón son de la variedad ROKA, de la casa “FiberMax” que viene siendo la variedad habitual en la zona para cultivo convencional. No se encontraron semillas de algodón sin tratar con fungicidas, por lo que hubo que emplear material vegetal convencional.



Foto4: Siembra mecánica del algodón.

La nascencia del cultivo fue irregular, prolongándose durante más de 1 mes, lo que obligó a replantar a mano algunas zonas, al igual que el seto de umbelíferas.

En esta fase de nascencia pudo haber competencia con nabos forrajeros (*Brassica campestris*), procedentes del rebrote del abono verde empleado en época invernal, y juncia (*Cyperus rotundus*), aunque se intentó evitar mediante escardas manuales.

II.2.2. Abonado

II.2.2.1. Fertilizante utilizado.

En el ensayo se empleó un fertilizante orgánico de la casa “AGRIMARTIN FERTILIZANTES”, sita en Teruel. El producto usado se denomina “AGRIMARTIN FE-BIOLÓGICO”, procedente de estiércol de ovino y restos vegetales, y se presenta en forma de polvo o peletizado. En este ensayo se empleó la presentación peletizada. Las características comerciales del fertilizante se presentan en la tabla 7.

Tabla 7: Composición del fertilizante “Agrimartin Fe-Biológico”.

N	3%
N total orgánico	2,5%
P	3%
K	1%
Ácidos húmicos	6%
Fe	1%
C orgánico	28%
Humedad	10-14%
C/N	11,4
pH	6

Fuente: Agrimartin, 2008

La etiqueta comercial describe las siguientes características:

- Gran contenido en sustancias húmicas.
- Aumenta la capacidad de retención de nutrientes en el suelo y por tanto la fertilidad y la asimilación de los nutrientes minerales.
- Mejora la estructura del suelo, incrementando la permeabilidad, aireación, porosidad...
- Incorpora nutrientes, nitrógeno, fósforo, potasio, magnesio, azufre y oligoelementos.
- Ausencia de hongos patógenos y semillas de malas hierbas.

- Dosificación inferior a los estiércoles tradicionales por lo que se ahorra en transporte y manipulación.
- Incorporación de hierro y otros microelementos que aumentan las reservas del suelo previniendo carencias.
- Es un producto biológico y natural que se integra perfectamente en el medio ambiente con un importante aporte de energía a los ecosistemas.

Para contrastar la información del etiquetado ofrecida por la casa comercial, se realizó un análisis al fertilizante. Los valores obtenidos se presentan en la tabla 8.

Tabla 8: Resultado de análisis del fertilizante en laboratorio.

	Unidades	Agrimartin Fe-Biológico
pH (1:5 p/v)		6,32
CE (1:5 p/v)	dS/m	26,7
N total	%	4,45
C total	%	32,38
C/N		7,27
P asimilable	mg/l	67,88
Humedad	%	24,5
Ca intercambiable	eq/l	191,93
Mg intercambiable	eq/l	48,61
K intercambiable	eq/l	10,26
Na intercambiable	eq/l	21,06
Fe disponible	eq/l	1,95
Cu disponible	meq/l	59,69
Mn disponible	eq/l	0,32
Zn disponible	eq/l	0,34

Fuente: Elaboración propia.

Según los análisis realizados al fertilizante, éste tenía un elevado contenido en nitrógeno, superando el 3% que nos garantizaba la casa comercial.

La relación C/N no es elevada, ya que apenas supera el 7, debido a su origen vegetal y animal, siendo el resultado obtenido inferior a lo indicado en el etiquetado.

Los valores obtenidos tanto en pH como en carbono, son bastante próximos a los señalados por la casa.

Los valores de macroelementos asimilables, salvo el P, que fue extraído en agua y por tanto se encuentra en forma soluble, los demás elementos se extrajeron con acetato amónico y por tanto estarían adsorbidos al complejo de cambio en forma intercambiable, fácilmente disponibles para las plantas.

II.2.2.2. Diseño del ensayo: disposición de dosis de fertilizante.

La aplicación del abono se realizó a mano el 2 de abril, en un diseño de bloques al azar, con 4 tratamientos y 5 repeticiones (Figura 15).

D2	D0	D1	D3	Rep 5
D3	D0	D2	D1	Rep 4
D2	D3	D1	D0	Rep 3
D1	D2	D0	D3	Rep 2
D0	D1	D3	D2	Rep 1

Fuente: Elaboración propia.

Figura 15: Disposición de las dosis de fertilizante aplicado.

Las dosis aplicadas se corresponden con: D0= 0 U.F.; D1=50U.F.; D2= 100 U.F.y D3=150U.F., siendo U.F.= unidades fertilizantes nitrogenadas = kg/ha de N.

II.2.3. Escardas y riegos.

II.2.3.1. Escardas.

Para el control de las hierbas no deseables (Foto 5), entre las que destacaban juncia (*Cyperus rotundus*), tomatito (*Solanum nigrum*) y nabos forrajeros (*Brassica campestris*), se han realizado 3 pases de regabina (Foto 6) el 23 de mayo, el 20 de junio y el 23 de julio y 2 escardas manuales el 23 de junio y el 30 de julio con un total de 6 peonadas.



Foto 5: Hierbas no deseables.



Foto 6: Pase de regabina.

II.2.3.2. Riegos.

Durante el ciclo de cultivo se han realizado 3 riegos por aspersión. El primero fue para favorecer la nascencia del cultivo (Foto 7). Los otros dos fueron el 23 de julio y el 20 de agosto, también por aspersión y durante 12 horas cada riego (Foto 8). El girasol se regó a manta durante 12 horas.



Foto 7: Riego del algodón por aspersión en pre-emergencia.



Foto 8: Riego del algodón por aspersión.

II.2.3.3. Caracterización del agua de riego.

Los resultados del análisis de las formas inorgánicas nitrogenadas del agua de riego se presentan en la tabla 9.

Tabla 9: Contenido de nitratos y amonios en el agua de riego.

	Unidades	Contenido del agua
NO ₃ ⁻	mg/l	1,70
NH ₄ ⁺	mg/l	0,18

Fuente: Elaboración propia.

Los datos que se presentan en la tabla nos indican que el agua utilizada es considerada como apta para el riego según las Normas FAO (1987), al tener un contenido en nitratos inferior a 5 mg/l.

II.2.4. Colocación de tubos en el suelo.

El 20 de Mayo de 2008 se colocaron en la parcela del ensayo tubos de PVC de 30 cm de largo y 6 cm de diámetro, con el objetivo de aislar el suelo de las raíces del algodón y poder controlar el proceso de mineralización del fertilizante con las menores interferencias externas. Durante 1 mes, con periodicidad semanal, se eliminaron de forma manual todas las hierbas que nacían en el interior de los tubos.

Los tubos se colocaron una vez que las plántulas habían emergido en las líneas de cultivo de algodón para que no afectasen a las labores culturales. La operación se realizó con la ayuda de mazas y machotas de gran tamaño y estacas como apoyo para evitar la rotura de tubos. El estado de humedad del suelo en el momento y la textura del suelo de la parcela no facilitaron la operación.

Se colocaron 300 tubos, 15 en cada una de las 20 subparcelas, repartidos en 3 líneas de 5 tubos. El aspecto general de la parcela con los tubos colocados se presenta en la Foto 9, y el aspecto final de un tubo colocado en el suelo, en la Foto 10.



Foto 10: Tubo clavado en el suelo.

Foto 9: Disposición de tubos en las subparcelas.

II.2.5. Preparación de muestras.

La extracción de los tubos se hizo de forma mensual durante 5 meses consecutivos, sacando en cada ocasión 3 tubos de cada subparcela siguiendo el orden. Las fechas de extracción fueron: 18 de junio, 17 de julio, 19 de agosto, 19 de septiembre y 17 de octubre.

Para la extracción de los tubos se utilizaron palines y azadas (Foto 11), siendo un trabajo muy dificultoso. Los tubos con el suelo se colocaron en bolsas de plástico para ser transportados a los laboratorios de la EUITA.



Foto 11: Secuencia de extracción de tubos y traslado a la E.U.I.T.A.

Para preparar las muestras se extrajo el suelo del tubo, y se dejó en platos o bandejas varios días a temperatura ambiente para su secado, desmenuzándolo para facilitar la molienda posterior (Foto 12). Una vez seco se molieron con rodillos y morteros de cerámica, se pasaron por tamiz de 2mm y se almacenaron en vasos estériles de 100 ml., para evitar la contaminación (Foto 13).



Foto 12: Secado de bandejas de suelo.



Foto 13: Preparación de muestras de suelo.

II.3. Metodología de laboratorio.

II.3.1. Introducción.

Los métodos analíticos empleados son los mismos que en las campañas anteriores, para poder dar una continuidad a los datos obtenidos.

La secuencia de procedimientos realizada en todos los análisis fue:

- Extracción de sustratos (Foto 14):
- Preparación de muestras (Foto 15):
- Análisis de muestras (Foto 16):

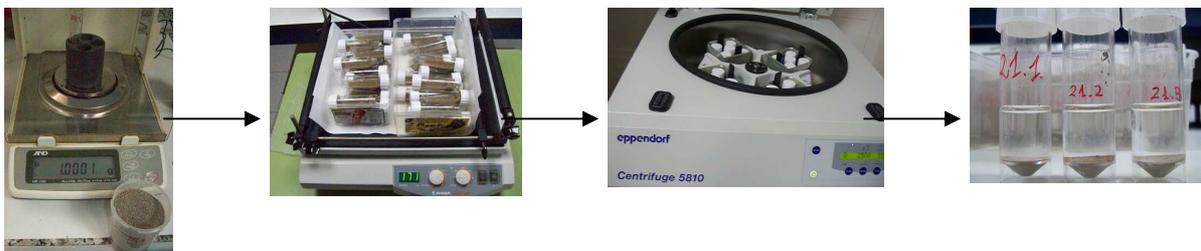


Foto 14: Extracción de sustratos.

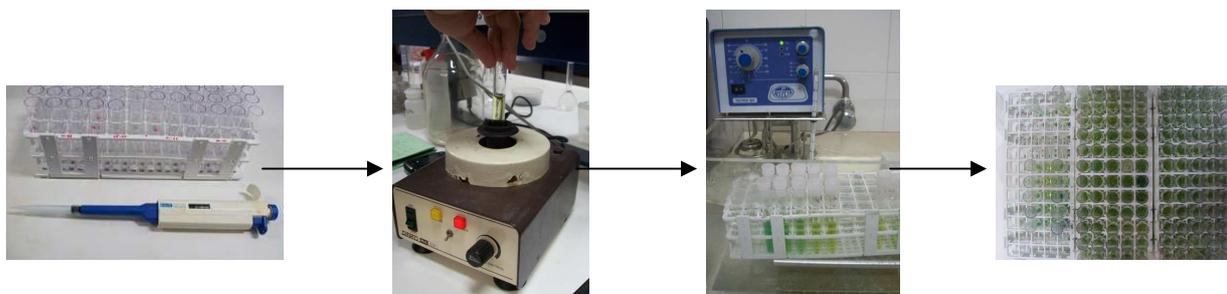


Foto 15: Preparación de muestras.



Foto 16: Análisis de muestras.

II.3.2. Análisis previos al ensayo.

II.3.2.1. Determinación analítica del fertilizante empleado.

Las determinaciones analíticas realizadas al fertilizante aplicado fueron:

1. Determinación de pH y conductividad eléctrica.

Ambos parámetros se determinaron en los extractos obtenidos en relación enmienda: agua 1:5 (v:v), tras agitación en un agitador de vaivén a 160 rpm durante 30 minutos a temperatura ambiente, y posterior filtración a gravedad. Se utilizó un pH-metro CRISON, Meter G_{LP12} y un conductivímetro Inolab, wtw Level 1.

2. Nitrógeno total y Carbono total.

El análisis de estos elementos se llevó a cabo por el método Dumas, usando un autoanalizador elemental CNS-2000 de LECO.

3. Determinación de cationes intercambiables.

La concentración de cationes de cambio en la enmienda se determinó por absorción (Ca y Mg) y emisión (K y Na) atómica en los extractos obtenidos en relación 1:5 (v/v) en acetato amónico 0,5 M de pH 4,65, de acuerdo con la Norma Australiana (Australian Standard AS 3743, 1993). El equipo utilizado fue un espectrofotómetro de absorción atómica UNICAM SOLAAR M-Series de la casa Thermo.

4. Determinación de micronutrientes asimilables.

La extracción simultánea de Fe, Mn, Cu y Zn asimilables en la muestra de enmienda se realizó con DTPA [ácido dietilentriamino pentaacético]- CaCl₂, en relación 1:5 (v/v), de acuerdo con la Norma Española UNE-EN 13651 (AENOR, 2002) Las suspensiones se

agitaron durante 2 horas a temperatura ambiente un agitador de vaivén, y posteriormente se filtraron a gravedad para obtener los extractos. Las concentraciones de estos elementos en dichos extractos se determinaron por espectrofotometría de absorción atómica.

5. Determinación de P asimilable en la enmienda.

El contenido de P en la enmienda se determinó según el método de Murphy y Riley (1962) en extractos de la enmienda realizados en agua en relación v:v 1:5, de forma similar a la que se indicará más abajo para suelos.

II.3.2.2. Análisis del suelo previo al ensayo de mineralización.

Todas las determinaciones químicas de los suelos que se indican a continuación se llevaron a cabo sobre las muestras de suelo secadas al aire, y cribadas por tamiz de luz 2 mm.

1. Determinación del pH y conductividad eléctrica en suelos.

El pH se determinó en el extracto 1:5 suelo:agua, utilizando un pH-metro CRISON, Meter G_{LP12}. La conductividad eléctrica (CE) se midió tanto en extractos 1:5 (p/v) suelo:agua como en el extracto de pasta saturada (Richards, 1973). El aparato utilizado fue un conductímetro Inolab, wtw Level 1.

2. Determinación de la materia orgánica oxidable y C orgánico en suelos.

Se empleó el método de oxidación parcial del suelo con K₂Cr₂O₇ 1N en medio ácido y posterior valoración del exceso de oxidante con una solución de sulfato ferroso 0.5 M (Walkley y Black, 1934).

3. Determinación de nitrógeno y carbono total en suelos.

Para el análisis de C y N totales en las muestras de suelos se siguió el método Dumas (Mizukami and Miyahara, 1962), basado en el análisis de los gases producidos por la combustión de la muestra a 1350 ° C con oxígeno puro. Para ello se utilizó un autoanalizador CNS-2000 de LECO, provisto de un detector de infrarrojo para la detección del CO₂, y de un detector de termoconductividad diferencial para la detección del N₂ tras la reducción de los distintos NO_x generados en la combustión. El gas portador y de referencia utilizado fue He.

4. Determinación de fósforo disponible en suelos.

El P disponible se extrajo con una disolución NaHCO₃ 0,5 M, pH 8,5 (Olsen *et al.*, 1954) en relación 1:20 (p/v). Después de 30 minutos de agitación se centrifugó a 2500 rpm durante 15 minutos. El contenido de fósforo en los extractos obtenidos se midió por el método colorimétrico propuesto por Murphy and Riley (1962): a 1 ml del extracto se añadió 0,25 ml de H₂SO₄ 2,5 N, 4 ml de agua destilada, y seguidamente 1 ml del reactivo mixto (H₂SO₄ 2,5N, 48 g/L de molibdato amónico, 2,908 g/L de antimonil tartrato potásico, 4,22 g/L de ácido ascórbico). En paralelo se realizaron ensayos en blanco, así como una curva de calibración. La reacción de color se dejó transcurrir a temperatura ambiente durante 10 minutos y seguidamente se midió la absorbancia a 882 nm.

5. Obtención del extracto de saturación para la determinación de fósforo disuelto y cationes solubles.

Se preparó una pasta saturada, para ello se pesaron 200g de suelo en una tarrina de plástico y se le fue añadiendo agua destilada, mezclándola con el suelo hasta que se alcanzó el punto de saturación, de la forma descrita por Richards (1973). La pasta obtenida se dejó reposar durante 24 horas, y posteriormente se filtró a vacío, obteniéndose el extracto sobre el que se hicieron las determinaciones de fósforo disuelto y cationes solubles, según se indica a continuación.

6. Determinación de fósforo disuelto.

El P disuelto se determinó directamente en el extracto de saturación según el método de Murphy and Riley (1962).

7. Determinación de cationes solubles.

Las concentraciones de cationes mayoritarios (Na, K, Mg, Ca) se determinaron en los extractos de saturación (filtrados a través de filtros de nitrato de celulosa de diámetro de poro 0,22 μm) mediante espectrofotometría de absorción y emisión atómica, usando un equipo UNICAM SOLAAR M-Series de la casa Thermo. El Na y K se determinaron por emisión, mientras que el Ca y el Mg se midieron por absorción. Cuando fue necesario, los extractos fueron convenientemente diluidos para poder ajustar las señales de emisión y absorción a los rangos de calibración. Para minimizar interferencias se añadió a las muestras LaCl_3 a una concentración final de 0.1% (v/v).

8. Determinación de cationes de cambio.

Los cationes intercambiables se determinaron en extractos de suelo obtenidos en relación 1:5 (p/v) en acetato amónico 1 N pH 7. Las suspensiones se agitaron durante 2 horas a temperatura ambiente en un agitador de vaivén, y seguidamente se centrifugaron a 2.500 rpm durante 15 minutos. Las concentraciones de Ca, Mg, Na y K de cambio se midieron por absorción y emisión atómica, diluyendo convenientemente los extractos cuando fue necesario para ajustar las señales de absorción dentro del rango de calibración.

9. Determinación de Fe, Mn, Cu y Zn asimilables.

La extracción simultánea de Fe, Mn, Cu y Zn disponibles se realizó con DTPA [ácido dietilentriamino pentaacético] tamponado a pH 7.3 con trietanolamina de acuerdo con Lindsay y Norwell (1978), en relación 1:4 (p/v). Las suspensiones se agitaron durante 2 horas a temperatura ambiente, y posteriormente se centrifugaron a 2.500 rpm durante 15 minutos. Las concentraciones de estos elementos en los extractos así obtenidos se determinaron por espectrofotometría de absorción atómica.

II.3.3. Determinación de amonio en suelo.

Para la extracción de amonios se pesó 1 g. de muestra y se le añadieron 10 ml. de KCl 2M. Las muestras se agitaron durante 30 minutos a 170 rpm, y se centrifugaron 15 minutos a 2500 rpm. Una vez preparados los extractos, el amonio se determinó siguiendo el método de Mulvaney (1996). Se tomaron 0,3 ml. de extracto, se añadieron 3,65ml de agua destilada, 0,75 ml de solución tampón alcalino de pH 13 (0,5 M NaOH 0,25 M Na₂HPO₄, 0,35% (v/v) NaClO), 0,5 ml de EDTA 6% (p/v), y 1 ml de reactivo de Nitroprusiato-salicilato (4,2 mM nitroprusiato sódico, 0,5 M salicilato sódico). Los ensayos se voltearon y se incubaron 45 minutos a 37°C. para favorecer el desarrollo de color, y posteriormente se midió la absorbancia a 667 nm. En paralelo a las muestras se realizaron ensayos de blancos, y ensayos para la obtención de la curva de calibración, con concentraciones conocidas de NH₄⁺. Para ésta y otras colorimetrías se utilizó un espectrofotómetro UNICAM UV2, de Thermo.

II.3.4. Determinación de nitrato en suelo.

Para la extracción de nitratos se pesó 1g de suelo y se le añadieron 0,5 ml de agua destilada, se agitaron 30 minutos a 170 rpm, y se centrifugaron 15 minutos a 2500 rpm. Una vez preparados los extractos, el nitrato se determinó según el método de Cataldo *et al.* (1975), con leves modificaciones (Pajuelo *et al.* 2002), basado en la nitración del ácido salicílico en medio ácido. Se tomaron 50 µl del extracto, a los que se añadieron 200 ml de ácido salicílico 5% (p/v) en H₂SO₄ 96% (p/p). Esta mezcla se dejó reposar 20 minutos a temperatura ambiente para favorecer la reacción y posteriormente se añadieron 3,5 ml de agua destilada, y 1,9 ml de NaOH 5N y se leyó la absorbancia a 405 nm. En las mismas condiciones se realizó una curva de calibración de cantidades conocidas de NO₃⁻.

II.3.5. Determinación de nitrógeno total en suelo.

El nitrógeno total se determinó según el método Dumas (Mizukami and Miyahara, 1962), basado en el análisis de los gases producidos por la combustión de la muestra a 1350 °C con oxígeno puro. Para ello se utilizó un autoanalizador CNS-2000 de LECO, provisto de detectores de infrarrojo para la detección del CO₂ y SO₂, y de un detector de termoconductividad diferencial para la detección del N₂ tras la reducción de los distintos NO_x generados en la combustión. El gas portador y de referencia utilizado fue He.

II.3.6. Determinación de fósforo asimilable en suelo.

Para la extracción del fósforo se pesó 1g de muestra y se le añadieron 20 ml de NaHCO₃ 0,5 M, pH 8,5 (Olsen *et al.*, 1954) en relación 1:20 (p/v). Se agitaron 30 minutos y se centrifugaron 15 minutos a 2500 rpm. El contenido de fósforo en los extractos obtenidos se midió por el método colorimétrico propuesto por Murphy and Riley (1962): a 1 ml del extracto se añadió 0,25 ml de H₂SO₄ 2,5 N, 4 ml de agua destilada y seguidamente 1 ml del reactivo mixto (H₂SO₄ 2,5N, 48 g/L de molibdato amónico, 2,908 g/L de antimonil tartrato potásico, 4,22 g/L de ácido ascórbico). En paralelo se realizaron ensayos en blanco, así como una curva de calibración. La reacción de color se dejó transcurrir a temperatura ambiente durante 10 minutos y seguidamente se midió la absorbancia a 882 nm.

II.3.7. Determinación de potasio en suelo.

Para la extracción del potasio se pesaron 2g de muestra y se le añadieron 10 ml acetato amónico 1M, pH 7. Se agitaron 2 horas y se centrifugaron 15 minutos a 2500 rpm. El potasio extraído se determinó por absorción atómica, usando un equipo de Thermo.

II.4. Análisis estadístico de los datos.

Los procedimientos estadísticos se realizaron utilizando los paquetes STATGRAPHICS y STATISTICA.

Statistical Graphics Corp. 1994-2000. STATGRAPHICS Plus para Windows 5.1.

StatSoft, Inc. 2001. STATISTICA (Data Analysis Software System), Version 6.

II.4.1. Detección de valores anómalos (*outliers*).

Los métodos de detección de *outliers* sirven para eliminar observaciones erróneas del investigador, errores de medida en los aparatos o mezclas de muestras, que dan lugar a valores que presentan un comportamiento muy diferente al resto.

Se utilizó con el objetivo de depurar los datos en la medida de lo posible, ya que había un gran número de análisis realizados y varias fases en el manejo que podían dar lugar a este tipo de errores.

En este trabajo se ha aplicado el método de recorte (*trimming*), un procedimiento adecuado en el caso de valores que no poseen una distribución normal. Mediante el procedimiento de *trimming* se calculan los percentiles 0,05 y 0,95 (valores extremos y anormalmente altos y bajos de cada grupo de datos). Las observaciones que quedan fuera de este rango se consideran *outliers* y son sustituidas por los valores de confianza correspondientes a dichos percentiles.

Se ha corregido aproximadamente un 5 % de observaciones.

II.4.2. Análisis de varianza.

Una vez obtenidos los datos se comprobó su normalidad y homocedasticidad mediante los tests de Shapiro-Wilk (Shapiro *et al.*, 1968) y Brown-Forsyth (Brown and Forsyth, 1974), respectivamente.

Ya que la mayoría de las variables no satisfacían estos requerimientos, se utilizaron tests alternativos no paramétricos como el ANOVA de Kruskal-Wallis (Kruskall and Wallis, 1952), que permite comprobar si la mediana de dos muestras diferentes son iguales o no. En el caso de muestras con un número elevado de observaciones (más de 5 observaciones por muestra o más de tres muestras), el estadístico del test tiende hacia una distribución de tipo χ^2 . Cuando la hipótesis nula del ANOVA de Kruskal-Wallis fue rechazada ($p < 0.05$, mas del 95% de confianza), se realizaron comparaciones *pos-hoc* (test de Bonferroni; Abdi, 2007) para investigar las diferencias significativas entre medias.

El test de Bonferroni constituye un método útil para determinar diferencias estadísticamente significativas entre medias cuando el número de comparaciones es bajo. El software empleado posee una corrección que permite utilizar el test de Bonferroni para muestras con una distribución no normal.

El test agrupa los muestreos según su media y su varianza, y se nominan con unas letras que aparecen en los gráficos junto a la media de cada valor (a, b, c,...). Cuando dos grupos tienen la misma letra dentro de su nomenclatura, no podemos decir que haya diferencias entre ellos.

-No hay diferencia significativa entre dos grupos con la misma letra: “a” y “a”.

-No hay diferencia significativa entre un grupo “a” y un “ab”. Tampoco habrá entre el “ab” y un “b”. Sin embargo, sí hay diferencia significativa entre “a” y “b”.

-Cuando no aparecen nomenclaturas de grupos en el gráfico, es que no se ha realizado el test de Bonferroni, ya que según el test de Kruskal-Wallis, p no era significativo.

-En algunos casos, según el test de Kruskal-Wallis, p era significativo, pero el análisis de Bonferroni no mostró diferencias, por lo que se optó por establecer el nivel de confianza por encima del 95 %, con valores menores de p.

Todos los análisis se realizaron utilizando el paquete estadístico Statistica 6.0 (Statsoft, 1984-2001).

III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN



III.1. Contenido inicial de Nitrógeno en el suelo.

Para ver la variabilidad del nitrógeno en suelo en sus diferentes formas, previamente a la fertilización, se tomaron 10 muestras de suelo (0-30 cm) distribuidas al azar en el área experimental.

La tabla 10 muestra los estadísticos descriptivos de N total, NO_3^- y NH_4^+ obtenidos en el análisis de las muestras.

Tabla 10: Estadísticos descriptivos de los contenidos de N total, NO_3^- y NH_4^+ de 10 muestras de suelo (0-30 cm).

	NH_4^+ (mg/kg)	NO_3^- (mg/kg)	N total (%)
Media	9,16	170,18	0,20
Desviación típica	3,56	24,34	0,28
Coefficiente de variación	38,78	14,30	140,88
Mínimo	4,51	131,21	0,09
Máximo	16,14	197,21	1,00

El nitrógeno total medido en el suelo de la parcela presentó valores bajos para suelos cultivados, con una media del 0,20%, siendo el rango normal para la capa arable entre el 0,20% y el 0,70%.

Los contenidos de nitrógeno total con un valor máximo del 1% de suelo y un mínimo de 0,09% de suelo, muestran un alto coeficiente de variación (140,88%). El 75% de los valores se encuentran por debajo de la media, lo que indica la existencia de valores anómalos muy elevados. Esto puede ser debido a la falta de uniformidad en el entierro del nabo forrajero que se utilizó como cultivo de cobertera.

El contenido en NO_3^- presentó una media de 170,18 ppm de NO_3^- . Aunque más del 70% de los datos se encuentran por debajo de la media, las cantidades obtenidas superan ampliamente el mínimo recomendado, establecido en un intervalo de 19-26 ppm de NO_3^- .

para un ensayo de maíz en los Estados Unidos a 30 cm de profundidad (Meisenger *et al.*, 1992)

Para conocer la distribución de nitrógeno según la profundidad del suelo, se tomaron muestras a 30, 60 y 90 cm. de la superficie, determinándose los contenidos de N total, nitrato y amonio (Tabla 11).

Tabla 11: Distribución del contenido en profundidad en la parcela de ensayo (media \pm desviación estándar).

Profundidad (cm)	Nº Muestras	N total (%)	NH ₄ ⁺ (mg/kg)	NO ₃ ⁻ (mg/kg)
30	10	0,20 \pm 0,28	9,16 \pm 3,37	170,00 \pm 23,10
60	5	0,14 \pm 0,03	9,99 \pm 2,99	97,42 \pm 46,16
90	1	0,06	10,86	88,78

Fuente: Elaboración propia.

El nitrógeno orgánico, que constituye la mayor parte del nitrógeno total, está ligado a los compuestos orgánicos y, por tanto, se halla concentrado en la zona de influencia de las raíces y con una distribución limitada en profundidad, posiblemente, por causa del manejo del suelo, ya que es en esta zona donde tendremos la materia orgánica incorporada con el nabo forrajero. Además, un elevado contenido en arcilla en el suelo condiciona la estructura y la microestructura, de modo que puede afectar a la accesibilidad de la materia orgánica por parte de los microorganismos (Adu & Oades, 1978).

El amonio presenta una escasa variabilidad en el perfil, lo que puede ser explicado, en parte, por su corto período de residencia en el suelo y porque es fácilmente retenido por el complejo de cambio de las arcillas.

El nitrato está presente en todo el perfil debido a su alta solubilidad, teniendo valores más elevados en los 30 cm superficiales.

III.2. Análisis de la normalidad de los datos.

Las siguientes tablas muestran los valores obtenidos en el test de Shapiro-Wilk para el amonio y nitrato (Tabla 12), nitrógeno orgánico, fósforo, potasio y carbono orgánico (Tabla 13), según las distintas dosis para los cinco muestreos realizados.

Tabla 12: Valores del test de Shapiro-Wilk para la distribución de amonio y nitrato en el suelo en cada muestreo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).

Dosis	Muestreo	Amonio	Nitrato
D0	1	0,28413	0,94801*
	2	0,91464*	0,89453
	3	0,83499	0,76796
	4	0,62922	0,85015
	5	-	0,74183
D1	1	0,52560	0,89977*
	2	0,93968*	0,89681*
	3	0,84008	0,91282*
	4	0,50313	0,78749
	5	-	0,82740
D2	1	0,51796	0,81097
	2	0,67952	0,64775
	3	0,79381	0,81619
	4	0,45103	0,64350
	5	-	0,75971
D3	1	0,47716	0,90550*
	2	0,80691	0,89937*
	3	0,94033*	0,71482
	4	0,41281	0,92184*
	5	-	0,75751

(*) Distribución normal (W, $p > 0,05$).

Tabla 13: Valores del test de Shapiro-Wilk para la distribución de nitrógeno orgánico, fósforo, potasio y carbono orgánico en el suelo en cada muestreo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).

Dosis	Muestreo	Nitrógeno orgánico	Fósforo	Potasio	Carbono orgánico
D0	1	0,86321	0,93703*	0,94444*	0,94577*
	3	0,92108*	0,71452	0,89374*	0,96868*
	5	0,97128*	0,95425*	0,93827*	0,81982
D1	1	0,89811*	0,88940*	0,89529*	0,95151*
	3	0,89931*	0,77415	0,93462*	0,94404*
	5	0,92634*	0,96471*	0,95583*	0,82198
D2	1	0,92887*	0,88837*	0,95999*	0,87050*
	3	0,94158*	0,56179	0,92576*	0,87743
	5	0,93329*	0,95394*	0,89566*	0,87295
D3	1	0,94158*	0,82812	0,93597*	0,96691*
	3	0,93329*	0,50563	0,91426*	0,93005*
	5	0,90826*	0,93002*	0,82044	0,80426

(*) Distribución normal (W, $p > 0,05$).

III.3. Análisis de la mineralización del fertilizante.

III.3.1. Mineralización de amonio.

La tabla 14, muestra la distribución temporal de amonio para las distintas dosis empleadas en el experimento.

Tabla 14: Promedio de amonio en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 8, 13, 17 y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal-Wallis (K-W, p). N = 15 para todos los casos.

Dosis	Semana	Promedio (mg/kg)	Desviación estándar	K-W, p
D0	4	0,378	1,464	0,0000
	8	4,621	1,855	
	13	8,784	6,496	
	17	1,364	2,536	
	22	0,000	0,000	
D1	4	3,594	7,379	0,0000
	8	2,263	1,441	
	13	14,447	7,072	
	17	0,371	0,873	
	22	0,000	0,000	
D2	4	0,850	1,951	0,0000
	8	6,553	6,480	
	13	8,538	5,809	
	17	2,146	5,629	
	22	0,000	0,000	
D3	4	2,729	6,668	0,0000
	8	3,887	4,025	
	13	9,067	4,082	
	17	0,255	0,672	
	22	0,000	0,000	

Los valores de amonio para junio, semana 4, están influenciados por el amonio residual, ya que la mineralización apenas se ha iniciado.

En los meses julio y agosto se realizaron riegos. Al aumentar el contenido de agua en suelo, el proceso de amonificación puede acelerarse, lo que lleva a un incremento de los niveles de NH_4^+ en el suelo de manera transitoria hacia la semana 13. Como consecuencia, posteriormente pueden apreciarse pérdidas de nitrógeno por volatilización y lavado de NH_4^+ . Debido a la textura arcillosa del suelo, suponemos que estas pérdidas se produjeron mayoritariamente por volatilización. Se pueden considerar otras vías de pérdida del nitrógeno amoniacal, como la absorción por la planta y por los microorganismos del suelo, y la adsorción por el complejo de cambio.

Por otra parte, el amonio residual puede volver a transformarse en nitrato una vez que desaparecen las condiciones reductoras en el suelo (Fernández & Leiva, 2003).

Parte del nitrógeno contenido inicialmente en cada dosis de fertilizante aplicada al suelo, puede ser transformada rápidamente en NH_4^+ por la acción de determinados microorganismos del suelo. Este proceso puede verse favorecido bajo determinadas condiciones de humedad o baja aireación del suelo, en las que el amonio generado por la degradación microbiana de residuos orgánicos puede alcanzar niveles muy altos.

El amonio tiene un bajo período de residencia en el suelo, ya que puede perderse mediante evaporación o lavado, debido a su alta solubilidad. Además, el amonio constituye una forma de nitrógeno que se absorbe de manera preferente por el tejido radicular.

El contenido de NH_4^+ en el suelo (Figura 16) no mostró diferencias significativas entre las diferentes dosis durante el primer mes desde la aplicación, pero sí se encontró un comportamiento irregular durante los distintos meses del tratamiento.

Durante el primer mes, el amonio liberado por la mineralización del fertilizante varió en un rango pequeño, entre los 0,37 mg/kg de la D0 y los 3,59 mg/kg de la D1, sin mostrar diferencias entre los distintos tratamientos.

En julio, el segundo mes, el amonio del suelo se elevó significativamente para las dosis 0 y 2, manteniéndose al mismo nivel las dosis 1 y 3. Durante el mes de agosto, semana 13, se alcanzó el valor más alto para todas las dosis.

Según Eyhorn *et al.* (2005) dos tercios de la demanda de nutrientes por el cultivo de algodón se produce los dos primeros meses de crecimiento del cultivo, coincidiendo con la mayor demanda entre la primera floración y la formación de capsulas. Después de esto aunque el cultivo sigue requiriendo nutrientes, va en disminución, hasta un mes antes de la cosecha, que vuelve a producirse una pequeña subida en la demanda.

El pico en la semana 13, podría deberse a un descenso en la absorción el cultivo, más que por un aumento en la mineralización el fertilizante.

En septiembre se produce un descenso en el contenido de amonio, para todos los tratamientos, manteniéndose estos valores sin diferencias significativas hasta el final del ensayo.

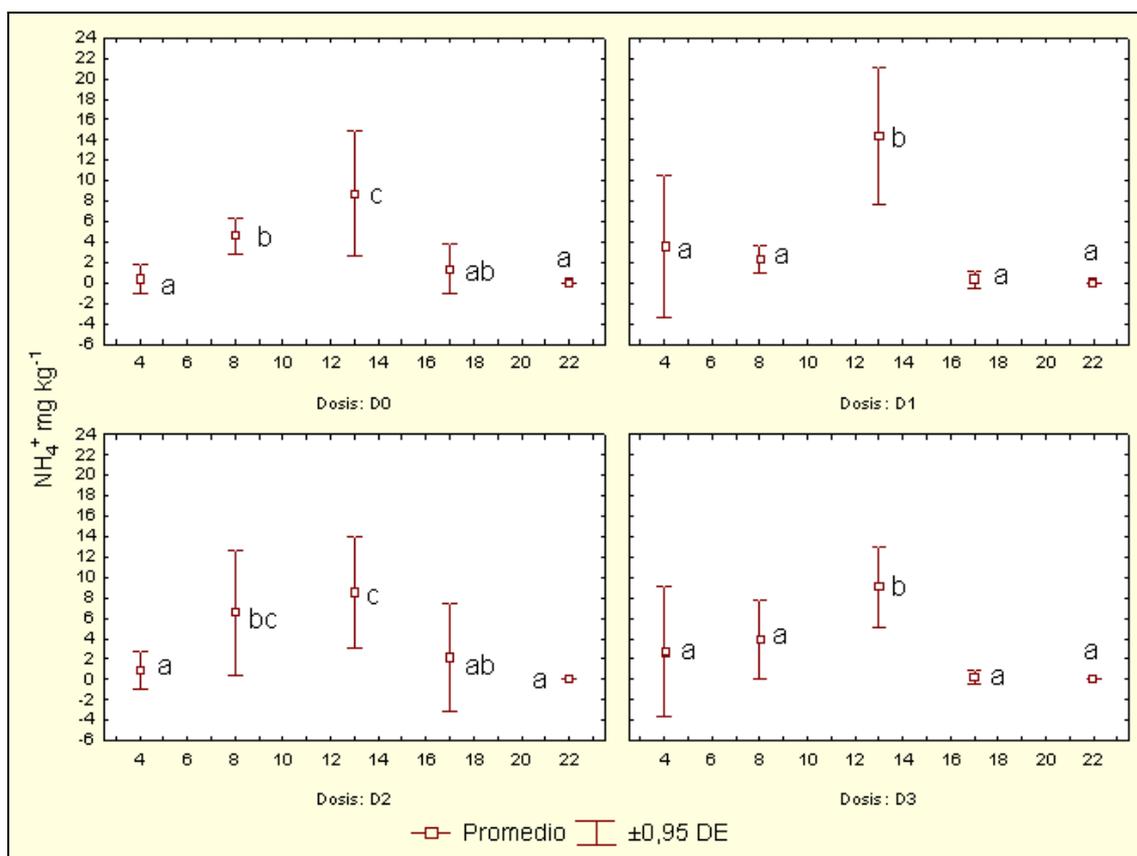


Figura 16: Distribución de amonio en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3). Las letras (a, b, c,...) indican diferencias estadísticamente significativas según el test pos-hoc para cada dosis.

Parece que hay mineralización de la enmienda orgánica aplicada al suelo, que se acentúa en la semana 13 desde su aplicación, en la que se observa un incremento significativo de amonio para todas las dosis, salvo para la dosis D2. Es curioso observar este mismo comportamiento incluso en las parcelas de control, en las que no ha habido aplicación de la enmienda (dosis 0). Estos resultados podrían apuntar a la mineralización de N residual en el suelo procedente de la campaña anterior.

A partir de la semana 13, el descenso en todos los casos de amonio en el suelo podría ser el resultado de varios procesos: su pérdida por volatilización, o nitrificación al final del ensayo, como después se verá, pues el descenso de amonio coincide con un aumento de nitrato (semana 22) para algunas de las dosis.

La figura 17 muestra el promedio y la desviación estándar de la distribución de amonio en el suelo según la dosis de fertilizante empleada.

Según el test de Kruskal-Wallis no hay diferencias significativas entre las distintas dosis para los contenidos de NH_4^+ .

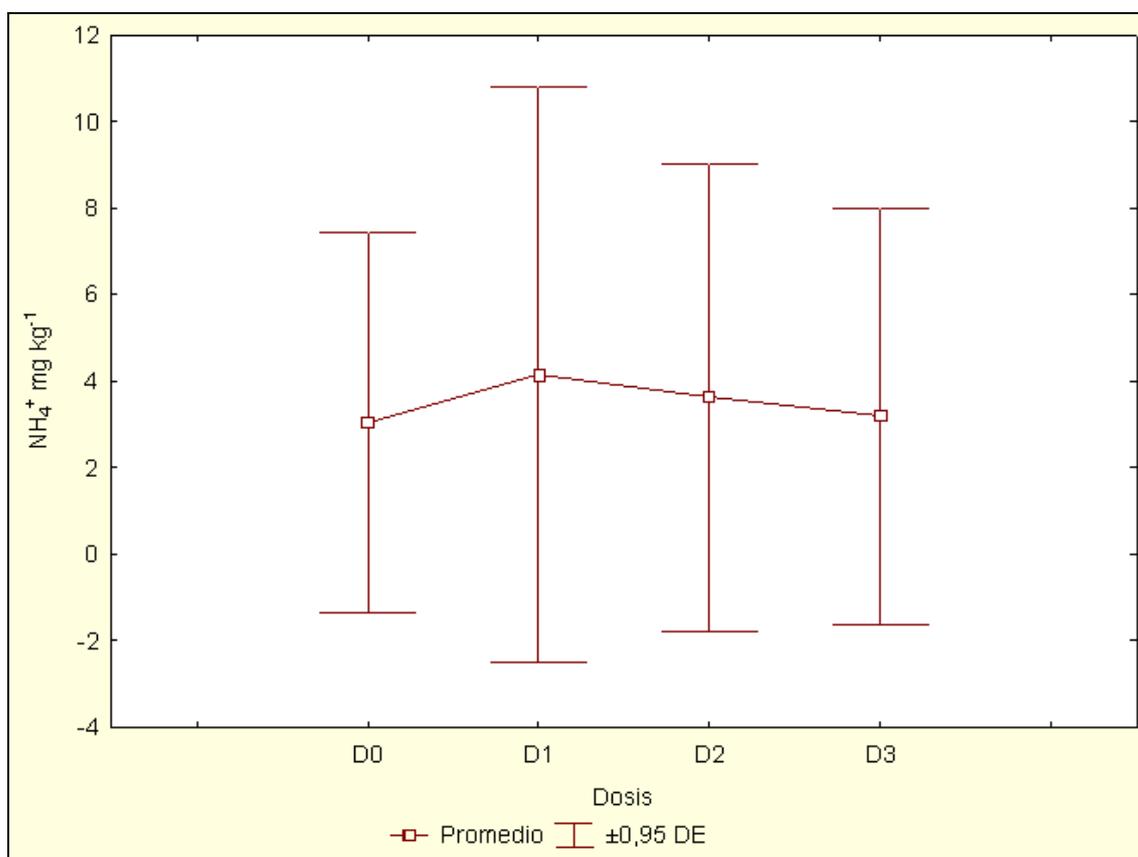


Figura 17: Promedio y desviación estándar (DE) del contenido de amonio en el suelo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).

III.3.2.Mineralización de nitrato.

La tabla 15 muestra los valores de NO_3^- y los resultados del test de Kruskal-Wallis según la dosis de fertilizante empleada a lo largo del ensayo. El valor de NO_3^- en el suelo al inicio del ensayo osciló entre los 167,80 mg/kg de la D3 y los 250,13 mg/kg de la D2, con una desviación estándar de 78.171 y 137.617 respectivamente.

Tabla 15: Promedio de nitrato en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 8, 13, 17 y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal-Wallis (K-W, p). N= 15 para todos los casos.

Dosis	Semana	Promedio (mg/kg)	Desviación estándar	K-W, p
D0	4	185,3	58,5	0,0000
	8	236,6	148,9	
	13	125,7	46,7	
	17	87,0	40,6	
	22	274,1	159,6	
D1	4	205,1	114,7	0,0000
	8	217,1	63,7	
	13	168,8	54,4	
	17	80,9	41,3	
	22	254,9	130,1	
D2	4	250,1	137,6	0,0000
	8	166,1	109,2	
	13	198,0	123,1	
	17	83,7	54,9	
	22	220,2	133,5	
D3	4	167,8	78,2	0,0000
	8	225,3	108,1	
	13	151,0	82,4	
	17	80,9	26,4	
	22	345,4	180,8	

Según los resultados del análisis de Kruskal-Wallis, una mayor dosis de fertilizante parece no corresponder a un mayor contenido en NO_3^- en el suelo. Esto puede ser debido al NO_3^- residual.

El contenido de nitrato en el suelo mostró un comportamiento muy diferente del amonio. En general, los valores fueron muy superiores y la tendencia respecto a los meses de tratamiento fue descendente, con valores máximos para el último mes, siendo estos superiores a los valores iniciales, excepto para la D2.

La desnitrificación es un proceso que se produce preferentemente en suelos arcillosos, mal aireados y húmedos, con un cierto número de microorganismos que son capaces de utilizar en anaerobiosis el oxígeno de los nitratos para realizar sus propias oxidaciones (Knowles, 1982). Según Meijide *et al.* (2007), tras la aplicación de purines de cerdo, la mayor velocidad de desnitrificación fue medida 14 días después del inicio de los riegos, cuando el volumen de poros saturados era del 78%.

Las pérdidas de nitrógeno por desnitrificación constituyen la mayor vía de pérdida de nitrógeno en los agroecosistemas de todo el mundo (Barton *et al.*, 1999), y pueden alcanzar (y superar en algunos casos) el 10% del nitrógeno incorporado como fertilizante en los suelos agrícolas (von Rheinbaben, 1990). La intensidad de los procesos de desnitrificación podría explicar la falta de diferencias estadísticas entre los valores de nitrato en el suelo entre dosis.

La pérdida de nitrógeno por lavado y la contaminación de los acuíferos comienzan desde el momento de la aplicación del fertilizante. Muchos factores no controlables, como la precipitación o la mineralización de la materia orgánica, tienen importantes efectos sobre las pérdidas por drenaje y la concentración de nitratos en el agua de lavado, aunque el tipo de cultivo o el manejo de los nutrientes permiten tener un cierto control sobre las pérdidas de nitrógeno (Gyles *et al.*, 2001).

El contenido de nitrato en suelo durante el primer mes de ensayo no mostró diferencias significativas entre las distintas dosis, esto puede ser debido a que el proceso de nitrificación se esta produciendo a una velocidad baja.

Tras los riegos de los meses de julio y agosto, y la consiguiente saturación del suelo arcilloso de la parcela, las condiciones favorecerán el aumento en la velocidad de desnitrificación, por lo que los valores de NO_3^- deben disminuir. Otra vía de salida de nitrato del suelo se debe a la absorción de la planta.

Según la Figura 18 no hay diferencias significativas durante el ensayo, esto se debe a que el aumento que debería producirse al liberarse el NO_3^- , coincide con el periodo de condiciones edáficas favorables para la desnitrificación, suelo saturado y temperaturas entre 20°C y 25°C , y de máximas necesidades del cultivo, por lo que se ve neutralizado manteniéndose estable la concentración en suelo.

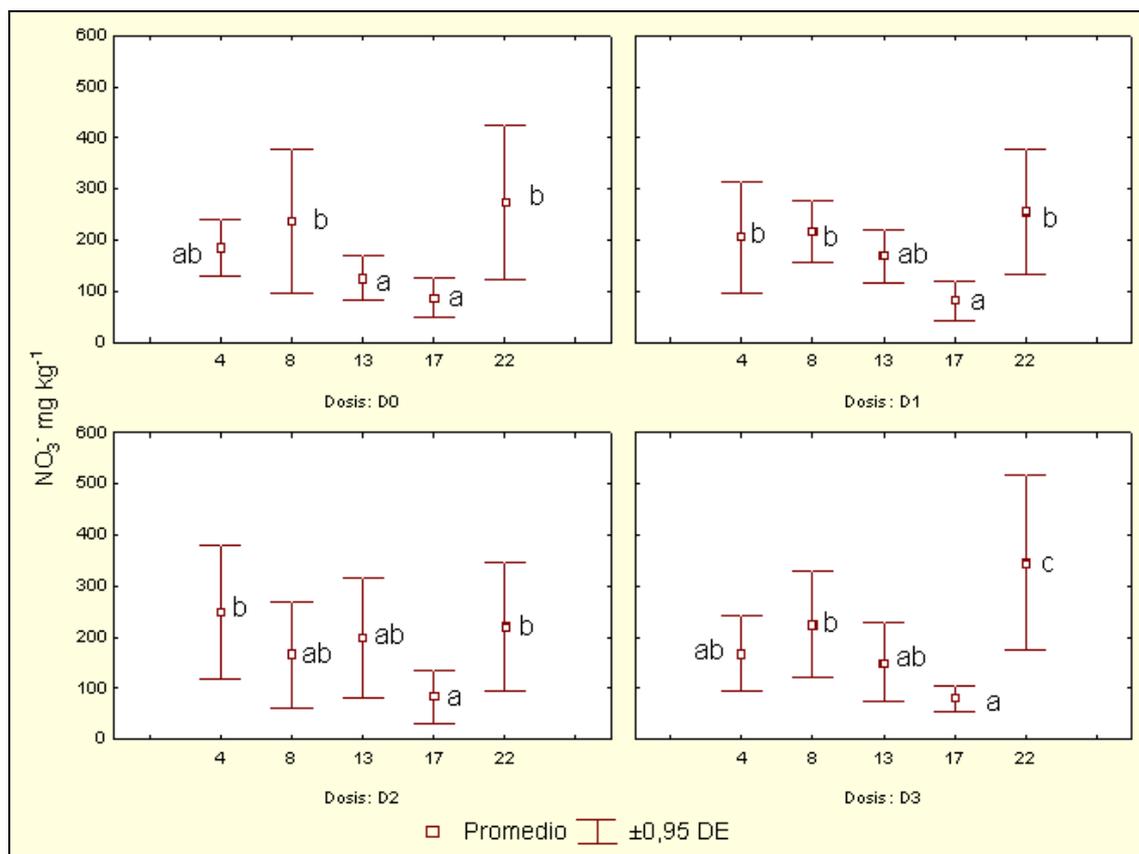


Figura 18: Distribución de nitrato en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3). Las letras (a, b, c,...) indican diferencias estadísticamente significativas según el test pos-hoc para cada dosis.

El alto contenido inicial de nitrato en el suelo podría impedir ver el efecto de la dosis aplicada. Las leves variaciones, en cualquier caso no significativas, del contenido de nitrato a lo largo del ensayo podría deberse a diversos factores que actúan en diferentes sentidos: extracción por el propio cultivo, pérdida por lavado, también algo de desnitrificación en algún momento en que se hayan podido dar en el suelo las condiciones para que ésta se dé (encharcamiento y anaerobiosis).

En el último mes de ensayo, el mes de octubre, cuando las necesidades del cultivo disminuyen, se produce un aumento en el contenido de nitrato en el suelo, para todas las dosis ya que el proceso de nitrificación, supera las necesidades de cultivo y la desnitrificación, siendo más notable para la D3.

La aplicación de la dosis D3 de fertilizante puede ocasionar un exceso de NO_3^- no aprovechable por el cultivo, mientras que la aplicación de la dosis D2 podría aportar una cantidad de NO_3^- suficientemente alta sin exceso de coste.

La figura 19 muestra el promedio y la desviación estándar de la distribución de nitrato en el suelo según la dosis de fertilizante empleada.

No se han observado diferencias significativas en el contenido medio de nitrato después de la aplicación de las diferentes dosis.

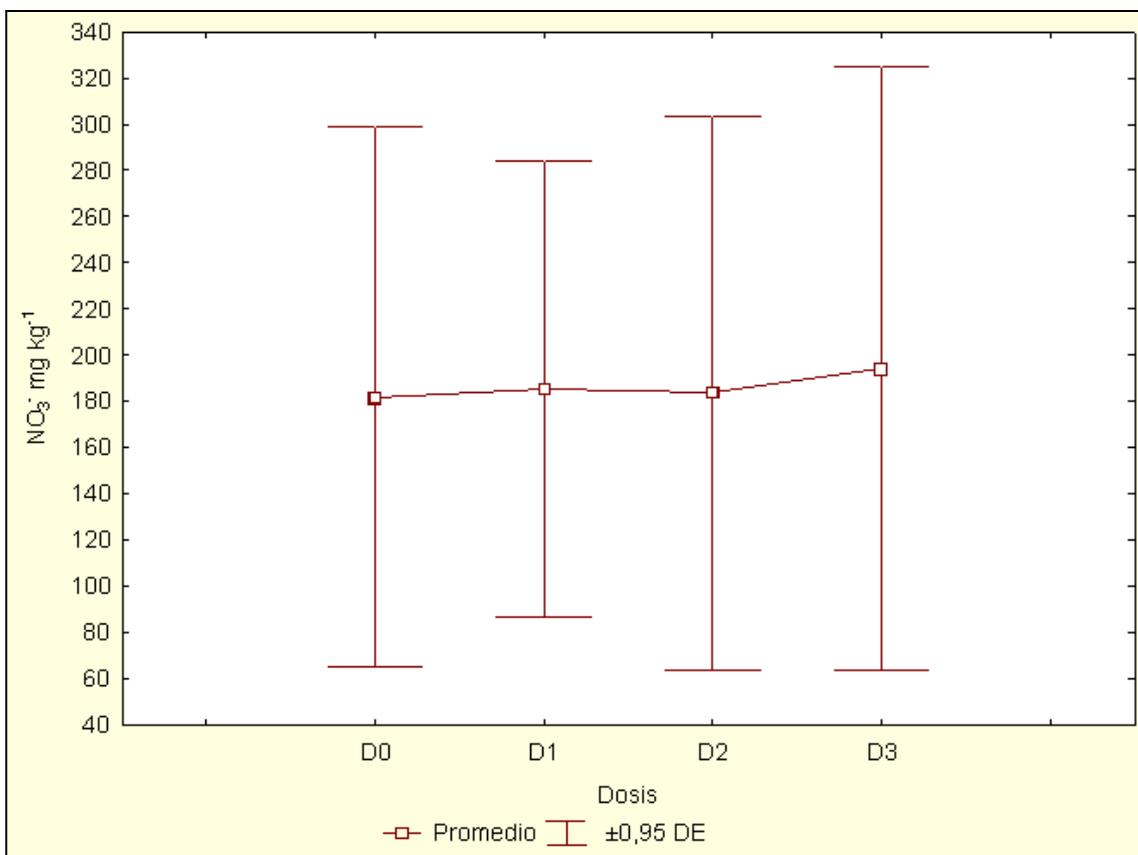


Figura 19: Promedio y desviación estándar (DE) del contenido de nitrato en el suelo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).

III.3.3. Mineralización de nitrógeno orgánico.

La tabla 16 muestra el promedio de nitrógeno orgánico durante el ensayo para las distintas dosis. No hay variaciones significativas, rondando todos los valores el 0,100%, variando para el primer mes entre el 0,100% de la D0 y el 0,104% la D2, con unas desviaciones estándar de 0,016 y 0,015 respectivamente.

Tabla 16: Promedio de nitrógeno orgánico en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 13, y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal-Wallis (K-W, p). N= 15 para todos los casos.

Dosis	Semana	N %	Desviación estándar	K-W, p
D0	4	0,100	0,016	0,0004
	13	0,102	0,009	
	22	0,108	0,008	
D1	4	0,103	0,012	0,1035
	13	0,097	0,009	
	22	0,102	0,012	
D2	4	0,104	0,015	0,6557
	13	0,098	0,013	
	22	0,106	0,008	
D3	4	0,102	0,015	0,0012
	13	0,098	0,007	
	22	0,106	0,009	

La figura 20 muestra la distribución de nitrógeno orgánico en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada.

No se aprecian diferencias significativas entre los valores obtenidos en cada uno de los ensayos.

Esto puede ser debido a un rápido proceso de mineralización, por lo que la fracción de nitrógeno orgánico estaría en suelo un corto periodo de tiempo tras su incorporación.

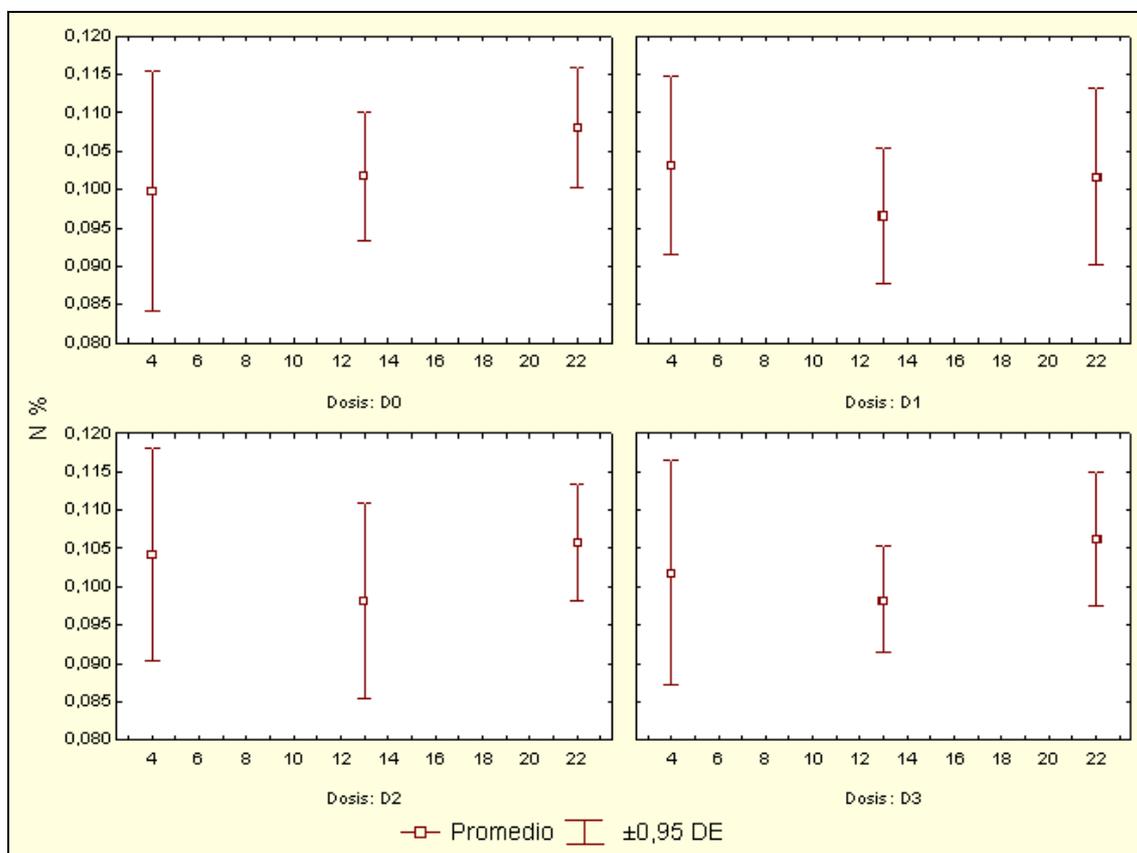


Figura 20: Distribución de nitrógeno orgánico en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).

En la figura 21 se observan el promedio del contenido de nitrógeno en el suelo según la dosis empleada

Esta homogeneidad de valores entre dosis contrasta con la diferencia de materia orgánica incorporada en los distintos tratamientos, ya que no se observan diferencias significativas entre las dosis con menores y mayores aportes de fertilizante. Esto puede ser debido al nitrógeno acumulado en el suelo de las campañas anteriores.

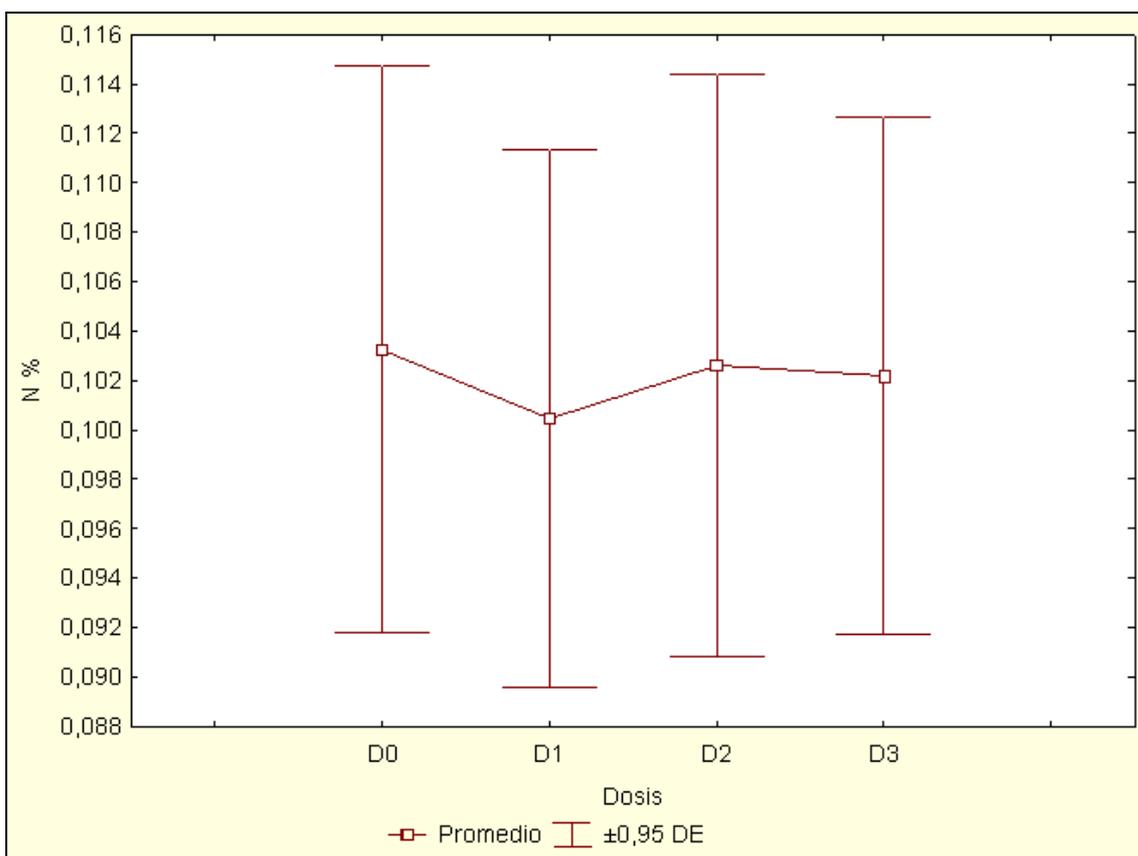


Figura 21: Promedio y desviación estándar (DE) del contenido de nitrógeno orgánico en el suelo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).

III.3.4. Carbono orgánico y relación C/N.

La tabla 17 presenta los porcentajes de C orgánico para todas las dosis a lo largo del ensayo.

Durante el primer mes el intervalo está entre el 3,779% de la D0 y el 3,825 de la D2, con una desviación estándar de 0,070 y 0,158 respectivamente.

Tabla 17: Promedio de carbono orgánico en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 13, y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal-Wallis (K-W, p). N = 15 para todos los casos.

Dosis	Semana	Promedio (%)	Desviación estándar	K-W, p
D0	4	3,78	0,07	0,0415
	13	3,81	0,10	
	22	3,74	0,10	
D1	4	3,78	0,10	0,0394
	13	3,78	0,04	
	22	3,70	0,13	
D2	4	3,83	0,16	0,0024
	13	3,79	0,10	
	22	3,67	0,08	
D3	4	3,82	0,09	0,2068
	13	3,80	0,10	
	22	3,73	0,17	

La Figura 22 muestra que para las dosis D0, D1 y D3, no se encuentran diferencias significativas a lo largo del ensayo en cuanto al contenido de C orgánico.

Para la dosis D2 se observaron unos niveles homogéneos en los meses 1 y 3, produciéndose un descenso significativo para el último mes de ensayo.

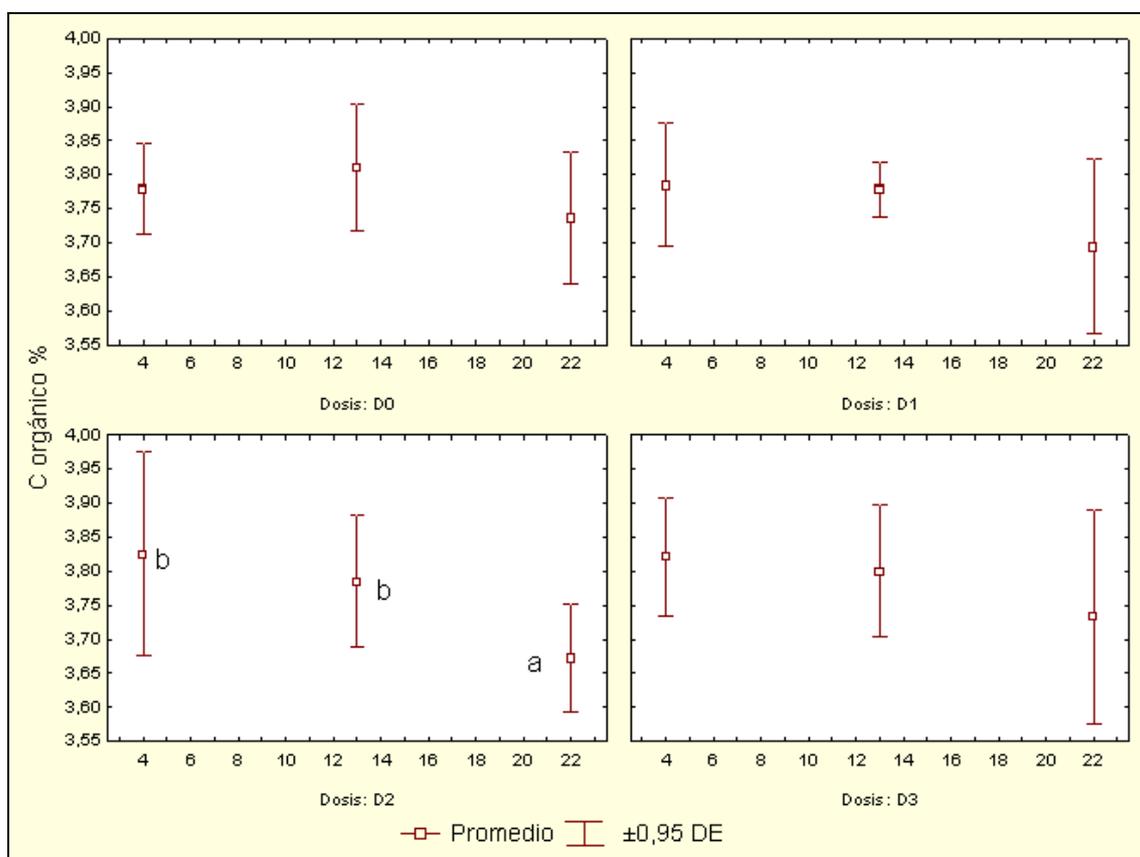


Figura 22: Distribución de carbono orgánico en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 13 y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).

La Tabla 18 muestra la evolución de la relación C/N según la dosis empleada durante el ensayo.

La relación C/N osciló entre 34,7 (D0, semana 22) y 39,2 (D1, semana 13).

Tabla 18: Promedio de la relación C/N en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 13, y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal-Wallis (K-W, p). N = 15 para todos los casos.

Dosis	Semana	Promedio	Desviación estándar	K-W, p
D0	4	38,9	6,8	0,0371
	13	37,7	3,2	
	22	34,7	2,4	
D1	4	37,2	5,0	0,0616
	13	39,4	3,5	
	22	36,8	4,0	
D2	4	37,4	5,8	0,0531
	13	39,2	5,1	
	22	34,9	2,7	
D3	4	38,3	5,6	0,0116
	13	38,8	2,5	
	22	35,3	2,1	

La Figura 23 muestra el promedio de la relación C/N en función del tiempo respecto a la dosis de fertilizante empleada.

Se observa como la D1 y la D2 tienen un comportamiento similar, y no hay diferencias significativas a lo largo del ensayo.

En el caso de la dosis D0, se observa un descenso de la relación C/N, ya que, aunque entre las semanas 4 y 13 y entre las semanas 13 y 22, no haya diferencias significativas, si hay diferencias entre la semana 4 y la semana 22.

En el caso de la D3, también se observa un descenso, pero en este caso se mantiene en las semanas 4 y 13, y desciende en la semana 22.

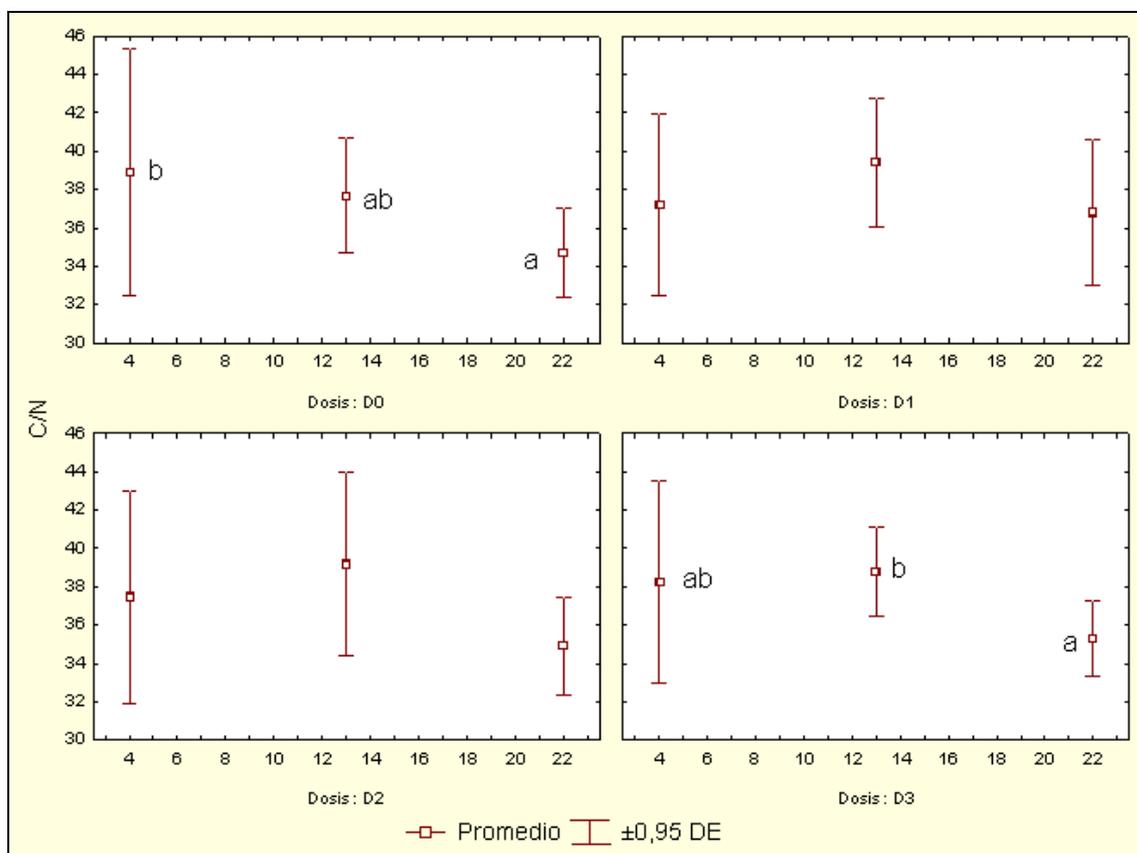


Figura 23. Relación C/N en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3). Las letras (a, b, c,...) indican diferencias estadísticamente significativas según el test pos-hoc para cada dosis.

III.3.5. Otros nutrientes: P y K.

La tabla 19 presenta los promedios de P y K para las distintas dosis a lo largo del ensayo. Para ambos elementos, hay diferencias en los niveles a lo largo del ensayo, oscilando los valores de P entre los 3,4 mg/kg de las dosis 0 y 1, para la semana 13, y los 22,6 mg/kg de la D2 en la semana 4. Y los valores de K entre los 857,7 mg/kg de la D1 en la semana 4, y los 1074,8 mg/kg de la D0 en la semana 13.

Tabla 19: Promedio de potasio y fósforo en el suelo a lo largo del ensayo (semanas 4, 13, y 22) para cada dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3) y resultados del análisis de Kruskal-Wallis (K-W, p). N = 15 para todos los casos. DE: desviación estándar.

Dosis	Semanas	P			K		
		Promedio (mg/kg)	DE	K-W, p	Promedio (mg/kg)	DE	K-W, p
D0	4	22,3	3,6	0,0000	897,3	62,3	0,0001
	13	3,4	1,6		1074,8	101,7	
	22	14,7	2,9		960,6	87,3	
D1	4	21,5	3,4	0,0000	857,7	51,7	0,0042
	13	3,4	1,3		944,2	97,3	
	22	14,2	3,1		892,3	38,9	
D2	4	22,6	3,7	0,0000	879,9	51,0	0,0093
	13	4,0	3,0		1003,9	136,6	
	22	13,3	4,0		942,7	85,8	
D3	4	21,7	3,9	0,0000	865,8	57,3	0,0093
	13	4,8	5,4		997,7	143,6	
	22	16,1	4,9		951,3	106,7	

La figura 24 muestra el comportamiento del contenido de fósforo en el suelo a lo largo del ensayo, determinado a las 4, 13 y 22 semanas de la aplicación de la enmienda.

Las cuatro dosis mostraron comportamientos similares, observándose diferencias significativas en los niveles de P durante los tres muestreos.

En los cuatro ensayos se observa cómo el contenido en fósforo se incrementa en la semana 4, produciéndose un descenso significativo en la semana 13.

En el último muestreo, semana 22, los niveles de fósforo vuelven a ascender de manera significativa, con un promedio de 14,6 mg/kg, pero sin superar, en ningún caso, el nivel de la semana 4.

Este descenso puede ser por la extracción del cultivo en los 2 primeros meses de crecimiento.

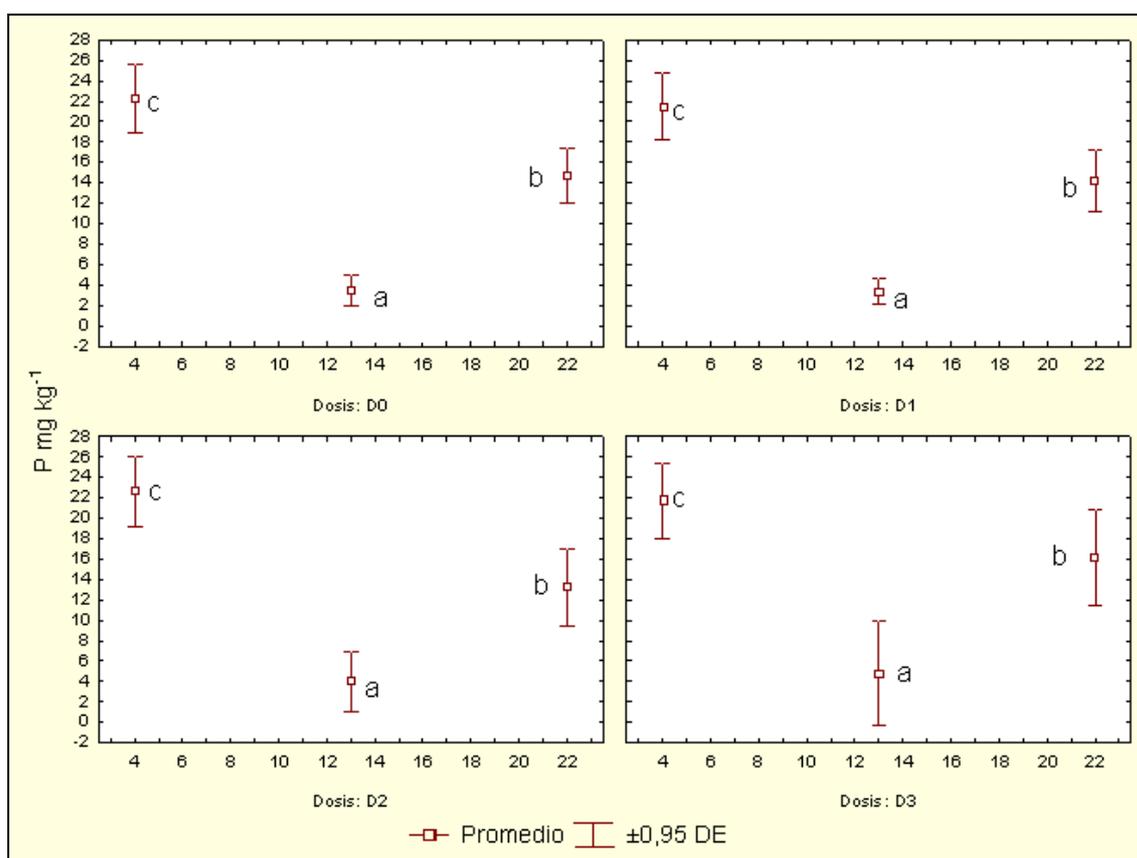


Figura 24: Distribución de fósforo en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3). Las letras (a, b, c,...) indican diferencias estadísticamente significativas según el test pos-hoc para cada dosis.

La figura 25 muestra el comportamiento del contenido de potasio a lo largo del ensayo. Las distintas dosis mostraron el mismo comportamiento, siendo éste contrario al del fósforo, ya que sufren un aumento en el mes central del ensayo y un descenso final.

Durante el ensayo para la D0, se apreció un incremento del nivel de potasio en la semana 13, para volver en la semana 22 a un valor sin diferencia significativa respecto a la semana 4.

Para las dosis D1 y D2 también se produjo un aumento en la semana 13 respecto a la semana 4, estando el valor en la semana 22 comprendido entre los anteriores y sin diferencias significativas con éstos.

En el ensayo dosis D4, el test pos-hoc, nos indica un aumento significativo entre los niveles de la semana 4 y la 22, siendo no significativas las diferencias de la semana 13 con las anteriores.

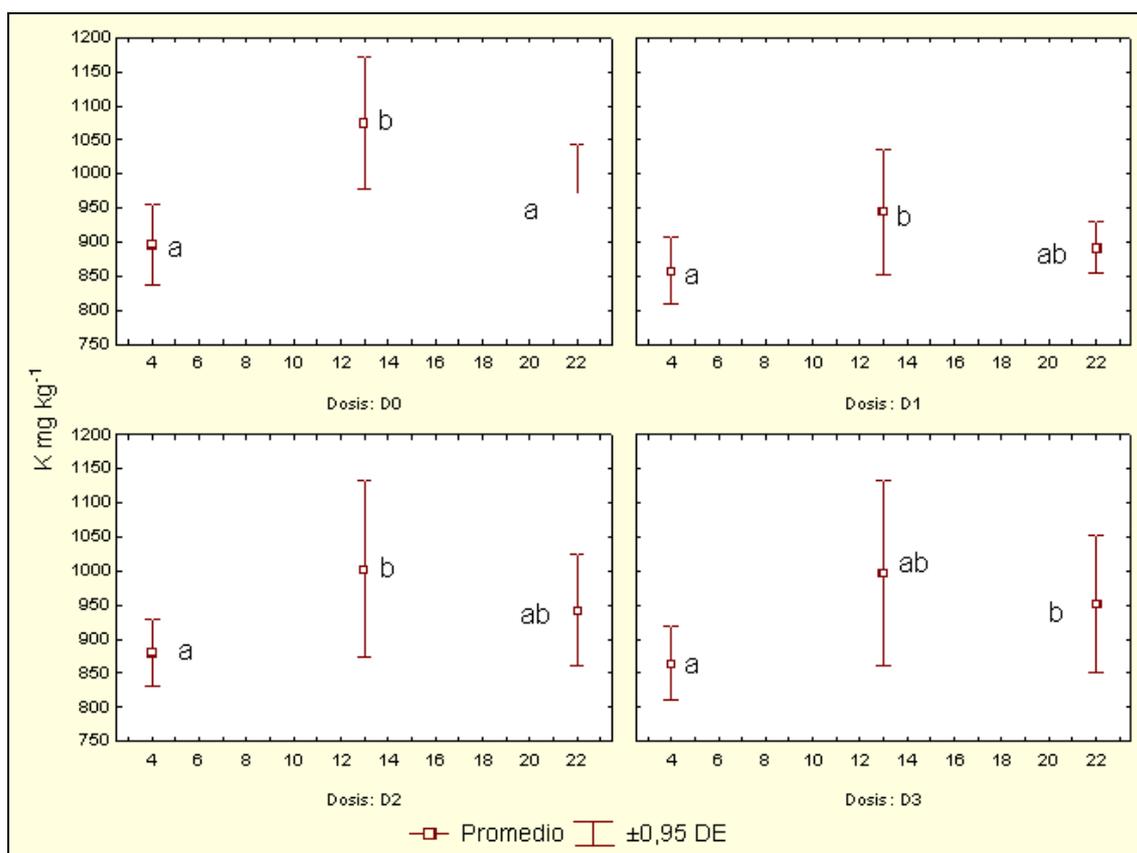


Figura 25: Distribución de potasio en el suelo a lo largo del ensayo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3). Las letras (a, b, c,...) indican diferencias estadísticamente significativas según el test pos-hoc para cada dosis.

En la figura 26 se muestran los promedios de P y K para las distintas dosis.

Al no aparecer nomenclaturas para ninguno de los elementos, las diferencias no son significativas, por lo que una mayor dosis de fertilizante aplicado no asegura un mayor contenido en suelo ni de P ni de K.

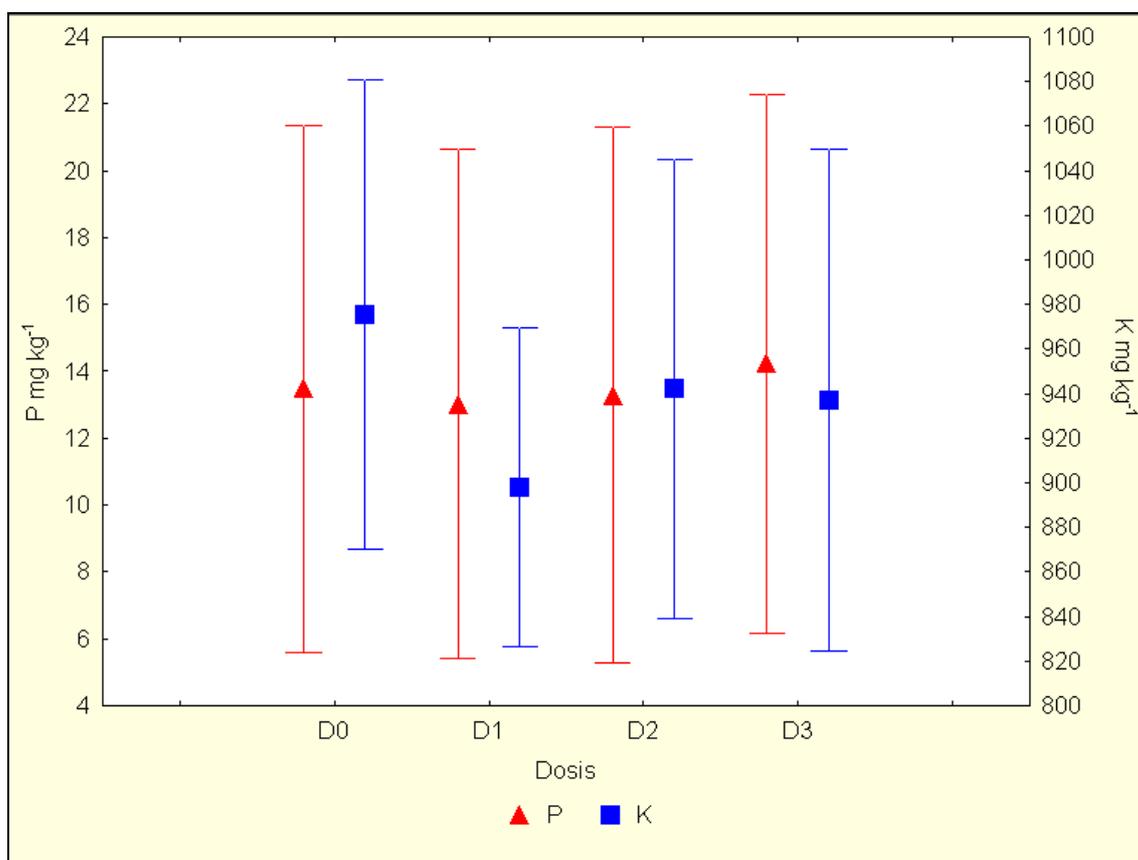


Figura 26: Promedio y desviación estándar (DE) de la distribución de fósforo y potasio en el suelo según la dosis de fertilizante empleada (D0, D1, D2 y D3).

IV. CONCLUSIONES



Tras la discusión de los resultados obtenidos, podemos sacar las siguientes conclusiones:

1. Debido a un manejo con prácticas de cultivo ecológico desde la campaña 2006, el suelo posee unos elevados contenidos de nitrógeno y de materia orgánica (1,1%) previos al ensayo.
2. Se recomienda optimizar y homogeneizar el entierro del cultivo de cobertera para evitar las importantes diferencias de contenido en materia orgánica en distintos puntos de la parcela. El entierro debe ser a cierta profundidad para evitar excesivos rebrotes, debido a que se dificultan las labores culturales en el algodón.
3. No se encontraron diferencias significativas en los contenidos medios de nitrógeno total, nitrato, amonio, fósforo y potasio entre las distintas dosis, debido al alto contenido inicial de N en el suelo.
4. Los altos valores de nitratos previos al aporte de fertilizantes hacen que no haya respuesta del cultivo ante diferentes dosis de abonado.
5. El contenido en amonio presenta un pico en la semana 13 para todas las dosis debido a la disminución de las necesidades del cultivo y a la mineralización del nitrógeno orgánico.
6. La mineralización se completó entre las semanas 13 y 22, predominando un descenso del amonio entre las semanas 13 y 17, y un aumento del nitrato entre las semanas 17 y 22.

Por ello, se recomienda, la continuación de un manejo mediante prácticas ecológicas, incluyendo rotaciones y la aplicación de un cultivo de cobertera que se incorpore al suelo de forma previa al cultivo del algodón, aunque es necesario optimizar esta operación.

Se recomienda la aplicación de la dosis 1 (50 UF), con el objetivo de mantener los niveles de nitrógeno, sin suponer un elevado coste, ni un exceso perjudicial de nitrógeno.

Ángel J. Gordillo Rivero.

Se recomienda adelantar la aplicación del fertilizante dos semanas, para así evitar el pico producido en la semana 13, al disminuir las necesidades del cultivo.

V. REFERENCIAS



- Abdi, H., 2007. Bonferroni and Šidák corrections for multiple comparisons. En: NJ Salkind (ed.). Encyclopedia of Measurement and Statistics. Thousand Oaks, CA.
- Adu, J.K. y Oades, J.M., 1978. Physical factors influencing decomposition of organic material in soil aggregates. Soil Biology and Biochemistry 10:109-115.
- AENOR, 2002. UNE. EN. 13651. Mejoradores del suelo y sustratos de cultivo. Extracciones de Nutrientes solubles en cloruro Cálcico/ DTPA (CAT).
- Agrimartin, 2008. www.agrimartin.com .Consultado en Mayo 2008.
- Aguirre, I., Carmona, I., Delgado, A., Gómez, I., Jordán, A., López, R., Martínez, L., Pajuelo, P., 2008. Determinación de Actividades de Fertilización en Agricultura Ecológica: Cultivo del Algodón. Universidad de Sevilla 2008. Documento no publicado.
- Alexander, M., 1977. Nitrification. En: M. Alexander (ed.), Introduction to Soil Microbiology (2ª Ed.). John Wiley & Sons, Inc. New York, NY.
- Alonso, M.A., Guzman, G.I., Soria, J., Haro, I.M., 2007. Alternativas de comercialización para el algodón ecológico. Dirección General de Agricultura Ecológica. Consejería de Agricultura y Pesca. Junta de Andalucía. Disponible en:
http://www.besana.es/estaticas/servicios/documentacion/descarga/alternativas_algodon_ecologico.pdf
- Andreu, J., Beltrán, J., Delgado, I., Espada, J.L., Gil, M., Iguacel, F., Isla, R., Muñoz, F., Órus, F., Pérez, M., Quilez, D., Sin, E., Yagüe, M.R., 2006. Fertilización Nitrogenada. Guía de Actualización. Capítulo 2. Revisión de la Fertilización Nitrogenada. Gobierno de Aragón. Departamento de Agricultura y Alimentación.

Arriaza, M., 2008. Evaluación del impacto de la reforma del algodón en España. IFAPA.

Consejería de Agricultura y Pesca. Junta de Andalucía. Disponible en:

<http://www.juntadeandalucia.es/innovacioncienciayempresa/ifapa/servlet/FrontController?action=SwitchRecord&table=555&element=34243&ec=default>

ASAJA Sevilla, 2008. Tierra y Vida. Año XXXI, nº 357, Marzo 2008.

Australian Standard AS 3743, (1993). Method for determination of nutrient levels.

Baid, A., 2008. Organic Cotton. What is in it for Garment makers, converters and spinners? Marsal Overseas Limited. Artículo no publicado.

Barton, L., McLay, C.D.A., Schipper, L.A., Smith, C.T., 1999. Annual denitrification rates in agricultural and forest soils: a review. Australian Journal of Soil Research 37: 1073-1093.

Bellapart, C., 1998. Agricultura biológica en equilibrio con la agricultura química: fertilización natural, la agricultura del futuro. Ediciones Aedos. Barcelona

Bilbao, M., Méndez, M., Lucena, B., Cáceres, F., Manrique, T., Granado, R., Polonio, D., Fernández, R., Velasco, R., Parra, T., Serrano, E., Cruz, J.C., Ruiz, M.C., 2005. Diagnostico del sector algodonero andaluz. Secretaria General de Agricultura y Ganadería. (Junta de Andalucía). Disponible en:

http://www.juntadeandalucia.es/agriculturaypesca/portal/www/portal/com/bin/portal/DGPAgraria/Estudios_Prospectiva/Estudios_Informes/Sectoriales/algodon/alg05020801.pdf

Blaise, D., 2006. Yield, boll distribution and fibre quality of hybrid cotton (*Gossypium hirsutum* L.) as influenced by organic and modern methods of cultivation. Journal of Agronomy & Crop Science 192,248-456.

Bohn, H.L., McNeal, B.L., O'Connor, G.A., 1993. Química del suelo. Ed. Grupo Noriega. México DF.

- Bremner, J.M., 1997. Sources of nitrous oxide in soils. *Nutrient Cycling in Agroecosystems* 49:7-16.
- Brown, M.B., Forsythe, A.B., 1974. Robust tests for the equality of variances. *Journal of the American Statistical Association* 69:264-267.
- Campbell, C.A., 1978. Soil organic carbon, nitrogen and fertility. En: M. Schnitzer & S.U. Khan (ed.), *Soil organic matter*. Capítulo 5. Elsevier Scientific Publishing Company. Ámsterdam.
- CAP, 2002. *Importancia Económica y Social del Cultivo del Algodón en Andalucía*. Consejería de Agricultura y Pesca (Junta de Andalucía). Sevilla.
- CAP, 2007. *II Plan Andaluz de Agricultura Ecológica (2007-2013)*. Consejería de Agricultura y Pesca (Junta de Andalucía). Sevilla.
- Cataldo, D.A., Haroon, M., Schrader, L.E., Youngs, V.L., 1975. Rapid colorimetric determination of nitrate in plant tissue by nitration of salicylic acid. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 6, 71-80.
- Chatt, J., 1977. En: A.W. Addison, W.R. Cullen, D. Dolphin & B.R. James (ed.). *Biological Aspects of Inorganic Chemistry*. Wiley. New York, NY.
- COAG, 2009. *Anuario Agrario 2009. Algodón*. Consultado en Agosto 2009.
Disponible en:
http://www.coag.org/rep_ficheros_web/9384bdea77d64600072556c41c4e8059.pdf
- Cobertera, E., 1993. *Edafología aplicada*. Cátedra. Madrid.
- Crutzen, P.J., 1983. Atmospheric interactions - homogeneous gas reactions of C, N and S containing compounds. En: B. Bolin & R.B. Cook (ed.), *The major biogeochemical cycles and their interactions*. John Wiley & Sons. Chichester.

Delgado, A., Carmona, E., Moreno, M.T., Ordovás, J., Quintero, J.M., 2000. Bases de la Producción Vegetal: Ecofisiología y Tecnología de la Producción. Universidad de Sevilla. Sevilla.

Díaz, E. y Alonso, A.M., 2008. Situación Actual y Perspectivas Futuras del Mercado de Algodón Ecológico en el Mundo. CIFAED .Granada. (ed.) VIII Congreso SEAE Bullas 2008.

Domínguez, A., 1997. Tratado de fertilización. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

Domínguez, J., 2006. RAEA algodón campaña 2006. Junta de Andalucía. IFAPA. Consejería de agricultura y Pesca.

Eyhorn, F., Ratter, S.G., Ramakrishnan, M., 2005. Organic Cotton Crop Guide. A Manual for Practitioner in the Tropics. Research Institute of Organic agriculture (FiBL). Frick.

FAO. www.fao.org/index

Fernández, R., Leiva, M.J., 2003. Ecología para la agricultura. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

Finck, A., 1998. Fertilizantes y fertilización. Fundamentos y métodos para la fertilización de los cultivos. Ediciones Reverté, S.A. Barcelona

Fuentes, J.S., 1994. El suelo y los fertilizantes. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid

Giller, K.E., Mapfumo, P., 2002. Biological nitrogen fixation, forms and regulating factors. En: R. Lal (ed.). Encyclopedia of Soil Science. Marcel Dekker Inc. New York, NY.

Gómez-Limón, J.A., Arriaza, M., 2008. Caracterización de los productores de algodón en Andalucía y simulación de la reforma. Informe de Evaluación del impacto de la reforma del algodón en España. IFAPA. Consejería de Medio Ambiente. Capítulo. 3 pp 28-37. Disponible en:
<http://www.juntadeandalucia.es/innovacioncienciayempresa/ifapa/servlet/FrontController?action=SwitchRecord&table=555&element=34243&ec=default>

Guerrero, A., 1999. Cultivo herbáceos extensivos. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

Gyles, W., Randall, D., Mulla, J., 2001. Nitrate nitrogen in surface waters as influenced by climatic conditions and agricultural practices. *Journal of Environmental Quality* 60:337-344.

Herridge, D.F., 2002. Biological nitrogen fixation, techniques to enhance. En: R. Lal (ed.). *Encyclopedia of Soil Science*. Marcel Dekker Inc. New York.

ICAC, 1993. Suitable Varieties for Organic Cotton Producción. *The ICAC Recorder*, September 1993.

ICAC, 2003. Limitations on Organic Cotton Producción. *The ICAC Recorder*, March 2003.

Jiménez, R.M. y Lamo, J., 1998. *Agricultura Sostenible*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

Kelderer, H., Thalmeimer, M., Andreaus, O., Topp, A., Burguer, R., Schiatti, P., 2008. The mineralization of commercial organic fertilizers at 8°C temperature. *Ecofruit – 13th International Conference on Cultivation Technique and Phytopathological Problems in Organic Fruit-Growing*. Weinsberg.
<http://orgprints.org/13665>

Kelley, K.R. and Stevenson, F.J., 1996. Organic forms of N in soils. En: A. Piccolo (ed.), *Humic substances in terrestrial ecosystems*. Elsevier Scientific Publishing Company. Amsterdam.

Knowles, R., 1982. Denitrification. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 1:43-70.

Kruskal, W.H., Wallis, W.A., 1952. Use of ranks in one-criterion variance analysis. *Journal of the American Statistical Association* 47:583-621.

Lampkin, N., 1998. *Agricultura ecológica*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

Leblanc, H.A., Cerrato, M.E., Miranda, A., Valle, G., 2007. Determinación de la Calidad de Abonos Orgánicos a Través de Bioensayos. *Tierra Tropical* 3:97-107.

Lindsay, W.L. and Norwell, W.A., (1978). Development of DTPA soil test for zinc, iron, manganese, and copper. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 42, 421–428.

López, L., 2003. *Cultivos industriales*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

Meijide, A., Díez, J.A., Arce, A., López-Fernández, S., Vallejo, A., Sánchez Martín, L., 2007. Emisiones de óxidos de nitrógeno procedentes de suelos agrícolas fertilizados con purines de cerdo con o sin inhibidor de la nitrificación. En: N. Bellinfante & A. Jordán (eds.), *Tendencias Actuales de la Ciencia del Suelo*. Sevilla.

Meisenger J.J., Bandel V.A., Angle J.S., O'Keefe B.E., Reynolds C.M., 1992. Presidedree soil nitrate test evaluation in Maryland. *Soil. Sci.Soc.Am.J.*56:1527-1532.

Ministerio de medio ambiente, medio rural y marino, 2007. *Anuario de estadística agroalimentaria y pesquera 2007*. Disponible en:
<http://www.mapa.es/es/estadistica/pags/anuario/2007/indice.asp>

Ministerio de medio ambiente, medio rural y marino, 2008. *Estadísticas 2008 Agricultura Ecológica*. España.

Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Consultado en Agosto 2009.
http://www.mapa.es/es/alimentacion/pags/ecologica/pr_introduccion.htm

- Mizukami, S. and Miyahara, K., 1962. Multiple determinations in the micro Dumas nitrogen method. *Microchimica Acta*, 4, 705-716.
- Mulvaney, R.L., 1996. Nitrogen-inorganic forms. In: Bigham, J. (ed.), "Methods of Soil Analysis. Part 3. Chemical Methods". Soil Science Society of America, Madison, WI, pp. 869–920.
- Murphy, J. and Riley, J.P., 1962. A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Anal. Chim. Acta* 27, 31–36.
- Nahm, K.H., 2005. Factors influencing nitrogen mineralization during poultry litter composting and calculations for available nitrogen. *World's Poultry Science Journal* 61:238-255.
- Navarro, S. y Navarro, G., 2000. *Química Agrícola. El suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.
- Olsen, S.R., Cole, C.W., Watanabe, F.S. y Dean, L.A., 1954. Estimation de available phosphorus in soils by extraction with sodium bicarbonato. USDA. Circ 939, U.S. Gov. Print. Office, Washington, D.C.
- Pacheco, J., Pat, R., Cabrera, A., 2002. Análisis del Ciclo del Nitrógeno en el Medio ambiente con relación al agua subterránea y su efecto en lo seres vivos. *Ingenieria* 6 (3) 73-81.
- Pajuelo, P., Pajuelo. E., Orea, A., Romero, J.M., Marquez, A.J., 2002. Influence of plant age and growth conditions on nitrate assimilation in roots of *Lotus japonicus* plants. *Functional Plant Biol.*, 29, 485-494.
- Porta, J., Lopez-Acevedo, M., Roquero, C., 1999. *Edafología Para la Agricultura y el Medio Ambiente*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

Ángel J. Gordillo Rivero.

Ray, M., 1999. Essential Plant Nutrients: Their presence in North Carolina soils and role in plant nutrition. NCDA & CS. Agronomic Division.

Richards, L. A., 1973. Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos y sódicos. Laboratorio de salinidad de los EEUU, Riverside, California. Limusa.

Rodríguez, C., Sevillano, F., Subramaniam, P., 1984. La fijación del nitrógeno atmosférico. Una biotecnología en la producción agraria. CSIC. (ed.). Diputación de Salamanca. Salamanca.

Rodríguez, D. y Carnero, J.M., 1991. El algodón. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.

Ruiz, P., 2008. Evaluación del impacto de la reforma del algodón en España. IFAPA. Consejería de Agricultura y Pesca. Junta de Andalucía. Capítulo 2. El Algodón en la Unión Europea y el Contexto Internacional. Disponible en:
<http://www.juntadeandalucia.es/innovacioncienciayempresa/ifapa/servlet/FrontController?action=SwitchRecord&table=555&element=34243&ec=default>

Shapiro, S.S., Wilk, M.B., Chen, H.J., 1968. A comparative study of various tests of normality. Journal of the American Statistical Association 63:1343-1372.

StatSoft, 1984-2001. Statistica v6.0. StatSoft Inc. Tulsa, OK.

Sutton, M.A., Lee, D.S., Dollard, G.J., Fowler, D., 1998. International Conference on Atmospheric Ammonia: Emission, Deposition and Environmental Impacts. Atmospheric Environment. Documento no publicado.

Tisdale L. M. and Nelson L., 1988. Soil Fertility and Fertilizer. Ed. Grupo Noriega. México DF.

Trinidad, A., 1987. Abonos Orgánicos 6. Secretaría de Agricultura, ganadería, Desarrollo Rural Pesca y Alimentación. Subsecretaría de Desarrollo Rural. SAGARPA. México.

- Urbano, P., 2001. Tratado de fitotecnia general. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.
- Van Cleemput, O. and Boeckx, P., 2002. Nitrogen and its transformations. En: R. Lal. (ed.), Encyclopedia of Soil Science. Marcel Dekker Inc. New York, NY.
- Von Rheinbaben, W., 1990. Nitrogen losses from agricultural soils through denitrification. A critical evaluation. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* 153:157-166.
- Villalobos, F.J., Mateos, L., Orgaz, F., Fereres, E., 2002. Fitotecnia. Bases y tecnologías de la producción agrícola. Ediciones Mundi-prensa. Madrid.
- Walkley, A. and Black, J.A., (1934). An examination of the Degtjareff method for determining soil organic matter and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil Sci.* 37: 29-38.
- Willer, H. and Klicher, L. (eds), 2009. The World of Organic Agriculture. Statistics and Emerging Trends 2009. IfOAM, Bonn.

ANEXO 1: Resultados de los análisis del contenido de NH_4^+ y NO_3^- .

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	NH_4^+ mg/kg	NO_3^- mg/kg
4	M1	D0	1	0,0	200,4
4	M1	D0	2	0,0	241,3
4	M1	D0	3	0,0	175,0
4	M1	D0	1	0,0	228,7
4	M1	D0	2	0,0	95,3
4	M1	D0	3	0,0	116,7
4	M1	D0	1	0,0	332,2
4	M1	D0	2	0,0	148,6
4	M1	D0	3	0,0	175,7
4	M1	D0	1	0,0	175,7
4	M1	D0	2	0,0	131,5
4	M1	D0	3	0,0	139,4
4	M1	D0	1	0,0	195,8
4	M1	D0	2	0,0	204,0
4	M1	D0	3	5,7	219,5
8	M2	D0	2	7,8	208,7
8	M2	D0	3	4,4	523,3
8	M2	D0	1	4,9	47,9
8	M2	D0	2	3,5	156,9
8	M2	D0	3	6,4	169,3
8	M2	D0	1	3,1	523,3
8	M2	D0	2	4,3	209,3
8	M2	D0	3	7,0	143,3
8	M2	D0	1	3,0	264,2
8	M2	D0	2	3,9	251,2
8	M2	D0	3	2,6	117,9
8	M2	D0	1	3,8	287,6
8	M2	D0	2	4,6	180,4

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	NH ₄ ⁺ mg/kg	NO ₃ ⁻ mg/kg
8	M2	D0	3	7,9	417,7
8	M2	D0	1	2,1	47,9
13	M3	D0	2	21,6	109,1
13	M3	D0	1	3,7	112,1
13	M3	D0	1	7,5	98,1
13	M3	D0	2	7,5	89,5
13	M3	D0	3	0,0	100,2
13	M3	D0	1	4,3	109,4
13	M3	D0	3	2,4	85,7
13	M3	D0	1	6,3	102,0
13	M3	D0	2	8,0	160,2
13	M3	D0	3	8,1	208,3
13	M3	D0	1	6,1	126,3
13	M3	D0	2	18,0	138,5
13	M3	D0	3	8,2	108,8
13	M3	D0	3	21,5	88,6
13	M3	D0	2	8,5	248,4
17	M4	D0	2	0,0	79,7
17	M4	D0	3	0,0	197,6
17	M4	D0	1	3,3	111,6
17	M4	D0	2	4,6	47,9
17	M4	D0	3	2,0	97,3
17	M4	D0	1	0,0	113,1
17	M4	D0	3	0,0	47,9
17	M4	D0	2	0,0	48,3
17	M4	D0	1	0,0	125,0
17	M4	D0	2	0,0	58,7
17	M4	D0	3	8,9	47,9
17	M4	D0	1	0,0	93,0
17	M4	D0	2	0,0	86,3
17	M4	D0	1	1,6	95,2

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	NH ₄ ⁺ mg/kg	NO ₃ ⁻ mg/kg
17	M4	D0	3	0,0	55,0
22	M5	D0	2	0,0	190,9
22	M5	D0	3	0,0	186,2
22	M5	D0	1	0,0	241,2
22	M5	D0	2	0,0	128,9
22	M5	D0	3	0,0	523,3
22	M5	D0	1	0,0	523,3
22	M5	D0	2	0,0	211,4
22	M5	D0	3	0,0	239,6
22	M5	D0	3	0,0	123,4
22	M5	D0	1	0,0	136,7
22	M5	D0	2	0,0	209,0
22	M5	D0	3	0,0	194,9
22	M5	D0	1	0,0	523,3
22	M5	D0	2	0,0	523,3
22	M5	D0	1	0,0	155,6
4	M1	D1	1	2,6	113,4
4	M1	D1	2	0,0	179,0
4	M1	D1	3	0,0	295,0
4	M1	D1	1	0,0	78,4
4	M1	D1	2	3,0	83,7
4	M1	D1	3	21,6	99,5
4	M1	D1	1	2,2	342,1
4	M1	D1	2	0,5	478,2
4	M1	D1	3	0,0	310,5
4	M1	D1	1	0,0	175,0
4	M1	D1	2	0,0	141,4
4	M1	D1	3	0,0	287,4
4	M1	D1	1	0,0	205,7
4	M1	D1	2	21,6	167,4
4	M1	D1	3	2,5	119,6

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	NH ₄ ⁺ mg/kg	NO ₃ ⁻ mg/kg
8	M2	D1	1	3,9	119,5
8	M2	D1	2	4,0	179,1
8	M2	D1	3	2,8	198,2
8	M2	D1	1	2,0	286,4
8	M2	D1	2	0,0	203,9
8	M2	D1	2	4,4	163,9
8	M2	D1	1	1,0	241,6
8	M2	D1	3	3,0	207,1
8	M2	D1	2	0,6	330,8
8	M2	D1	3	1,0	182,3
8	M2	D1	1	3,0	202,3
8	M2	D1	2	2,3	176,0
8	M2	D1	3	2,5	355,9
8	M2	D1	1	3,6	230,9
8	M2	D1	3	0,1	178,8
13	M3	D1	3	11,8	128,7
13	M3	D1	1	7,4	151,3
13	M3	D1	2	16,7	246,0
13	M3	D1	3	3,9	79,4
13	M3	D1	1	10,3	140,3
13	M3	D1	2	21,6	144,4
13	M3	D1	1	21,6	170,9
13	M3	D1	2	4,5	164,6
13	M3	D1	3	4,4	131,7
13	M3	D1	1	12,5	201,2
13	M3	D1	2	16,0	292,0
13	M3	D1	3	21,6	236,5
13	M3	D1	1	21,6	136,1
13	M3	D1	2	21,6	138,2
13	M3	D1	3	21,6	170,9
17	M4	D1	1	0,0	109,2

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	NH ₄ ⁺ mg/kg	NO ₃ ⁻ mg/kg
17	M4	D1	3	0,0	47,9
17	M4	D1	3	0,0	55,0
17	M4	D1	2	2,9	47,9
17	M4	D1	1	0,0	47,9
17	M4	D1	3	0,7	66,6
17	M4	D1	2	0,0	91,8
17	M4	D1	1	0,0	199,5
17	M4	D1	3	0,0	56,9
17	M4	D1	2	0,0	116,4
17	M4	D1	1	2,0	47,9
17	M4	D1	3	0,0	88,5
17	M4	D1	2	0,0	84,2
17	M4	D1	1	0,0	106,4
17	M4	D1	2	0,0	47,9
22	M5	D1	3	0,0	188,6
22	M5	D1	1	0,0	129,6
22	M5	D1	2	0,0	249,1
22	M5	D1	3	0,0	137,5
22	M5	D1	1	0,0	186,2
22	M5	D1	2	0,0	373,2
22	M5	D1	3	0,0	344,9
22	M5	D1	1	0,0	147,7
22	M5	D1	2	0,0	177,6
22	M5	D1	3	0,0	165,8
22	M5	D1	1	0,0	479,3
22	M5	D1	2	0,0	375,6
22	M5	D1	3	0,0	179,9
22	M5	D1	1	0,0	165,0
22	M5	D1	2	0,0	523,3
4	M1	D2	1	6,6	131,8
4	M1	D2	2	2,1	107,8

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	NH ₄ ⁺ mg/kg	NO ₃ ⁻ mg/kg
4	M1	D2	3	4,0	141,4
4	M1	D2	1	0,0	386,3
4	M1	D2	2	0,0	428,1
4	M1	D2	3	0,0	395,8
4	M1	D2	1	0,0	436,7
4	M1	D2	2	0,0	355,0
4	M1	D2	3	0,0	360,6
4	M1	D2	1	0,0	87,3
4	M1	D2	2	0,0	152,3
4	M1	D2	3	0,0	106,5
4	M1	D2	1	0,0	154,6
4	M1	D2	2	0,0	145,0
4	M1	D2	3	0,0	362,9
8	M2	D2	1	2,6	130,0
8	M2	D2	2	3,9	114,4
8	M2	D2	3	1,9	167,7
8	M2	D2	1	10,2	99,5
8	M2	D2	2	7,5	233,1
8	M2	D2	3	4,3	241,6
8	M2	D2	1	2,1	91,6
8	M2	D2	2	2,8	120,8
8	M2	D2	3	5,4	90,9
8	M2	D2	1	21,6	173,1
8	M2	D2	2	5,5	116,6
8	M2	D2	3	3,4	130,3
8	M2	D2	1	2,6	106,2
8	M2	D2	2	21,6	151,9
8	M2	D2	3	3,0	523,1
13	M3	D2	1	6,1	189,0
13	M3	D2	2	9,0	137,0
13	M3	D2	3	21,6	151,6

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	NH ₄ ⁺ mg/kg	NO ₃ ⁻ mg/kg
13	M3	D2	1	4,5	164,0
13	M3	D2	2	21,6	240,0
13	M3	D2	3	8,3	401,0
13	M3	D2	1	7,9	152,5
13	M3	D2	2	3,6	85,4
13	M3	D2	3	4,1	134,9
13	M3	D2	1	9,7	168,5
13	M3	D2	2	7,9	92,5
13	M3	D2	3	1,4	74,7
13	M3	D2	1	4,8	135,8
13	M3	D2	3	8,7	342,5
13	M3	D2	2	8,9	500,4
17	M4	D2	3	1,3	49,9
17	M4	D2	1	0,0	81,5
17	M4	D2	3	0,0	62,0
17	M4	D2	2	0,0	53,8
17	M4	D2	1	0,0	47,9
17	M4	D2	2	6,1	94,6
17	M4	D2	1	0,0	62,0
17	M4	D2	3	0,0	97,9
17	M4	D2	2	0,0	82,7
17	M4	D2	1	0,0	264,2
17	M4	D2	3	0,0	125,9
17	M4	D2	2	0,0	47,9
17	M4	D2	1	3,0	58,4
17	M4	D2	3	21,6	79,4
17	M4	D2	2	0,2	47,9
22	M5	D2	3	0,0	167,4
22	M5	D2	2	0,0	271,1
22	M5	D2	3	0,0	153,2
22	M5	D2	1	0,0	238,1

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	NH ₄ ⁺ mg/kg	NO ₃ ⁻ mg/kg
22	M5	D2	2	0,0	168,9
22	M5	D2	3	0,0	145,4
22	M5	D2	1	0,0	245,1
22	M5	D2	2	0,0	523,3
22	M5	D2	3	0,0	219,2
22	M5	D2	1	0,0	128,9
22	M5	D2	2	0,0	97,4
22	M5	D2	3	0,0	111,6
22	M5	D2	2	0,0	193,3
22	M5	D2	1	0,0	523,3
22	M5	D2	1	0,0	117,1
4	M1	D3	2	0,0	159,2
4	M1	D3	2	0,0	133,2
4	M1	D3	3	0,0	359,9
4	M1	D3	1	0,0	147,7
4	M1	D3	2	0,0	171,4
4	M1	D3	3	0,0	172,0
4	M1	D3	2	0,0	74,2
4	M1	D3	3	0,0	102,8
4	M1	D3	1	16,1	227,7
4	M1	D3	1	0,0	108,1
4	M1	D3	2	21,6	277,8
4	M1	D3	3	0,2	236,0
4	M1	D3	1	0,0	82,7
4	M1	D3	1	3,1	143,4
4	M1	D3	3	0,0	121,0
8	M2	D3	3	11,3	225,8
8	M2	D3	2	7,5	250,2
8	M2	D3	3	1,3	268,0
8	M2	D3	1	0,6	149,3
8	M2	D3	2	1,5	433,6

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	NH ₄ ⁺ mg/kg	NO ₃ ⁻ mg/kg
8	M2	D3	3	13,8	192,2
8	M2	D3	1	3,4	96,3
8	M2	D3	2	3,4	304,1
8	M2	D3	3	4,4	149,3
8	M2	D3	1	0,1	116,6
8	M2	D3	2	0,6	187,1
8	M2	D3	3	4,5	214,4
8	M2	D3	1	2,1	457,1
8	M2	D3	2	2,2	102,4
8	M2	D3	1	1,5	233,7
13	M3	D3	1	7,1	389,4
13	M3	D3	2	10,4	168,8
13	M3	D3	3	6,4	285,8
13	M3	D3	1	2,3	136,7
13	M3	D3	2	11,9	151,9
13	M3	D3	3	12,7	130,2
13	M3	D3	1	9,4	126,9
13	M3	D3	2	6,0	97,2
13	M3	D3	3	9,0	85,4
13	M3	D3	1	4,4	115,0
13	M3	D3	2	14,9	102,0
13	M3	D3	3	6,4	108,2
13	M3	D3	1	14,7	109,7
13	M3	D3	2	15,0	167,6
13	M3	D3	3	5,5	89,5
17	M4	D3	2	0,0	48,0
17	M4	D3	3	0,0	47,9
17	M4	D3	1	0,0	105,2
17	M4	D3	2	0,0	66,0
17	M4	D3	3	0,0	76,3
17	M4	D3	1	0,0	123,1

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	NH ₄ ⁺ mg/kg	NO ₃ ⁻ mg/kg
17	M4	D3	2	0,0	80,0
17	M4	D3	3	0,0	115,8
17	M4	D3	1	0,0	95,5
17	M4	D3	2	0,0	91,5
17	M4	D3	3	0,0	47,9
17	M4	D3	1	1,9	65,7
17	M4	D3	2	0,0	81,8
17	M4	D3	1	1,9	52,0
17	M4	D3	3	0,0	116,4
22	M5	D3	2	0,0	523,3
22	M5	D3	1	0,0	186,2
22	M5	D3	3	0,0	117,9
22	M5	D3	3	0,0	157,9
22	M5	D3	2	0,0	523,3
22	M5	D3	1	0,0	170,5
22	M5	D3	3	0,0	509,1
22	M5	D3	2	0,0	523,3
22	M5	D3	1	0,0	523,3
22	M5	D3	3	0,0	523,3
22	M5	D3	2	0,0	385,8
22	M5	D3	1	0,0	523,3
22	M5	D3	3	0,0	231,0
22	M5	D3	2	0,0	143,8
22	M5	D3	1	0,0	139,1

ANEXO 2: Resultados de los análisis del contenido de N total, P, K y C total.

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	N total %	P olsen (mg/kg)	K (mg/kg)	C total %
4	M1	D0	1	0,12	25,2	877,9	3,88
4	M1	D0	2	0,10	19,9	783,0	3,84
4	M1	D0	3	0,08	24,8	783,2	3,88
4	M1	D0	1	0,11	27,3	922,2	3,82
4	M1	D0	2	0,08	18,6	840,9	3,75
4	M1	D0	3	0,10	18,6	890,6	3,75
4	M1	D0	1	0,08	21,0	965,1	3,77
4	M1	D0	2	0,08	22,1	932,5	3,79
4	M1	D0	3	0,11	23,3	941,5	3,77
4	M1	D0	1	0,11	27,7	908,9	3,73
4	M1	D0	2	0,10	21,5	885,3	3,62
4	M1	D0	3	0,10	20,1	901,8	3,74
4	M1	D0	1	0,11	20,2	912,3	3,77
4	M1	D0	2	0,08	16,5	891,1	3,71
4	M1	D0	3	0,12	27,7	1022,4	3,86
13	M3	D0	2	0,11	3,9	1114,2	3,81
13	M3	D0	1	0,10	3,2	918,3	3,92
13	M3	D0	1	0,10	2,2	999,4	3,79
13	M3	D0	2	0,10	2,2	1030,4	3,79
13	M3	D0	3	0,10	2,2	1103,4	3,73
13	M3	D0	1	0,12	3,1	1182,6	3,93
13	M3	D0	3	0,10	2,6	1126,9	3,77
13	M3	D0	1	0,08	5,8	1112,6	3,69
13	M3	D0	2	0,11	3,7	1091,2	4,03
13	M3	D0	3	0,10	2,8	846,8	3,64
13	M3	D0	1	0,11	2,8	1012,4	3,77

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	N total %	P Olsen (mg/kg)	K (mg/kg)	C total %
13	M3	D0	2	0,11	3,4	1182,6	3,84
13	M3	D0	3	0,11	8,2		3,83
13	M3	D0	3	0,09	2,8	1182,6	3,79
13	M3	D0	2	0,11	2,6	1143,2	3,87
22	M5	D0	2	0,10	11,4	841,9	3,65
22	M5	D0	3	0,10	17,0	826,1	3,77
22	M5	D0	1	0,10	8,1	1182,6	3,63
22	M5	D0	2	0,11	12,3	917,7	3,75
22	M5	D0	3	0,11	14,6	970,1	3,73
22	M5	D0	1	0,11	16,0	963,0	3,64
22	M5	D0	2	0,11	12,6	960,5	3,72
22	M5	D0	3	0,11	14,0	1023,8	3,64
22	M5	D0	3	0,11	18,3	952,5	3,80
22	M5	D0	1	0,10	14,6	1058,8	3,75
22	M5	D0	2	0,12	16,3	979,6	3,79
22	M5	D0	3	0,10	18,6	934,5	3,80
22	M5	D0	1	0,11	15,9	996,5	3,72
22	M5	D0	2	0,11	12,9	907,4	3,64
22	M5	D0	1	0,12	17,9	893,8	4,03
4	M1	D1	1	0,10	19,9	821,5	3,86
4	M1	D1	2	0,11	21,2	808,2	3,86
4	M1	D1	3	0,12	27,7	882,4	3,91
4	M1	D1	1	0,10	21,8	796,1	3,89
4	M1	D1	2	0,08	17,9	783,0	3,74
4	M1	D1	3	0,10	20,3	882,8	3,80
4	M1	D1	1	0,11	19,4	928,9	3,76
4	M1	D1	2	0,12	27,7	900,1	3,82
4	M1	D1	3	0,08	20,9	909,6	3,82
4	M1	D1	1	0,11	25,1	859,4	3,80
4	M1	D1	2	0,09	25,2	783,0	3,66

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	N total %	P Olsen (mg/kg)	K (mg/kg)	C total %
4	M1	D1	3	0,11	21,4	890,6	3,68
4	M1	D1	1	0,11	18,7	918,0	3,70
4	M1	D1	2	0,11	17,5	811,3	3,87
4	M1	D1	3	0,10	17,6	891,1	3,58
13	M3	D1	3	0,10	2,2	1058,0	3,77
13	M3	D1	1	0,09	5,8	957,9	3,82
13	M3	D1	2	0,09	2,8	783,0	3,82
13	M3	D1	3	0,09	2,7	983,3	3,76
13	M3	D1	1	0,11	5,3	917,1	3,81
13	M3	D1	2	0,10	3,7	927,5	3,79
13	M3	D1	1	0,09	2,6	956,4	3,82
13	M3	D1	2	0,09	2,2	916,3	3,74
13	M3	D1	3	0,09	2,6	991,9	3,75
13	M3	D1	1	0,10	6,3	958,2	3,73
13	M3	D1	2	0,12	2,9	804,8	3,84
13	M3	D1	3	0,09	3,3	783,0	3,70
13	M3	D1	1	0,10	2,9	1023,2	3,77
13	M3	D1	2	0,09	3,1	971,3	3,83
13	M3	D1	3	0,10	2,2	1131,2	3,73
22	M5	D1	3	0,08	12,4	896,6	3,59
22	M5	D1	1	0,10	16,3	905,7	3,70
22	M5	D1	2	0,10	16,1	908,7	3,71
22	M5	D1	3	0,10	13,4	897,9	3,58
22	M5	D1	1	0,10	14,0	954,7	3,84
22	M5	D1	2	0,09	10,1	856,1	3,58
22	M5	D1	3	0,10	12,8	862,7	3,63
22	M5	D1	1	0,11	20,2	861,2	3,69
22	M5	D1	2	0,10	18,1	913,8	3,63
22	M5	D1	3	0,12	13,3	946,1	4,03
22	M5	D1	1	0,10	16,0	804,9	3,85

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	N total %	P Olsen (mg/kg)	K (mg/kg)	C total %
22	M5	D1	2	0,10	16,0	885,8	3,59
22	M5	D1	3	0,11	15,8	856,5	3,84
22	M5	D1	1	0,08	8,8	914,2	3,58
22	M5	D1	2	0,12	10,0	920,3	3,60
4	M1	D2	1	0,11	27,5	873,7	4,03
4	M1	D2	2	0,08	26,2	804,4	3,89
4	M1	D2	3	0,12	27,7	891,2	4,03
4	M1	D2	1	0,10	22,5	864,6	3,86
4	M1	D2	2	0,12	26,7	827,1	4,03
4	M1	D2	3	0,10	27,7	918,2	4,03
4	M1	D2	1	0,10	23,1	892,2	3,77
4	M1	D2	2		17,5	816,8	
4	M1	D2	3	0,09	20,3	874,5	3,72
4	M1	D2	1		18,9	894,5	
4	M1	D2	2	0,11	22,2	863,9	3,74
4	M1	D2	3	0,08	20,1	823,3	3,72
4	M1	D2	1	0,11	19,9	990,7	3,67
4	M1	D2	2	0,11	20,2	913,3	3,61
4	M1	D2	3	0,12	18,5	949,8	3,65
13	M3	D2	1	0,10	2,5	1114,8	3,99
13	M3	D2	2	0,09	3,3	1182,6	3,83
13	M3	D2	3	0,10	2,9	913,8	3,93
13	M3	D2	1	0,09	2,8	1114,2	3,82
13	M3	D2	2	0,09	2,9	1136,9	3,72
13	M3	D2	3	0,11	3,2	1113,9	3,94
13	M3	D2	1	0,08	2,9	968,2	3,79
13	M3	D2	2	0,08	2,6	854,1	3,71
13	M3	D2	3	0,08	2,2	1182,6	3,71
13	M3	D2	1	0,12	9,1	1049,7	3,69
13	M3	D2	2	0,10	2,7	945,1	3,79

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	N total %	P Olsen (mg/kg)	K (mg/kg)	C total %
13	M3	D2	3	0,09	13,1	914,0	3,68
13	M3	D2	1	0,09	3,1	783,0	3,69
13	M3	D2	3	0,12	4,2	1002,2	3,82
13	M3	D2	2	0,12	2,4	783,0	3,69
22	M5	D2	3	0,12	18,2	941,6	3,58
22	M5	D2	2	0,10	9,6	855,8	3,66
22	M5	D2	3	0,10	16,3	999,0	3,77
22	M5	D2	1	0,10	13,3	938,7	3,84
22	M5	D2	2	0,09	12,9	1181,5	3,67
22	M5	D2	3	0,09	19,7	989,9	3,58
22	M5	D2	1	0,10	14,2	928,2	3,65
22	M5	D2	2	0,11	7,2	807,0	3,82
22	M5	D2	3	0,12	10,3	909,9	3,62
22	M5	D2	1	0,11	20,6	901,8	3,65
22	M5	D2	2	0,10	8,7	902,7	3,62
22	M5	D2	3	0,11	12,0	1005,7	3,67
22	M5	D2	2	0,11	9,9	867,4	3,58
22	M5	D2	1	0,11	13,7	955,4	3,63
22	M5	D2	1	0,11	12,7	956,5	3,73
4	M1	D3	2		18,9	849,4	
4	M1	D3	2	0,10	18,5	787,9	3,81
4	M1	D3	3	0,12	27,6	840,6	3,89
4	M1	D3	1	0,08	19,7	857,5	3,84
4	M1	D3	2	0,10	20,3	823,3	3,79
4	M1	D3	3	0,11	18,3	882,7	3,75
4	M1	D3	2		21,6	819,1	
4	M1	D3	3	0,11	17,9	851,3	3,82
4	M1	D3	1	0,12	26,3	967,3	3,87
4	M1	D3	1	0,09	19,9	873,5	3,83
4	M1	D3	2	0,11	27,7	907,9	3,86

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	N total %	P Olsen (mg/kg)	K (mg/kg)	C total %
4	M1	D3	3		24,2	987,2	
4	M1	D3	1	0,08	19,5	898,8	3,64
4	M1	D3	1	0,12	27,7	855,4	4,01
4	M1	D3	3	0,09	17,6	785,8	3,74
13	M3	D3	1	0,09	4,8	1132,5	3,93
13	M3	D3	2	0,10	3,1	1182,1	3,98
13	M3	D3	3	0,11	4,5	1077,5	3,89
13	M3	D3	1	0,10	2,5	894,9	3,78
13	M3	D3	2	0,09	3,9		3,77
13	M3	D3	3	0,10	2,3	987,7	3,79
13	M3	D3	1	0,10	2,2	1101,2	3,87
13	M3	D3	2	0,10	2,2	982,7	3,78
13	M3	D3	3	0,11	2,4	1002,7	3,93
13	M3	D3	1	0,11	3,0	1182,6	3,77
13	M3	D3	2	0,11	23,6	798,5	3,75
13	M3	D3	3	0,10	8,1	1129,1	3,79
13	M3	D3	1	0,09	3,4	783,0	3,75
13	M3	D3	2	0,09	2,2	783,0	3,62
13	M3	D3	3	0,09	4,3	930,9	3,63
22	M5	D3	2	0,10	10,5	890,4	3,58
22	M5	D3	1	0,11	13,9	876,8	3,68
22	M5	D3	3	0,10	9,8	885,3	3,58
22	M5	D3	3	0,11	22,3	990,7	3,64
22	M5	D3	2	0,12	27,7	1182,6	4,03
22	M5	D3	1	0,11	13,8	979,4	3,58
22	M5	D3	3	0,10	12,1	932,7	3,58
22	M5	D3	2	0,10	12,2	828,9	3,67
22	M5	D3	1	0,10	13,1	919,3	3,65
22	M5	D3	3	0,12	17,5	878,5	4,03
22	M5	D3	2	0,10	19,8	889,7	3,64

Semanas	Muestreo	Dosis	Submuestra	N total %	P olsen (mg/kg)	K (mg/kg)	C total %
22	M5	D3	1	0,10	13,5	868,0	3,65
22	M5	D3	3	0,11	20,1	1014,3	3,89
22	M5	D3	2	0,11	18,1	950,5	3,89
22	M5	D3	1	0,11	17,6	1182,6	3,93

