

**UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

ESTUDIO DE LA APLICACIÓN DE ESTIÉRCOL SOBRELARESPUESTA A  
NITRÓGENO EN LECHUGA BAJO INVERNADERO  
(*lactuca sativa* var capitata (L))

por

Andrés Nicolás BERETTA BLANCO  
Carlos Eduardo PALUMBO BAUZÁ

TESIS presentada como uno de  
los requisitos para obtener el  
título de Ingeniero Agrónomo  
(Orientación Granja Vegetal  
Intensiva)

MONTEVIDEO  
URUGUAY  
2004

Tesis aprobada por:

Director: \_\_\_\_\_  
Nombre completo y firma

\_\_\_\_\_  
Nombre completo y firma

\_\_\_\_\_  
Nombre completo y firma

\_\_\_\_\_  
Nombre completo y firma

\_\_\_\_\_  
Nombre completo y firma

Fecha: \_\_\_\_\_

Autor: \_\_\_\_\_  
Nombre completo y firma

\_\_\_\_\_  
Nombre completo y firma

## AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a nuestras familias por el apoyo permanente en estos años de estudio y en este trabajo en particular.

Al Ing. Agr. Thelmo D´Amado por ceder su establecimiento para la realización de esta tesis, y por su buena disposición en todo momento.

Al Ing. Agr. Omar “Taco” Casanova por la dirección y apoyo al trabajo realizado, sin perder en ningún momento el buen humor.

A los Ings. Agrs. Carlos Perdomo, Amabelia del Pino, Silvana Delgado, y a todo los integrantes del Departamento de Suelos y Aguas que participaron de diferente forma (Anibal Durán, Amilcar Rodriguez, Daniel Arana y Leticia Martínez)

Al Biólogo Jorge Monza, quien nos dio su tiempo y buena voluntad para las importantes correcciones que enriquecieron esta tesis y valoramos mucho.

Al Ing Agr. Julio Rodríguez por brindarnos conocimiento, material de lectura y participar en la evaluación.

A Pedro Díaz, por su colaboración y aporte de material.

Al personal de Biblioteca y Microscopía por la buena disposición al atendernos.

A todos los amigos, en especial a los de la “cueva de Araure” por la compañía de estos años.

Agradecimientos personales

A mi querida hermana Rosana por todos estos años de apoyo...

Andrés

A mis tíos Ricardo y Daniel Bauzá por el permanente apoyo y motivación en estos años.

A mis primos Miguel y Caty por haberme brindado su hospitalidad y cariño invaluable, en los años de convivencia.

Carlos

## Tabla de Contenido

	Pag.
PÁGINA DE APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES.....	V
1. INTRODUCCIÓN .....	0
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA .....	1
2.1 NITRÓGENO EN EL SUELO.....	1
2.1.1 Transformaciones del nitrógeno en los suelos.....	2
2.1.1.1 Mineralización.....	2
2.1.1.2 Nitrificación .....	3
2.1.2 Mecanismos de pérdida de N .....	4
2.1.2.1 Pérdidas de N a partir de NO <sub>3</sub> .....	4
2.1.2.2 Pérdida de N a partir de NH <sub>4</sub> .....	5
2.2 ABONOS ORGÁNICOS .....	5
a) Tipo de estiércol .....	6
a .1) procedencia .....	6
a.2) estado .....	8
a 3) descomposición .....	9
b) Forma en que se encuentran los elementos que lo componen .....	9
c) Calidad y cantidad de cama u otros materiales mezclados .....	10
d) Tratamiento del estiércol antes de ser aplicado al suelo .....	11
e) Pérdidas por la forma en que es aplicado .....	11
2.2.1. Procesos que sufre el abono en su incorporación al suelo.....	11
2.3 CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE LA PLANTA DE LECHUGA .....	14
2.4 RESPUESTA DE LA LECHUGA A DIFERENTES CANTIDADES Y FUENTES DE N .....	17
2.5 FISIOLÓGÍA DE LA ABSORCIÓN DE NITRATO .....	18
2.6 ACUMULACIÓN DE NITRATO POR LAS PLANTAS .....	20
2.6.1 Principales factores que influyen en el contenido de NO <sub>3</sub> en hortalizas .....	21
2.6.1.1 Material Vegetal.....	21
2.6.1.2 Factores ambientales .....	22
2.6.1.3 Factores nutricionales.....	24
2.7 TOXICIDAD DEL NITRATO Y NITRITO.....	25
3. MATERIALES Y MÉTODOS .....	27
3.1 DISEÑO EXPERIMENTAL.....	27
3.2 MUESTREOS .....	28
3.2.1 Muestreo de suelo.....	28
3.2.2 Muestreo de plantas.....	28
3.3 ANÁLISIS DE MUESTRAS .....	29
3.3.1 Análisis de suelo.....	29
3.3.2 Análisis de plantas.....	30
4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	31
4.1 NITRÓGENO EN EL SUELO.....	31
4.2 RESPUESTA DE LA LECHUGA AL AGREGADO DE ESTIÉRCOL.....	36
4.3 COMPARACIÓN ENTRE MÉTODOS DE DETERMINACIÓN DE NO <sub>3</sub> EN HOJA .....	48
5 CONCLUSIONES .....	50
6 RESUMEN.....	52
7 SUMMARY .....	53
8 BIBLIOGRAFÍA.....	54
9 ANEXOS .....	57

## **1. INTRODUCCIÓN**

El presente trabajo pretende generar información acerca del valor como fertilizante del abono de pollo, en particular en cuanto a su capacidad de aporte de N para el cultivo de lechuga (*Lactuca sativa* var. capitata L.) en invernáculo.

Los objetivos planteados son:

- Efecto de diferentes dosis de abono de pollo sobre:
  - el rendimiento y el contenido final de NO<sub>3</sub> en hojas de lechuga
  - el contenido final de N total y NO<sub>3</sub> en hojas de dos cultivos posteriores en la rotación: morrón (*Capsicum annum*) y melón (*Cucumis melo*).
- Evaluar distintas alternativas analíticas para la determinación de NO<sub>3</sub> en hojas de cultivos hortícolas.

## **2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA**

### **2.1 NITRÓGENO EN EL SUELO**

Es el nutriente que más influye en el rendimiento de los cultivos ya que los suelos agrícolas cultivados, en su mayoría, presentan baja disponibilidad en este elemento (Morón, A., 1994; Baethgen, W., 1996, Urquiaga, S., Zapata, F., 2000).

El contenido de N de un suelo dependerá del balance que exista entre las ganancias y pérdidas. Del total del N que hay en el suelo, aproximadamente el 98 % se encuentra formando compuestos orgánicos. Sin embargo la mayor parte de este N no está disponible para las plantas y para ser absorbido debe pasar a formas inorgánicas a la velocidad que las plantas lo requieren (Morón, A., 1994; Perdomo, C.; Barbazán, M., 1999; Urquiaga, S.; Zapata, F., 2000). El N inorgánico, representa un 2 % del N total del suelo, encontrándose en formas de nitrato ( $\text{NO}_3$ ), amonio ( $\text{NH}_4$ ) y nitrito ( $\text{NO}_2$ ) (Perdomo, C.; Barbazán, M. 1999).

La dinámica del N en el suelo está regulada por procesos biológicos, derivados de la actividad microbiana del suelo que afectan sobretudo a las formas minerales y a las formas orgánicas de reserva. Ejemplos de estos procesos son la mineralización, nitrificación, amonificación, desnitrificación, etc. (Morón, A., 1994; Perdomo, C.; Barbazán, M., 1999).

La cantidad de N liberado a partir de las reservas orgánicas y lo que permanece en el suelo luego del agregado de fertilizantes amoniacales o nítricos, dependen del balance existente entre la mineralización, la inmovilización y las pérdidas del suelo. (Jokela, 1992). Al incorporar sustratos orgánicos al suelo se dan tres procesos simultáneos, inmovilización, mineralización del N inmovilizado y mineralización del N orgánico originalmente presente. A su vez, después de un tiempo, los microorganismos que mueren formarán, en menor o mayor medida, parte del humus estable (Janssen, B. H., 1998).

El N llega al suelo mediante el aporte de las lluvias, la fijación biológica (simbiótica y no simbiótica) y por los fertilizantes y/o abonos orgánicos. En las producciones agropecuarias la principal forma de agregar N al suelo la constituyen las fertilizaciones químicas y/u orgánica. Las principales pérdidas de N del suelo ocurren por la extracción de los cultivos y animales, por volatilización, lixiviación, desnitrificación y erosión (Morón, A., 1994; Perdomo, C.; Barbazán, M., 1999).

A los fines de este estudio reviste importancia el agregado de N mediante la incorporación de abono, por lo que se desarrollarán brevemente los temas ligados a los

procesos que intervienen en la disponibilidad del N para las plantas influenciados por la incorporación de estiércol.

### **2.1.1 Transformaciones del nitrógeno en los suelos**

El pasaje de N orgánico a  $\text{NH}_4$  es un proceso lento (mineralización), llevado a cabo por una gran variedad de microorganismos heterótrofos, que se desarrollan en una amplia diversidad de ambientes. Los pasajes de  $\text{NH}_4$  a  $\text{NO}_2$  y  $\text{NO}_3$  (nitrificación) lo realizan microorganismos autótrofos y heterótrofos (en menor medida) específicos para cada transformación, y con liberación de energía, cuyo desarrollo es más condicionado por los factores ambientales (figura 1) (Böckman, O., *et al.* 1993; Morón, A., 1994; Baethgen, W., 1996; Rabuffetti, A., 1997; Frioni, L., 1999).

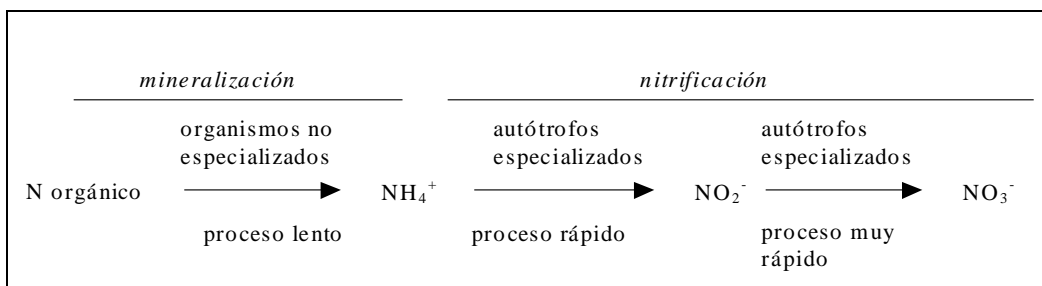


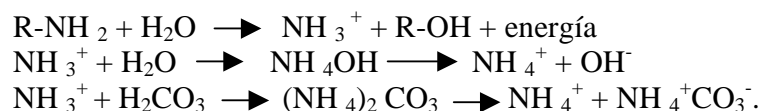
Figura 1. Proceso de mineralización y nitrificación, y microorganismos implicados.

En contraposición a la mineralización, los microorganismos pueden inmovilizar N mineral del suelo, esto ocurre cuando la energía de la degradación de sustratos orgánicos es suficiente para el crecimiento microbiano, pero el sustrato es pobre en el suministro de N por lo que los microorganismos toman el N mineral del medio. (Rabuffetti, A. 1997; Janssen, B. H., 1996)

Existe también un proceso global que involucra la transformación de N de la materia orgánica a formas estables de humus, cuya mineralización anual es de 2-4 % por los mecanismos de estabilidad que el humus presenta. (Fernández Da Silva, 1992 citado por Barrera, R.; Sganga, F., 1996)

#### **2.1.1.1 Mineralización**

Este proceso es realizado por un gran número de microorganismos heterótrofos que se desarrollan tanto en aerobiosis como anaerobiosis e involucra la degradación de las distintas moléculas orgánicas (urea, aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos, aminoazúcares, sustancias húmicas) produciéndose  $\text{NH}_4$  o amoníaco ( $\text{NH}_3$ ) según la siguiente reacción (Rabuffetti, A., 1997; Frioni, L., 1999):



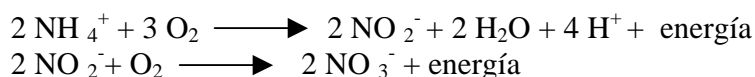
El nitrógeno amoniacal se presenta en dos formas: iones de  $\text{NH}_4$  y  $\text{NH}_3$  disueltos en equilibrio. (Böckman, O., *et al.* 1993; Baethgen, W., 1996.)



La carga positiva del  $\text{NH}_4$  permite que ocupe posiciones de intercambio en el complejo de arcillas y materia orgánica del suelo. Desde ahí puede ser absorbido por las plantas y microorganismos del suelo, o puede ser oxidado a la forma de  $\text{NO}_3$  que también es absorbido por las plantas. También puede perderse a la atmósfera por volatilización (previo pasaje a  $\text{NH}_3$ ), o por erosión (adsorbido a los coloides del suelo) (Böckman, O., *et al.* 1993; Baethgen, W., 1996; Urquiaga, S.; Zapata, F., 2000)

### **2.1.1.2 Nitrificación**

Es el proceso biológico de oxidación del  $\text{NH}_4$ , que produce iones solubles en agua ( $\text{NO}_3$  o  $\text{NO}_2$ ). Es realizado por microorganismos autótrofos aerobios estrictos principalmente del género *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*. (Frioni, 1990)



El  $\text{NH}_4$  es oxidado por las bacterias para formar  $\text{NO}_3$  siendo el  $\text{NO}_2$  un producto intermedio. (Böckman, O., *et al.* 1993)

El  $\text{NO}_3$  es soluble en agua y sólo se ve débilmente unido por las partículas del suelo. Por ello, constituye una forma muy móvil, que se desplaza con el flujo del agua y por difusión. El  $\text{NO}_3$  puede perderse del suelo como consecuencia de la lixiviación o desnitrificación fundamentalmente. (Böckman, O., *et al.* 1993; Baethgen, W., 1996; Urquiaga, S.; Zapata, F., 2000)

### **2.1.2 Mecanismos de pérdida de N**

Las pérdidas ocurren principalmente en forma de  $\text{NO}_3$  en la forma de óxidos gaseosos ( $\text{N}_2\text{O}$ ,  $\text{NO}$ ) por desnitrificación y por lixiviación por exceso de agua en el perfil

del suelo. Las pérdidas a partir de  $\text{NH}_4$  ocurren por erosión (adsorbido a partículas de suelo), y por volatilización (en forma de  $\text{NH}_3$ ) (Beathgen, W., 1996; Zapata, F., 2000).

Las cantidades de  $\text{N-NO}_3$  del suelo susceptible de pérdidas son muy variables en el espacio y tiempo, dependiendo de la cantidad de  $\text{N}$  adicionado, de la tasa de mineralización del  $\text{N}$  nativo del suelo, de la extracción por los cultivos, del sistema de manejo, del tipo de cultivo y del volumen de agua drenada; factores influenciados significativamente por las propiedades del suelo (CIC, textura, estructura, contenido de materia orgánica, etc.) (Canabal, J. C., Quintero, J. 1987; Rabuffetti, A. 1997; Perdomo, C., Barbazán, M. 1999; Sánchez, C. 2000; Urquiaga, 2000).

### **2.1.2.1 Pérdidas de $\text{N}$ a partir de $\text{NO}_3$**

Las pérdidas mas importantes en este sentido son las generadas por lixiviación y desnitrificación.

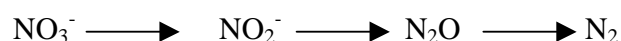
#### **Lixiviación**

La carga de los estados oxidados ( $\text{NO}_2$ ,  $\text{NO}_3$ ) es negativa, por lo que su participación en los procesos de intercambio iónico del suelo es despreciable. Por esta razón, el  $\text{N}$  en estos estados es susceptible a ser transportado por el agua hacia los horizontes más profundos del suelo. Este movimiento es probablemente el proceso por el cual se pierde la mayor cantidad de  $\text{N}$  (Beathgen, W.; Cardellino. G., 1979; Beathgen, W., 1996; Perdomo, 1996).

#### **Desnitrificación**

Se denomina desnitrificación al proceso que ocurre cuando los microorganismos en condiciones de anaerobiosis reducen el  $\text{NO}_3$  y el  $\text{NO}_2$  a formas gaseosas: dióxido de  $\text{N}$  ( $\text{NO}_2$ ), óxido nitroso, ( $\text{N}_2\text{O}$ ) y  $\text{N}$  ( $\text{N}_2$ ), al usarlos como aceptores de electrones (Beathgen, W.; Cardellino. G., 1979 ; Frioni, L. 1990; Beathgen, W., 1996; Rabuffetti, A. 1997).

Cooper y Smith sugieren la siguiente secuencia:



Para que este proceso sea posible el suelo debe presentar una fuente de energía en cantidad suficiente y aprovechable por los microorganismos, alta temperatura, y condiciones limitantes en cuanto al suministro de  $\text{O}_2$  . (Beathgen, W.; Cardellino. G.; 1979).

### **2.1.2.2 Pérdida de N a partir de NH<sub>4</sub>**

Las pérdidas mas importantes en este sentido son la volatilización y la erosión.

#### **Volatilización**

El término volatilización se utiliza para describir el proceso de pérdida de N del suelo como NH<sub>3</sub>. La concentración de NH<sub>4</sub> se encuentra en equilibrio con el NH<sub>3</sub>. La magnitud de las pérdidas dependerá de los factores que afecten el equilibrio existente en la solución del suelo. (Baethgen, W., 1996; Perdomo, C., Barbazán, M. 1999)

#### **Erosión**

El NH<sub>4</sub> al poseer carga positiva se adsorbe a los coloides y la Materia Orgánica del Suelo (MOS) cuyas cargas son negativas, por esta razón el NH<sub>4</sub> se pierde del suelo en el proceso de erosión.

## **2.2 ABONOS ORGÁNICOS**

Los abonos orgánicos pueden ser descritos como fertilizantes voluminosos de un valor variable en nutrientes que raramente superan el 10 a 20 % de la concentración encontrada en los fertilizantes minerales. (Fernández Da Silva, 1992, citado por Barrera, R.; Sganga, F., 1996)

Como simple fuente de nutrientes el estiércol puede ser sustituido por los abonos minerales pero los efectos indirectos del abono orgánico en el mejoramiento de las propiedades físicas del suelo, debido a su alto tenor de materia orgánica, no pueden ser producidos por los fertilizantes (García, M., 1993; Malavolta, 1976, citado por Campelo *et al.*, 1981, citados por Reyes, C.; Malan, R., 1997).

El estiércol es una mezcla de productos del metabolismo como urea y ácido úrico, microorganismos vivos y muertos, y residuos del alimento original de los animales. (Salter y Schollenberger, 1939, Azevedo y Stout, 1974 y Wilkinson, 1979, citados por Bouldin *et al.*, 1984). Los microorganismos presentes en él, ayudan a la descomposición del humus presente en el suelo; además con el estiércol se agregan hormonas, vitaminas y antibióticos. (Thomson y Kelly 1957, citados por Campelo *et al.*, 1981, citados por Barrera, R.; Sganga, F., 1996; Reyes, C.; Malan, R., 1997).

Desde el punto de vista mineral se considera al estiércol en primer lugar como un fertilizante nitrogenado y en segundo lugar como potásico (Tisdale y Nelson, 1991, citados por Barrera, R., Sganga, F., 1996). El tenor de estos elementos dependerá de la cantidad y calidad del mismo (Barrera, R.; Sganga, F., 1996)

El abono debe incorporarse en grandes cantidades debido a su baja proporción de N y a su baja eficiencia de absorción por el cultivo (Barrera, R.; Sganga, F., 1996), para que ejerza una importante acción duradera sobre el contenido de materia orgánica del suelo. Las principales causas de ello son el elevado contenido de agua de muchos estiércoles y de la pérdida de gran parte de su materia orgánica durante el proceso de descomposición que experimenta en el suelo. (Simpson, 1991, citado por Reyes, C.; Malan, R., 1997)

El valor como fuente de nutrientes, según Campelo *et al.* (1981) está condicionado por los siguientes factores:

- a) *tipo de estiércol,*
- b) *forma en que se encuentran los elementos que lo componen*
- c) *cantidad y calidad de cama u otros materiales mezclados con el abono*
- d) *cuidado que haya tenido el estiércol antes de ser aplicado al suelo*
- e) *forma de aplicación.*

#### **a) Tipo de estiércol**

Es importante considerar su procedencia, el estado en que se encuentra, y si sufrió procesos de descomposición o fermentación.

##### **a .1) procedencia**

Como se observa en los cuadros 1, 2 y 3, los estiércoles presentan concentraciones diferentes de nutrientes y contenido de agua, según el animal del cual provienen. También cabe destacar que estiércoles de la misma procedencia animal presentan composiciones químicas diferentes, lo que hace difícil su caracterización.

**Cuadro 1. Contenido de nutrientes en diferentes estiércoles animales.**

Animal	N	P	K
vaca lechera	6	1.5	6.0
novillo	6	1.5	4.0
cerdo	6	1.5	2.5
ponedora	14	4.5	5.0
pollo	26	9.0	14.0

Las cantidades de nutrientes se expresan como kg/ 1000 kg de estiércol húmedo

Fuente: adaptado de King, 1990, citado por Barrera, R., Sganga, F., 1996; Reyes y Malan, 1997.

**Cuadro 2. Porcentaje de agua y contenido promedio de N, P y K en estiércoles de diferentes animales de granja.**

Tipo de estiércol	% de agua	N	P	K
Gallina (depos. s/cama)	54	14.04	3.60	3.15
ganado lechero	79	5.04	6.90	4.50
ganado engorde	80	6.30	1.80	4.05
Cerdo	75	4.50	1.26	3.42
Caballo	60	6.21	0.90	5.40
Oveja	65	12.60	1.89	9.00

Las cantidades de nutrientes se expresan como kg/ 1000 kg de estiércol húmedo

Fuente: Bennet et al., 1961 citados por Campelo et al., 1991 citados por Barrera, R., Sganga, F., 1996

**Cuadro 3. Composición química de algunos estiércoles y relación C/N.**

Estiércol	N	P	K	C/N
caballo	1.4	0.5	1.8	18/1
vacuno	1.7	0.9	1.4	32/1
ovino	1.4	1.0	2.1	32/1
aves	1.9	1.8	1.0	-
cerdo	1.9	0.7	0.5	16/1

Las cantidades se expresan como porcentaje de materia seca

Fuente: Aldabe, L. 2000.

El contenido de nutrientes secundarios y micronutrientes es muy variable. (Reyes, C.; Malan, R., 1997). En tal sentido Campelo *et al.*, (1981) afirma que en estiércoles de animales de granja, los más importantes son calcio (2.4 – 7.4 %), azufre (1 – 6.32 %) y magnesio (1.6 – 5.8 %). (Barrera, R., Sganga, F., 1996). El cuadro 4 presenta valores de nutrientes secundarios y micronutrientes determinados en abonos de granja.

**Cuadro 4. Rango de contenido de nutrientes en los abonos de granja.**

Nutriente	rango %	Nutriente	rango %
calcio	2.40 – 7.40	magnesio	1.60 – 5.80
azufre	1.00 – 6.20	boro	0.02 – 0.12
zinc	0.03 – 0.18	cobre	0.01 – 0.03
hierro	0.08 – 0.93	molibdeno	0.001- 0.011
manganeso	0.01 – 0.18		

Fuente: Tisdale y Nelson , 1991, citados por Reyes, C., Malan, R., 1997

Según Campelo *et al.*,(1981), Kiehl (1985 ) y Chaney (1992), citados por Reyes, C., Malan, R., (1997), los estiércoles de aves contienen una mayor concentración de nutrientes (cuadro 5), debido a que:

- el porcentaje de humedad presente es menor
- contienen deyecciones líquidas y sólidas mezcladas,
- provienen de animales criados con raciones concentradas

#### **Cuadro 5. Composición media del estiércol de gallina.**

Componentes	Valores		
	Medios	Mínimos	Máximos
materia orgánica %	52.21	25.57	84.25
N %	2.76	1.25	4.51
fósforo (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> ) %	5.95	0.35	7.72
potasio (K <sub>2</sub> O) %	1.71	0.23	3.23
relación C/N	11/1	4/1	16/1

Los resultados se expresan en base seca

Fuente: Kiehl, 1985, citado por Reyes, C.; Malan, R., 1997

#### **a.2) estado**

Por lo general los estiércoles frescos contienen mucha cama celulósica y un elevado tenor de agua. En el estiércol curado la celulosa está total o parcialmente descompuesta y el tenor de agua está reducido a la mitad, por tanto, los nutrientes además de estar más disponibles, están más concentrados (Kiehl, 1985, citado por Reyes, C., Malan, R., 1997)

En caso de ser aplicado en fresco, el estiércol debe ser distribuido en el campo e incorporado con anticipación a la siembra, para evitar cualquier perjuicio al cultivo (Thomson y Kelly, 1957, citados por Campelo *et al.*, 1981, citados por Barrera, R., Sganga, F., 1996) Aún en estos casos existen grandes posibilidades de pérdidas de N que se deben a dos razones (Malavolta, 1976, citado por Campelo *et al.*, 1981, citados por Barrera, R., Sganga, F., 1996):

- a) fermentación; al aumentar la temperatura se disocia el (NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> dando NH<sub>3</sub> que se volatiliza,
- b) putrefacción de proteínas, con formación de N<sub>2</sub> y NO.

Otro efecto es la probable utilización de los NO<sub>3</sub> por los microorganismos en el estiércol, lo que lleva a causar deficiencias de N en el suelo por inmovilización.

(Thompson y Kelly, 1957, citados por Campelo et al. 1981). Según Thompson (1962) teniendo en cuenta la relación C/N del estiércol, éste se puede aplicar inmediatamente antes de la siembra sin que se produzca deficiencia de N durante la germinación. Sin embargo es conveniente una previa descomposición que libere parte del N, con lo que asegurará un buen principio del cultivo y no se producen los daños antes mencionados (Barrera, R., Sganga, F., 1996). Como se verá en el capítulo 2.2.1, la relación C/N del estiércol reviste importancia relativa, por la presencia de sustancias de difícil degradación por los microorganismos pese a su baja relación C/N (Calla, et al. 1977).

Hay ciertas ventajas de la aplicación del estiércol sin haber sido fermentado, como por ejemplo la poca pérdida de materiales valiosos, que generalmente se dan a través del lavado y la descomposición, y por otro lado el aporte de microorganismos beneficiosos que son suministrados por el estiércol fresco. (Barrera, R., Sganga, F., 1996).

### ***a 3) descomposición***

Según Thompson, 1962, citado por Barrera, R., Sganga, F., 1996; el estiércol sufre los siguientes cambios en la descomposición:

- disminución de la materia orgánica y N, pero aumento en el porcentaje de este último, debido a que los microorganismos del suelo consumen primero y en mayor cantidad aquellos materiales ricos en hidratos de carbono
- descomposición microbiana; el N orgánico resultante adquiere una cierta estabilidad a la posterior descomposición rápida
- disminución en la relación C/N, lo cual supone la inmediata mineralización del N al incorporar el estiércol al suelo.
- aumento en el porcentaje de los constituyentes minerales.
- aumento en el porcentaje del P inorgánico, dentro del porcentaje total de P.
- aumento en el porcentaje de lignina y disminución en el de celulosa y hemicelulosa.
- mejora en la condición mecánica.

### ***b) Forma en que se encuentran los elementos que lo componen***

Un elevado porcentaje del contenido total en nutrientes, se encuentra en forma de complejos orgánicos, los cuales son liberados o mineralizados muy lentamente lo que permite exhibir un efecto acentuado en la producción aún después que las aplicaciones

cesaran, ya que no todos serán asimilados por el primer cultivo instalado después de su aplicación. (Campelo *et al.*, 1981; Reyes, C., Malan, R., 1997).

En muchos casos, 40 a 60 % del N total se encuentra en compuestos como urea y ácido úrico, que son rápidamente hidrolizados y/o descompuestos a formas amoniacales, por lo que también se incrementa el NH<sub>3</sub>. Cuando la temperatura es favorable para la actividad microbiana, el N en compuestos orgánicos complejos también es transformado en N amoniacal. En pocos días, solo aproximadamente ½ del N excretado se encuentra en forma orgánica insoluble. (Bouldin *et al.* 1984)

### c) *Calidad y cantidad de cama u otros materiales mezclados*

El material que acompaña al estiércol incide en su valor como fuente de nutrientes principalmente en lo que tiene que ver con N, P y K (cuadro 6). Así, las deposiciones de aves son las que registran los menores valores porcentuales para los nutrientes considerados, excepto N; en tanto que el abono de cama de crianza de ponedora es el más rico en N, P y K como porcentaje de la materia fresca. (Tinsley, 1965, citado por Campelo *et al.*, 1981, citados por Barrera, R., Sganga, F., 1996).

Las camas al ser materiales pajizos, ricos en celulosa, aumentan la relación C/N de los estiércoles puros; como por ejemplo en el caso del estiércol de gallina puro, que de una relación C/N entre 4/1 a 18/1, al mezclarlo con la cama, pasa a valores de 25 a 35/1, que son los límites para la descomposición microbológica ( Kiehl, 1981, citado por Reyes, C., Malan, R., 1997). En el caso concreto del estiércol de ave, aquel mezclado con cama, contiene más materia orgánica (2/3 de su peso) que las deposiciones frescas o el compost (Reyes, C., Malan, R., 1997)

**Cuadro 6. Composición del estiércol de ave, del compost hecho a partir de él, y del estiércol de establo**

Tipo estiércol	% Humedad	N	P	K
abono de establo	75	0.5	0.1	0.4
deposiciones de aves	73	1.2	0.4	0.4
compost de paja y deposiciones	65	1.1	0.9	0.8
abono de cama de crías (ponedoras)	35	1.9	1.6	1.2

Los valores de los nutrientes se expresan como % de la Materia Fresca  
Fuente: Campelo *et al.*, 1981, citados por Reyes, C., Malan, R., 1997

#### ***d) Tratamiento del estiércol antes de ser aplicado al suelo***

La conservación del estiércol disminuye las pérdidas del N causadas fundamentalmente por lixiviación, sin embargo entre un 20 a 50 % del N se pierde en este proceso. Según Campelo *et al.* (1981), citados por Barrera, R., Sganga, F., (1996) para controlar las pérdidas de N se debe apisonar y humedecer el material para dificultar el acceso del oxígeno y evitar los aumentos de temperatura, ya sea porque favorece la disociación de carbonato de  $\text{NH}_4$  y la expulsión del gas carbónico, y/o agregar superfosfato (50 kg/ton de estiércol) para evitar las pérdidas de  $\text{NH}_3$ .

#### ***e) Pérdidas por la forma en que es aplicado***

Las pérdidas por volatilización del  $\text{NH}_3$  son más importantes durante el almacenamiento y la aplicación en cobertura, por lo que el material debe enterrarse inmediatamente luego de la aplicación, para disminuir las pérdidas de N y evitar la oxidación de la materia orgánica. (Campelo *et al.* 1981; Barrera, R., Sganga, F., 1996; Reyes, C., Malan, R., 1997). Hasta un 25 % del N puede ser perdido por volatilización en un día, y un 50 % en cuatro días. (Tisdale y Nelson, 1966, citados por Reyes, C., Malan, R., 1997), lo que cambia la eficiencia del agregado de estiércol como fuente de N como lo indica el cuadro 7.

**Cuadro 7. Eficiencia (N residual) de diferentes formas de aplicación del estiércol**

Manejo del estiércol	Eficiencia en %
enterrado inmediato	100
enterrado después de 2 días	71
2 días en el montón, esparcido y enterrado	49
15 días en el montón, esparcido y enterrado	25

Fuente: Campelo *et al.*, 1981

#### **2.2.1. Procesos que sufre el abono en su incorporación al suelo**

Como aporte de materia orgánica, el estiércol presenta una mineralización muy alta e incrementa el humus en 1/3 a 1/4 de la cantidad de estiércol aportada. También se modifica la composición del humus, aumentando el contenido de ácidos húmicos y disminuyendo el de fulvoácidos, si el aporte de estiércol es continuo. (Kononova, 1982, citado por Barrera, R., Sganga, F., 1996)

El cuadro 8 describe una aproximación que hace Simpson (1991) sobre la cantidad de nutrientes disponibles y la fracción que será asimilada por el cultivo instalado después de su aplicación.

**Cuadro 8. Equivalencia en N, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> y K<sub>2</sub>O, de los estiércoles elaborados en la propia explotación.**

	disponibilidad para el primer cultivo			disponibilidad total		
	N	P <sub>2</sub> O	K <sub>2</sub> O	N	P <sub>2</sub> O	K <sub>2</sub> O
Estiércol de granja (bovinos)	2.0	1.5	3.0	6.0	3.0	5.0
Estiércol. de granja (bovinos + P)	2.0	3.0	3.0	6.0	6.0	5.0
Estiércol. aves desecado	25	15	7	40	30	25
Estiércol. aves de cama gruesa	10	10	10	17	18	13
Cama de parrillero	15	12	12	24	20	15

kg de nutrientes por tonelada de estiércol  
Fuente: Simpson 1991.

La mineralización del N orgánico durante el primer año será del 20 al 50 % para el estiércol de ganado vacuno, y del 30 al 90 % para el estiércol de ave, disminuyendo el 2º y 3º año, alcanzando tasas del 5 al 6 % anual. Estos valores son apenas superiores a la tasa de mineralización del N desde la materia orgánica del suelo. Sin embargo este N residual puede ser importante cuando las aplicaciones de estiércoles son frecuentes (Bitzer, C.; Sims, T. 1988; Chaney, 1992, citado por Reyes, C., Malan, R., 1997; Aldabe, L. 2000).

Cuando se incorpora anualmente estiércol a un mismo suelo, es necesario incorporar menores cantidades año tras año para mantener el nivel de N disponible en el suelo, lo que se explica por la lenta liberación de N de la fracción más estable del estiércol. Sin embargo, cuanto más contenido de N total posee un estiércol, su comportamiento es más similar al de un fertilizante inorgánico, por lo que las incorporaciones anuales varían escasamente (Calla, *et al.* 1977).

En el suelo, la fracción amoniacal del estiércol es nitrificada si la temperatura es favorable para la actividad microbiana, pero el NH<sub>4</sub> puede volatilizarse en forma de NH<sub>3</sub> aun cuando el estiércol haya sido incorporado al suelo. El NO<sub>3</sub> puede perderse por lixiviación o desnitrificación asociado a alternancia de períodos de secado y humedecimiento del suelo. La pérdida por desnitrificación se ve potenciada por la gran oferta de energía que implica el estiércol para los microorganismos, los cuales a su vez consumen grandes cantidades de O<sub>2</sub>, lo que genera condiciones propicias para la

desnitrificación (Bouldin *et al.* 1984). A su vez la nitrificación es inhibida por altas concentraciones de sales y/o  $\text{NH}_3$ , sin embargo hay poca evidencia que indique que altas aplicaciones de estiércol retarden la nitrificación. (Calla, *et al.* 1977)

La tasa de liberación del N depende de la temperatura del suelo, a mayor temperatura, mayor liberación en presencia de suficiente agua y aire (Thompson y Kelly, 1957, citados por Campelo *et al.*, 1981). La mineralización es favorecida por las mismas condiciones de humedad y temperatura que las del crecimiento de los cultivos, por lo que la tasa de mineralización es aproximadamente igual a la de crecimiento de los cultivos. (Calla, *et al.* 1977; Bouldin *et al.* 1984)

En experiencias de incorporación de estiércol en suelo a cielo descubierto, García, M. (1993) determinó que en los cinco meses luego de la incorporación de los materiales orgánicos se produce una intensa mineralización. El N liberado se acumula en el suelo hasta alcanzar un nivel máximo en otoño. Posteriormente, existen pérdidas importantes de N por lixiviación. No obstante, se presume que una parte del N que no es recuperado por el cultivo, se mantiene formando parte de la materia orgánica del suelo, cuyo nivel aumenta.

Los compuestos nitrogenados en el estiércol se presentan principalmente en dos fracciones: a) sustancias proteínicas que han resistido el ataque de los jugos gástricos y la descomposición bacteriana en el intestino, y que presumiblemente, son resistente al ataque microbiano en las pilas de estiércol y/o en el suelo; y b) proteínas microbianas de células vivas o muertas (Salter y Schollenberger, 1939 citados por Calla, *et al.* 1977). La mitad a 1/3 del N presente como proteína microbiana será rápidamente atacado por los microorganismos del suelo. Pero las heces de los animales contienen una gran cantidad de lignina u otros polifenoles, sustancias que al combinarse con proteínas forman sustancias resistentes al ataque microbiano, y por lo tanto, poseen N de baja disponibilidad para las plantas. La baja disponibilidad del N del estiércol en el suelo se debe a la combinación de sustancias proteínicas con lignina o sustancias similares. (Calla, *et al.* 1977). Sin embargo Bitzer y Sims (1988), sugieren que la baja relación C/N de los estiércoles de pollo parrillero hacen factible su rápida mineralización.

Gale y Gilmour (1986), observaron y reportaron tres fases en la descomposición y mineralización del estiércol de pollo parrillero incorporado al suelo. La primera fase (que determinaron en 7 días) es rápida, y es en la única que ocurre mineralización neta; durante la segunda (del día 7 al 14) y tercera fase (del día 14 al 35) los niveles de N mineral son constantes o decrecen lentamente, con pérdidas atribuibles a inmovilización o desnitrificación. Patrones similares encontraron Westerman *et al.* (1987), al observar que el nivel de  $\text{N-NO}_3$ , en tres suelos abonados con estiércol de pollo parrillero se incrementaba de 50 a 150 mg/kg suelo en 1 semana, permanecía constante por 8 semanas, luego disminuía de la semana 11 a la 19 hasta niveles próximos a 25-50 mg/kg. Los niveles de  $\text{N-NO}_3$  volvían a incrementarse hasta 250-300 mg/kg durante la

semana 20 a la 40. La disminución del nivel de N-NO<sub>3</sub> entre la semana 11 a al 19 se atribuye a inmovilización del N mineralizado de la fracción de N orgánico rápidamente mineralizable del estiércol, que luego se remineralizó en las semanas siguientes. (Bitzer, C.; Sims, T. 1988).

Como conclusión el estiércol presenta varias características como fertilizante nitrogenado ideal, ya que el N se expone a menores pérdidas por lixiviación y desnitrificación, no es tóxico para las plantas y la mineralización depende de las mismas condiciones climáticas que el crecimiento de las plantas. (Bouldin *et al.* 1984)

### 2.3 CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE LA PLANTA DE LECHUGA

La lechuga es una planta herbácea anual que crece muy bien en tiempo fresco, aunque las temperaturas menores a 5°C retrasan la germinación y las mayores a 30°C producen termoinhibición. En las primeras etapas resisten las heladas, pero formado el repollo, aumenta la sensibilidad a las mismas. Es una especie de día largo cuantitativa para florecer, requiriendo de vernalización según el cultivar. Por otra parte el efecto del fotoperíodo es modificado por la temperatura especialmente en días cortos, donde a mayor temperatura se acelera la entrada en floración. (Vigliola, M. 1986; Bettini, R; Doglio, J. 1994; Galván, G.; Rodríguez, J. 1999).

El desarrollo de la lechuga está condicionado por la temperatura y cada etapa presenta mínimos, óptimos y máximos según se aprecia en el cuadro 9.

**Cuadro 9 Temperaturas cardinales para el crecimiento y desarrollo de lechuga.**

	Temperatura mínima	Temperatura óptima	Temperatura máxima
Germinación	1.6	18-21	29.4
Desarrollo vegetativo	6	16-20	27
Floración		21-27	

Fuente: Vigliola, M. 1986; Galván, G.; Rodríguez, J. 1999.

En el desarrollo de la lechuga se distinguen cuatro etapas :

1. Desarrollo de la plántula. Comprende la emergencia y crecimiento de la radícula, aparición de las hojas cotiledonares; aparición de 3ª y 4ª hojas

- verdaderas. Es una etapa de crecimiento y desarrollo lento, y dura de 3 a 6 semanas.
2. Fase de roseta. Desarrollo de nuevas hojas, disminuye la relación largo/ancho de la hoja. Formación de roseta (acortamiento de pecíolos). Duración 3 semanas.
  3. Formación de la cabeza. Las hojas de roseta presentan crecimiento mas erecto y nuevas hojas se forman dentro de la roseta. La madurez comercial coincide con el final de la fase vegetativa. Duración 2 a 3 semanas
  4. Floración La cabeza o repollo se afloja, pierde la forma. Emisión del escapo floral.

Entre los 30 y 59 días desde la siembra se observa un aumento gradual significativo de la materia seca tanto en raíces como en la parte aérea, mientras que en los restantes días hasta la cosecha hay un incremento significativo (500 %) respecto a la masa inicial, respondiendo a un modelo exponencial ( $y = e^{a+bx}$ ) (figura 2) (Zink, F.; Yamaguchi, M. 1996; Premuzic *et al.*, 1995, citados por Galván, G.; Rodríguez, J. 1999). La máxima tasa de crecimiento, que en otros cultivos se alcanza antes del inicio de la fase de traslocación, en la lechuga se alcanza al final del ciclo comercial (Galván, G.; Rodríguez, J. 1999).

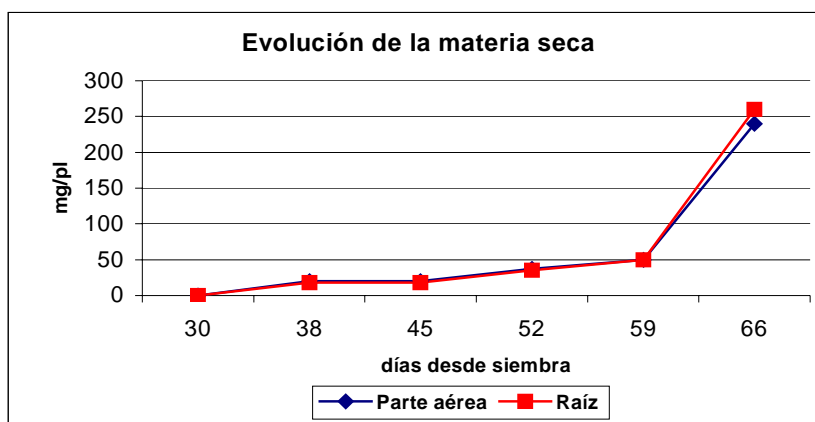


Figura 2 El cultivar es Maravilla de las cuatro estaciones. La materia seca se mide en miligramos por planta (mg/pl). Fuente: Premuzic *et al.* 1995, citados por Galván, G.; Rodríguez, J. 1999.

Las plantas en general requirieron 61 a 78 días para madurar, produciendo el 80 % de su peso fresco en los 21 días antes de la primer cosecha y 43 al 57 % en la última semana antes de la cosecha (figura 3). En general la curva de crecimiento fue menos abrupta en los cultivos que requerían mayor período de crecimiento para alcanzar madurez comercial (Zink, F.; Yamaguchi, M., 1962).

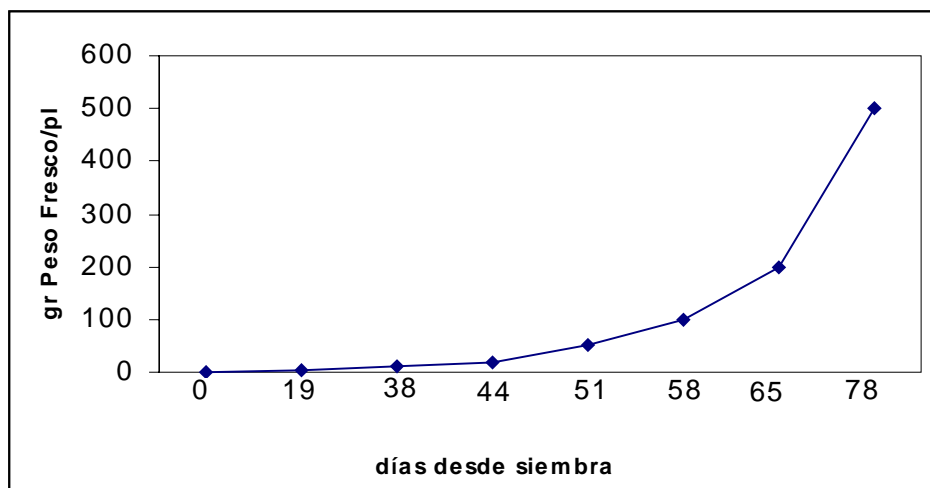


Figura 3 Evolución del peso fresco, expresado en gr/ planta, de la parte aérea de lechuga del cultivar Dolly. Fuente: INIA E.E Las Brujas (1994).

Al acercarse a la madurez comercial, el contenido de M.S disminuye, y parece influenciado por condiciones climáticas y el régimen de riego ( Zink, F.; Yamaguchi, M., 1962).

Las curvas de absorción de nutrientes siguen la curva de producción de MS durante todo el cultivo, observándose una asociación lineal entre el contenido de nutrientes y la producción de MS (figura 4) (Galván,G.; Rodríguez, J. 1999).

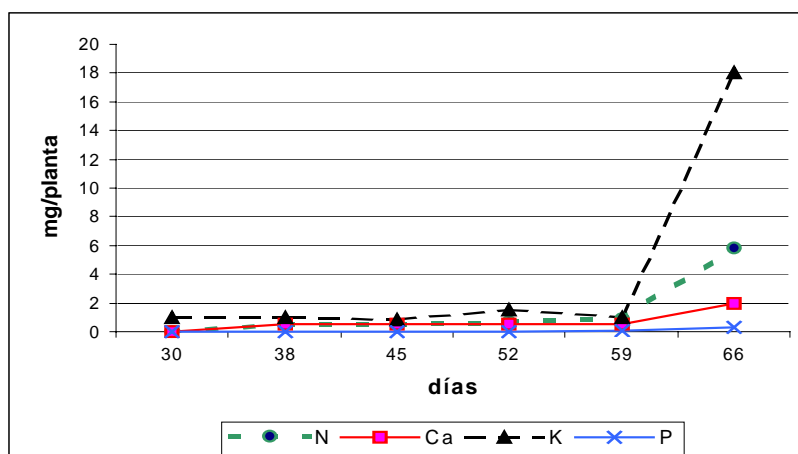


Figura 4. Evolución de los contenidos de N, Ca, K y P expresados en mg/planta a partir de los 30 días de sembrada. Fuente: Premuzic et al., 1995, citados por Galván,G.; Rodríguez, J. 1999.

## 2.4 RESPUESTA DE LA LECHUGA A DIFERENTES CANTIDADES Y FUENTES DE N

La deficiencia de N en la lechuga provoca una acusada disminución en el crecimiento y vigor de la planta, las hojas alcanzan un tamaño pequeño, adquieren un color verde pálido, el tallo queda hueco, y presentan una coloración pardo oscura en el xilema. (Maroto, J., Gómez, A., Baixauli, C., 2000). Por otro lado, un exceso de N provoca un gran desarrollo vegetativo, aumenta el tamaño de las hojas, retrasa el acogollado(ciclo mas largo) y aumenta la sensibilidad a los ataques de hongos fitopatógenos como los del género *Botrytis* (Zink, F.; Yamaguchi, M.,1962; Santos *et. al* 1994; Maroto, J., Gómez, A., Baixauli, C., 2000).

El ritmo de absorción del N está estrechamente relacionado con el de producción de biomasa vegetal, acentuándose en la fase de formación del cogollo. En un estudio Gardner y Pex (1979) constataron que alrededor del 80 % del N absorbido por la planta de lechuga tenía lugar durante las cuatro últimas semanas anteriores a la recolección. Por ello la existencia de un nivel alto de N mineral en el suelo durante el acogollado es de primordial importancia para lograr un rendimiento satisfactorio (Maroto, J., Gómez, A., Baixauli, C., 2000). Premuzic *et al.*, (1995) observó una relación positiva entre la concentración de N y M.S, coincidiendo de este modo el rendimiento con la calidad nutritiva.

Santos *et al.*. (1994) encontraron que el contenido de MS decreció con aumento de la dosis de compost, obteniéndose igual tendencia con el abono mineral. Las plantas subnutridas presentaron mayores tenores de MS, por el menor crecimiento y absorción de agua, resultando en hojas más pequeñas y espesas. La aplicación de abono mineral redujo los tenores de MS por la simple acumulación de agua en los tejidos.

La máxima producción de materia fresca fue obtenida con dosis de 65,85 ton/ha de MS de compost, y se observaron pequeñas disminuciones en dosis mas elevadas, debidas probablemente a exceso de N (Sánchez , 2000).

En ensayos de abonado, en los que se compararon dosis de N (60, 120, 180 y 240 kg de N/ha) con diferentes cultivares de lechuga Iceberg, a partir de la dosis baja, 60 kg de N/ha, no se halló ningún efecto significativo ni sobre el rendimiento ni sobre el peso medio del cogollo. La lechuga cultivada durante épocas frías (invierno) requiere una dosis de N algo más alta (20 – 30 kg N/ha) que en las épocas cálidas, debido al menor ritmo de mineralización (Maroto, J., Gómez, A., Baixauli, C., 2000).

En cuanto al efecto del tipo de N (amino, amoniacal y nítrico), los resultados obtenidos en distintos estudios indican que no es importante, siempre que se apliquen en la época adecuada en función de sus características (Maroto, J., Gómez, A., Baixauli, C., 2000).

El N total como % del peso seco fluctuó entre 6,65 a 3,10 % durante el crecimiento de las plantas, tendiendo a disminuir cuando la planta se acercaba a la madurez comercial. No se encontró una relación entre el contenido de N total de la parte aérea en la primer cosecha y la cantidad de N aplicado (Zink, F.; Yamaguchi, M.,1962). Menos del 5 % del N que absorbe el cultivo, se encuentra en el sistema radicular de las plantas en el día de la primer cosecha (Sánchez, 2000).

En los resultados obtenidos por Zink, F.; Yamaguchi, M. (1962), el  $\text{NO}_3$  fluctuó durante el desarrollo de la planta, relacionado con el grado de crecimiento y/o momento de la fertilización nitrogenada. Durante fases tempranas el  $\text{NO}_3$  disminuyó, luego de una refertilización, se incrementó rápidamente y se mantuvo constante. La segunda aplicación de N durante los últimos 28 días de crecimiento incrementaron el contenido de  $\text{NO}_3$  que se mantuvo hasta el final. No se encontró relación entre el contenido de  $\text{NO}_3$  en la porción aérea de la planta y la cantidad de N aplicado, probablemente por el hecho de que la concentración de  $\text{NO}_3$  en la planta se relaciona con el momento de la fertilización con N y con el grado de crecimiento de las mismas. No se vio relación entre %N-total y N- $\text{NO}_3$ .

Para maximizar la producción, el contenido de N- $\text{NO}_3$  en la nervadura central debe ser aproximadamente 0.5 %. Desde que se determinó que el nivel de N- $\text{NO}_3$  en la nervadura media es el doble de lo que se encuentra en la parte aérea, se desprende que para el total de la parte aérea, este nivel debe ser de 0.25 % del peso seco (Lorenzo *et al.* 1956, citado por Zink, F.; Yamaguchi, M.,1962).

Sánchez (2000), determinó que la necesidad de aporte de N era mayor en los suelos arenosos que en los suelos arcillosos. Las menores eficiencias de utilización (12 a 23%) se asocian a la mayor pérdida por lixiviación en suelos arenosos, concepto que se refleja en la diferencia existente entre el N aplicado y el obtenido en los tejidos.

Las recomendaciones nacionales sugieren fertilizar con 90 a 150 kg N/há, fraccionando el 50 % en la siembra y el otro 50 % en los últimos 30 días de cultivo (Bettini, R., Doglio, J., 1994; Aldabe L., 2000).

## **2.5 FISIOLOGÍA DE LA ABSORCIÓN DE NITRATO**

Las plantas superiores absorben el N como  $\text{NO}_3$ , y en forma limitada como  $\text{NH}_3$  o  $\text{NH}_4$ . El  $\text{NO}_3$  antes de ser utilizado en la síntesis de aminoácidos, es reducido a  $\text{NO}_2$  y luego a  $\text{NH}_4$ .

El grado de entrada de  $\text{NO}_3$  a la célula puede depender de un mecanismo de *feedback* entre el sistema de transporte de ácidos orgánicos y/o la concentración interna de  $\text{NO}_3$  (Blom-Zandstra, M; Lampe, J., 1985). Así, la absorción, al igual que la reducción, parecen ser inducidos por los respectivos sustratos. El  $\text{NO}_3$  es un inductor de la síntesis de la enzima que lo reduce, nitrato reductasa (NR), y presenta sistemas de transporte de alta y baja afinidad en las raíces.

El contenido relativo de  $\text{NO}_3$  y compuestos orgánicos en el xilema depende también de las condiciones ambientales. En condiciones de exceso de este ión en el medio, o raíces frías de plantas que no traslocan mucho  $\text{NO}_3$ , se genera un traslado mayor a los tallos, ya que en estas condiciones, las raíces no son capaces de reducirlo en su totalidad. (Klingenberg, C., 1995).

La absorción de  $\text{NO}_3$  se ve levemente influenciada por aniones como cloruros, bromuros y sulfatos, mientras cationes como calcio, potasio y amonio le afectan significativamente; en forma que mayores concentraciones de calcio y potasio generalmente aceleran la absorción, en cambio iones  $\text{NH}_4$  la inhiben.

La reducción del  $\text{NO}_3$  ocurre en las raíces o en la parte aérea, especialmente en las hojas, dependiendo de la especie, sin embargo, ambos órganos necesitan constantemente de N (Klingenberg, C., 1995). El pasaje de  $\text{NO}_3$  a  $\text{NO}_2$  es realizado por la enzima NR y regulado por la cantidad de enzima presente en el medio. Los equivalentes de reducción para esta reacción provienen del catabolismo de glúcidos.

La luz también incrementa la actividad de la NR en hojas. Esto se podría deber a que la fotosíntesis incrementa el transporte de  $\text{NO}_3$  vacuolar al citosol, donde luego ocurre la inducción de la NR. Además activaría el gen que codifica el ARNm para la síntesis de NR. Por otra parte la luz promueve la producción de carbohidratos de cuya hidrólisis se genera el poder reductor de la NADH. Aunque estos efectos no estén comprobados si se conoce que existe un ritmo diurno (día- noche) en la actividad de esta enzima (Klingenberg, C., 1995).

La reducción de  $\text{NO}_2$  a  $\text{NH}_4$  la realiza la enzima NiR y depende de los equivalentes de reducción provenientes únicamente de la fotosíntesis. Aún no se conoce a la perfección el mecanismo a través del cual las raíces reducen el  $\text{NO}_2$  a  $\text{NH}_4$ , lo que si está claro es que el suministro de carbohidratos desde las hojas es necesario y que la mayoría de las reducciones ocurren en las raíces. Además, existe evidencia indirecta que el NADPH derivado del ciclo de las pentosas sería la sustancia activa reductora. La NiR es inducida por el  $\text{NO}_3$  al igual que la NR (Salisbury y Ross, 1992, citados por Klingenberg, C., 1995).

El  $\text{NH}_4$  es inhibidor de la NR y también inhibe la absorción de  $\text{NO}_3$ . Sin embargo, la relevancia del  $\text{NH}_4$  está dada por la altísima toxicidad que presenta en las

plantas. Salvo pequeñas trazas que se volatilizan, el resto es rápidamente convertido a grupos amidas de la glutamina (Klingenberg, C., 1995).

## 2.6 ACUMULACIÓN DE NITRATO POR LAS PLANTAS

Las hortalizas de hoja que presentan mayor cantidad de  $\text{NO}_3$  son la acelga, espinaca y lechuga, aunque con una gran variación en los valores acumulados debido a la multiplicidad de factores ambientales, nutricionales, genéticos y de desarrollo de la planta que se analizaran en el capítulo 2.6.1 (Muro *et al.*, 1998)

En las células el  $\text{NO}_3$  se encuentra en el citosol (10 % del nitrato celular) y en la vacuola (90 % del nitrato celular). Estudios con  $^{15}\text{N}$  evidenciaron que el *pool* vacuolar es difícilmente metabolizable y su función está relacionada básicamente con el mantenimiento del potencial osmótico celular (Blom-Zandstra y Lampe, 1985).

Durante el almacenamiento de las hortalizas, la NR puede reducir el  $\text{NO}_3$  a  $\text{NO}_2$  sin que se complete la reducción a  $\text{NH}_4$  por la NiR, dada la enorme dependencia de la última por el poder reductor (NADPH.) proveniente de la fotosíntesis.

Existen varias teorías que explican la acumulación de  $\text{NO}_3$ :

- a. Se podría deber a una reducción de la actividad de la NR inducida por una disminución de la radiación lumínica interceptada (como se definió anteriormente) y porque, a su vez, la absorción no disminuye en la misma proporción. Sin embargo, no se encontró ninguna relación entre la actividad potencial de NR y la concentración de  $\text{NO}_3$  en distintos cultivares de lechuga ( Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998).
- b. La absorción de  $\text{NO}_3$  está estrictamente regulada por la demanda para el crecimiento de la planta y por ello es imposible que la absorción pueda exceder a la capacidad de reducción de los mismos, aunque Blom-Zandstra, M y Lampe, J. (1985) sugiere que podría suceder porque la reducción es condicionada por varios factores, probablemente el más importante sea la intensidad de luz. No se ha encontrado relación entre el contenido de  $\text{NO}_3$  y la producción de compuestos nitrogenados (Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998).
- c. La existencia en algunas plantas de un consumo de lujo, o sea que absorben nutrientes en exceso que son acumulados para ser utilizados cuando el aporte del suelo decrezca (Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998).

- d. Las plantas acumularían  $\text{NO}_3$  para aumentar su potencial osmótico y establecer una diferencia de potencial hídrico con respecto al suelo. Al disminuir la actividad fotosintética, disminuyen los ácidos orgánicos y azúcares disponibles para la regulación osmótica, siendo en parte reemplazados por otros iones ( $\text{NO}_3$  principalmente). Esta teoría se apoya en la relación inversa observada en distintas especies entre la concentración de  $\text{NO}_3$  y compuestos orgánicos solubles. (Muro, J.; Irigoyen, HI; Lamsfus, C. 1998; McCall, D., Willumsen, J., 1998)

## **2.6.1 Principales factores que influyen en el contenido de $\text{NO}_3$ en hortalizas**

### **2.6.1.1 Material Vegetal**

El material vegetal influye en el contenido de  $\text{NO}_3$  ya que existen variedades de lechugas que acumulan, por ejemplo, el doble de  $\text{NO}_3$  que otras (Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998). A su vez, la variabilidad ambiental lleva a diferentes niveles de MS y va acompañada de cambios en el contenido de  $\text{NO}_3$ . El alto contenido de MS de algunos cultivares y el correspondiente bajo contenido de  $\text{NO}_3$  está asociado a la eficiencia de asimilación de  $\text{NO}_3$  de cada variedad (Klingenberg, C., 1995).

Dentro de una planta de lechuga las concentraciones son mayores en las hojas mas viejas que en las mas jóvenes. Maynard (1976) encontró 2,8 veces más concentración de  $\text{NO}_3$  en las hojas viejas (hojas externas) de lechuga que en las hojas nuevas. Quinche, (1982) en hojas de lechuga del cv. Ravel encontró que las concentraciones de  $\text{NO}_3$  de hojas externas y medias eran respectivamente 4,5 y 1,9 veces mayores que en las internas. Asseo-Bickert, (1983) encontró en las hojas externas 4000 ppm de  $\text{NO}_3$  en PF y en las internas 3300 ppm (Klingenberg, C., 1995).

El contenido de  $\text{NO}_3$  de las plantas decrece con su estado de desarrollo, en el ciclo de la lechuga hay un incremento de  $\text{NO}_3$  hasta el comienzo del acogollado, momento a partir del cual va descendiendo, pero este cambio no es independiente de los factores ambientales y nutricionales (Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998).

El contenido de  $\text{NO}_2$  en vegetales aumenta en almacenamiento, especialmente a altas temperaturas, como resultado de la reducción de  $\text{NO}_3$  a  $\text{NO}_2$  por acción de la NR de la planta o de bacterias (Klingenberg, C., 1995).

Machackova, Zmrahl y Trekova, (1985), no encontraron aumento de  $\text{NO}_3$  en lechuga después de 24 h de almacenamiento; en cambio espinaca almacenada a 22°C y 8°C aumentó el contenido de  $\text{NO}_3$  un 54 % y un 27 % respectivamente (Klingenberg, C., 1995). Sin embargo Klingenberg, C., (1995), encontró que en almacenamiento de

lechuga por 24 h, en presencia o ausencia de luz y a temperatura ambiente, la concentración de  $\text{NO}_3$ , en base al PS, aumenta. Los aumentos de concentración  $\text{NO}_3$  en planta durante el almacenamiento pueden deberse a la deshidratación o respiración (con pérdida de C) de los tejidos.

### 2.6.1.2 Factores ambientales

La luz es el factor ambiental más influyente. Al disminuir la intensidad luminosa, o el tiempo de exposición a la luz, aumenta el nivel de  $\text{NO}_3$  acumulado, debido a una reducción de la fotosíntesis y la consiguiente disminución de la síntesis de compuestos orgánicos, siendo reemplazados por el  $\text{NO}_3$  en su función osmoreguladora. A su vez, el aumento de carbohidratos aumenta la demanda de  $\text{NO}_3$  para la producción de compuestos nitrogenados (Santos *et al.* 1994; Klingenberg, C., 1995, Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998). Blom-Zandstra, M; Lampe, J. (1985) encontraron una relación negativa entre la concentración de  $\text{NO}_3$  y la de ácidos orgánicos (mayormente malato) y azúcares (mayormente glucosa), por lo que sugieren que el  $\text{NO}_3$  puede servir como osmoregulador en condiciones de baja luminosidad para compensar la baja producción de carbohidratos debido a la fotosíntesis subóptima. Además, la acumulación de  $\text{NO}_3$  como osmoregulador implica un costo energético menor para la planta que la síntesis de carbohidratos.

McCall, D., Willumsen, J. (1998), sugieren que la mayor producción de asimilados con incrementos en la intensidad de luz, se invierten en crecimiento más que en osmoregulación si el  $\text{NO}_3$  disponible supera la cantidad destinada al crecimiento de la planta. Parece posible, por lo tanto, que aumentos en la luminosidad resulten en un reemplazo sustancial del  $\text{NO}_3$  por osmoreguladores orgánicos, solo cuando el crecimiento no es limitado por la intensidad de luz o cuando hay poco  $\text{NO}_3$  disponible.

Se observa una gran influencia de la suplementación de N en lechuga cultivada bajo condiciones de alta luminosidad, donde el contenido de  $\text{NO}_3$  fue bajo y se incrementó considerablemente con el incremento del grado de aplicación de N, mientras que a baja luminosidad, donde el contenido de  $\text{NO}_3$  del cultivo fue alto, se incrementó solo un poco. (McCall, D., Willumsen, J. 1998). El efecto de la luz es relativamente mayor a dosis moderadas de N; a bajas dosis, el contenido de  $\text{NO}_3$  será también bajo independientemente de la luz (Klingenberg, C., 1995). Resultados similares encontraron Ansoreta Miner et al., (1994) trabajando en invernáculo en Holanda, donde se observó que en condiciones de elevada iluminación, el contenido en  $\text{NO}_3$  fue bajo (en torno a 1000 mg/kg peso fresco) y aumentó considerablemente (hasta 2500 mg/kg) con la dosis de abonado. Con poca iluminación, donde el contenido de  $\text{NO}_3$  de la lechuga era de por sí elevado (3000 – 3500 mg/kg) el efecto de la aplicación de N resultó ser de poca importancia con aumentos en torno a 500 mg/kg.

El fotoperíodo tiene la misma influencia en la acumulación de  $\text{NO}_3$  que la intensidad de la luz. Según Schwerdtfeger (1974), bajo condiciones de alta luminosidad, el contenido de  $\text{NO}_3$  en lechuga y espinaca fue menor al atardecer que al amanecer, en cambio en condiciones de baja luminosidad no se encontró diferencia. Stulen, Steege y Ter, 1990, observaron en espinaca cultivada en invernadero, una mayor concentración de  $\text{NO}_3$  en las cosechas de la mañana que la de la tarde (Klingenberg, C., 1995). Machackova, Zmrahl y Trekova (1985), trabajando con lechugas y espinacas encontraron que el contenido de  $\text{NO}_3$  llegaba a su nivel más alto en las primeras horas de la mañana (7:30 h) y bajaba a su nivel mínimo antes del mediodía (10:00 h), luego subía lentamente, y después del mediodía (13:00 h), lo hacía rápidamente.

Klingenberg, C., (1995) encontró que la concentración de  $\text{NO}_3$  en lechuga cosechada en la mañana y la tarde no resultaron estadísticamente diferentes; sin embargo si lo fueron las concentraciones de  $\text{NO}_2$ , siendo en la mañana mayor que en la tarde. Porque las plantas cosechadas en la tarde tuvieron mas tiempo para pasar el  $\text{NO}_2$  a  $\text{NH}_4$  y por ende la cantidad de  $\text{NO}_2$  fue menor.

Debido a que en invernadero la intensidad de la luz es menor que en condiciones de campo y que la temperatura es mayor que al aire libre, las hortalizas presentan concentraciones mayores de  $\text{NO}_3$  que las que crecen a campo (Klingenberg, C., 1995).

La temperatura aumenta la transpiración lo que provoca un flujo ascendente de  $\text{NO}_3$  de la raíz, donde son más abundantes, hacia la parte aérea. Al aumentar la temperatura aumenta la demanda de azúcares con fines respiratorios disminuyendo su disponibilidad para fines osmóticos. Así mismo, disminuye la tasa de síntesis de proteínas aumentando la disposición de  $\text{NO}_3$  susceptible de ser acumulado en las vacuolas (Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998). Una noche de temperaturas bajas afectará menos a las raíces, por lo que la absorción no disminuirá en la misma proporción que lo hará la asimilación en la parte aérea. Esto favorece la acumulación, lo que estaría de acuerdo con las variaciones de  $\text{NO}_3$  que se observan durante el día. En general, el contenido de  $\text{NO}_3$  en la planta aumenta con la temperatura, pero temperaturas superiores a  $30^\circ\text{C}$  inhiben la absorción. La actividad de la NR también disminuye a esta temperatura (Klingenberg, C., 1995).

Otro factor que afecta la concentración de  $\text{NO}_3$  en las plantas es el estado hídrico de las plantas y el suelo. Al ser el  $\text{NO}_3$  un elemento regulador del estatus hídrico de la planta, la humedad relativa ambiental afecta su requerimiento para mantener la turgencia. Niveles de humedad bajos aumentan la transpiración y con ello la traslocación de  $\text{NO}_3$  de la raíz a las hojas fotosintetizantes. Plantas sometidas a estrés hídrico aumentan el contenido de  $\text{NO}_3$  al ser absorbido con fines osmóticos para adaptarse a las condiciones de estrés. Además, se produce un cierre de estomas, reduciéndose la actividad fotosintética y por tanto la de la enzima NR. Al disminuir el contenido hídrico

del suelo aumenta la concentración de  $\text{NO}_3$  pudiendo aumentar su absorción (Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998 Klingenberg, C., 1995)

### 2.6.1.3 Factores nutricionales

En espinacas, al aumentar la concentración de  $\text{NO}_3$  en la solución, aumenta significativamente el contenido en la parte aérea. Resultados parecidos fueron obtenidos en lechugas cultivadas en macetas, aunque se comprobó que al sobrepasar una determinada concentración en la solución, el contenido de  $\text{NO}_3$  en hoja no aumentaba. En acelga, espinaca y lechuga, no se han obtenido relaciones claras entre dosis de abonado o nivel de  $\text{NO}_3$  en suelo y su concentración en hoja, probablemente debido a la imposibilidad de controlar la multitud de factores que afectan al proceso fisiológico (Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998).

McCall y Willumsen (1998) encontraron una correlación positiva entre altos niveles de  $\text{NO}_3$  en el suelo y  $\text{NO}_3$  en hoja, habiendo un incremento del contenido del mismo en hoja sin incremento del peso de la planta, sugiriendo que hay una cantidad de N a agregar con la cual se logra un buen rendimiento y una concentración de  $\text{NO}_3$  aceptable.

Mientras la aplicación de  $\text{NH}_4$  en cultivos de lechuga creciendo en solución nutritiva, reduce consistentemente el contenido de  $\text{NO}_3$  en planta, poco o ningún efecto de la aplicación de fertilizante amónico al suelo en la siembra se ha encontrado si no se aplica al suelo con un inhibidor de la nitrificación (McCall y Willumsen 1998; Klingenberg, C., 1995).

Existe cierta discrepancia sobre el efecto de los suministros de N orgánico en el contenido de  $\text{NO}_3$  en las hortalizas. Vogtman *et al.* (1984) encontraron que el abono orgánico fermentado aporta un menor contenido de  $\text{NO}_3$  en los productos que los fertilizantes, en tanto que Gysi *et al.* (1985) hallaron que la lechuga tenía un mayor contenido de  $\text{NO}_3$  si se cultivaba en suelos con altos niveles de N orgánico (Böckman, O., *et al.* 1993).

Ansoreta Miner *et al.* (1994) no encontraron diferencias en el contenido de  $\text{NO}_3$  en planta entre niveles diferentes de fertilización mineral, ni diferencias con el abonado con estiércol. Las lechugas sembradas en parcelas que anteriormente fueron abonadas con gallinaza, presentaron niveles mayores de  $\text{NO}_3$  comprendidos entre 1000 y 1500 mg/kg explicado por la elevada y gradual liberación de  $\text{NO}_3$  a lo largo del cultivo, lo que ayuda a una menor lixiviación. Lairon *et al.* (1984) fertilizando con fuentes orgánicas e inorgánicas de N en lechuga obtuvieron los mismos rendimientos y contenidos de proteína, pero un menor nivel de  $\text{NO}_3$  con el uso de fertilizante inorgánico (Klingenberg, C., 1995).

Además del aporte de N, existen otros nutrientes que inciden en la acumulación de  $\text{NO}_3$  en planta. El Cl en el suelo es antagonista a la absorción de  $\text{NO}_3$ . Währmann y Andel (1984), encontraron con espinaca hidropónica que había menor acumulación de  $\text{NO}_3$  en la planta al fertilizar con  $\text{NO}_3$  y Cl, que exclusivamente con  $\text{NO}_3$ , sin perder rendimiento (Klingenberg, C., 1995). En ensayos realizados por McCall, D., Willumsen, J. (1998) determinaron que la aplicación de Cl no tuvo efecto en el peso fresco de la lechuga, contenido de materia seca o contenido de  $\text{NO}_3$  cuando el  $\text{NH}_4$  se aplicó sin inhibidor de la nitrificación, a pesar del significativo incremento de la absorción de Cl. Cuando se aplicó  $\text{NH}_4$  e inhibidor de la nitrificación conjuntamente, la aplicación de Cl redujo significativamente la concentración de  $\text{NO}_3$  en la planta, mientras que el peso fresco y contenido de materia seca no se alteraron. La aplicación de inhibidor de la nitrificación aumenta la absorción de Cl. Con Cl disponible, el  $\text{NO}_3$  es reemplazado como osmoregulador cuando su suplementación es sustituida por la aplicación de  $\text{NH}_4$ . Cuando la disponibilidad de  $\text{NO}_3$  es limitada, el incremento del Cl es insuficiente para compensar la contribución del  $\text{NO}_3$  al potencial osmótico, entonces se incrementan los azúcares para esta función con “mayor” costo energético para la planta. Esto sugiere la preferencia por el  $\text{NO}_3$  como osmoregulador, cuando la disponibilidad del mismo no es limitada y los niveles de luz son relativamente bajos (Lampe, J. 1985; McCall, D., Willumsen, J., 1988; Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998; Blom-Zandstra, M ; Klingenberg, C., 1995).

Espinacas cultivadas en solución nutritiva deficiente en sulfato acumularon más  $\text{NO}_3$  que las cultivadas en deficiencia de fosfato y las plantas control. Al reestablecer la carencia, las concentraciones entre estas plantas se emparejan. (Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998).

En abundancia de K se estimula la absorción de  $\text{NO}_3$  (Maynard y Barker, 1971 citados por Klingenberg, C., 1995). Sin embargo Grujic y Kastori, (1974) y Knauer y Simon, (1968), observaron que altas fertilizaciones con K bajó la acumulación de  $\text{NO}_3$ . (Klingenberg, C., 1995).

En plantas con deficiencia de molibdeno (componente estructural de la enzima NR), el  $\text{NO}_3$  se acumula en grandes cantidades, algunas veces sobrepasando el 3 % sobre la base de MS (Klingenberg, C., 1995).

## **2.7 TOXICIDAD DEL NITRATO Y NITRITO**

Todos ingerimos  $\text{NO}_3$  con nuestros alimentos y bebidas. Por otra parte el dióxido de N existente en el aire, al ser absorbido a través de los pulmones proporcionará  $\text{NO}_3$ , pero la cantidad es insignificante comparada con la que existe en los alimentos y en el

agua. Además, el organismo produce unos 30-60 mg de  $\text{NO}_3$  día, como parte del metabolismo normal (Böckman, O., *et al.* 1993).

Entre el 70 y el 80 % de la ingesta de  $\text{NO}_3$  proviene del consumo de hortalizas frescas, congeladas y enlatadas. Aportes menores hacen el consumo de agua provenientes de napas y ríos contaminados, y también están presentes en conservantes de alimentos (Klingenberg, C., 1995). La Organización Mundial de la Salud (OMS) ha establecido una Ingesta Diaria Admisible de 5 mg/día/kg de peso de la persona (Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998).

Parte del  $\text{NO}_3$  ingerido con los vegetales es transformado en  $\text{NO}_2$ , que puede producir diferentes patologías cuando su concentración supera ciertos niveles críticos. El  $\text{NO}_3$  es absorbido al torrente sanguíneo desde el intestino delgado y la mayor parte del mismo es excretado rápidamente por la orina de manera que no se produce acumulación de  $\text{NO}_3$  en el cuerpo y sólo altísimas concentraciones pueden causar toxicidad (Böckman, O., *et al.* 1993). Sin embargo los subproductos de éste, los nitritos y la nitrosamina son compuestos de reconocida toxicidad para el ser humano y los animales en general (Dudley, 1990 citado por Klingenberg, C., 1995).

En los lactantes el pH del estómago es menos ácido que en adultos y permite el desarrollo de una microflora capaz de reducir el  $\text{NO}_3$  a  $\text{NO}_2$ , que al combinarse con la hemoglobina produce metahemoglobina (causando disturbios en el transporte de oxígeno por la sangre); por lo que bebés que consumen agua que contiene más de 50 mg de  $\text{NO}_3$ /l puede presentar metahemoglobinemia infantil aguda (“bebés azules”) (Böckman, O., *et al.* 1993; Muro, J.; Irigoyen, H.I; Lamsfus, C. 1998; Urquiaga, S., 2000).

El  $\text{NO}_2$  puede reaccionar con componentes alimenticios en el estómago y producir compuestos carcinógenos tales como nitrosaminas, sustancia reconocida como precursora de cáncer, especialmente de estómago, hígado y esófago. En la actualidad, no está claro aún si se forman cantidades significativas de compuestos nitrosos carcinógenos en el estómago comparado con los carcinógenos ingeridos en los alimentos y con los metabolitos carcinógenos procedentes de la microflora del intestino grueso. Tampoco resulta evidente que las diferencias en la absorción de  $\text{NO}_3$  procedentes del agua y los alimentos tengan una influencia apreciable, o si los factores importantes son las infecciones y las poblaciones de bacterias en el estómago que pueden producir tales compuestos (Böckman, O., *et al.* 1993; Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998).

El  $\text{NO}_2$  puede causar otras enfermedades como: bocio, enfermedades cardíacas, disminución de la reserva hepática de tocoferol y carotenos (Böckman, O., *et al.* 1993; Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998).

### **3. MATERIALES Y MÉTODOS**

El ensayo de campo se realizó en el establecimiento del Ing. Agr. Thelmo D'Amado ubicado en Progreso, departamento de Canelones.

#### **3.1 DISEÑO EXPERIMENTAL**

El ensayo se realizó en invernadero entre los meses de julio y diciembre de 2001. El diseño experimental comprendió 8 canteros en 4 bloques de 2 canteros cada uno, al cual se le asignaron parcelas al azar para cada tratamiento como se observa en la figura 5. Cada parcela medía 14,8 m<sup>2</sup> (3.7m \* 4 m) y comprendía 2 canteros en los cuales se transplantaron 2 filas de lechuga de la variedad Patty por cantero. Se utilizó una población aproximada de 5,42 pl/m<sup>2</sup>, este cultivo se manejó de forma que su crecimiento y desarrollo fuera normal. Posteriormente al cultivo de lechuga se transplantó melón en los bloques I y II, y morrón en los bloques III y IV.

Los tratamientos consistieron en agregado de dosis diferentes de abono con cama de pollo parrillero, que comprende deyecciones animales y cáscara de arroz. El abono utilizado contenía 50 % humedad, 2.06 % N total en base seca y de relación C/N = 12,4/1 en base seca.

El desarrollo del experimento se detalla a continuación:

#### **Tratamientos**

T0, sin agregado de estiércol.  
T25, 25 ton/ha de estiércol  
T50, 50 ton/ha de estiércol  
T75, 75 ton/ha de estiércol  
T100, 100 ton/ha de estiércol

<b>Tarea</b>	<b>Fecha</b>
Laboreo primario	15/06/01
Muestreo suelo	19/06/01
Aplicación de estiércol	22/06/01
Incorporación del estiércol (rotoencanterador)	24/06/01
Comienzo transplante lechuga*	29/06/01
Fin transplante lechuga	3/07/01
Muestreo suelo**	3/07/01
Muestreo planta	1/08/01
Muestreo planta	14/08/01
Muestreo planta	28/08/01
Cosecha lechuga	28-29/08/01
Laboreo	12/09/01
Transplante de melón v morrón***	1-3/10/01
Muestreo de melón v morrón	6/11/01
Ultimo muestreo suelo	4/12/01

\* el riego del cultivo de lechuga se realizó manualmente con regadera.;\*\* a partir de esta fecha los muestreos de suelo se realizaron cada 14 días aproximadamente;\*\*\* el melón se transplantó en los bloques I y II y el morrón en los bloques III y IV ( figura 5). En este caso los cultivos se regaron con sistema de riego por goteo.

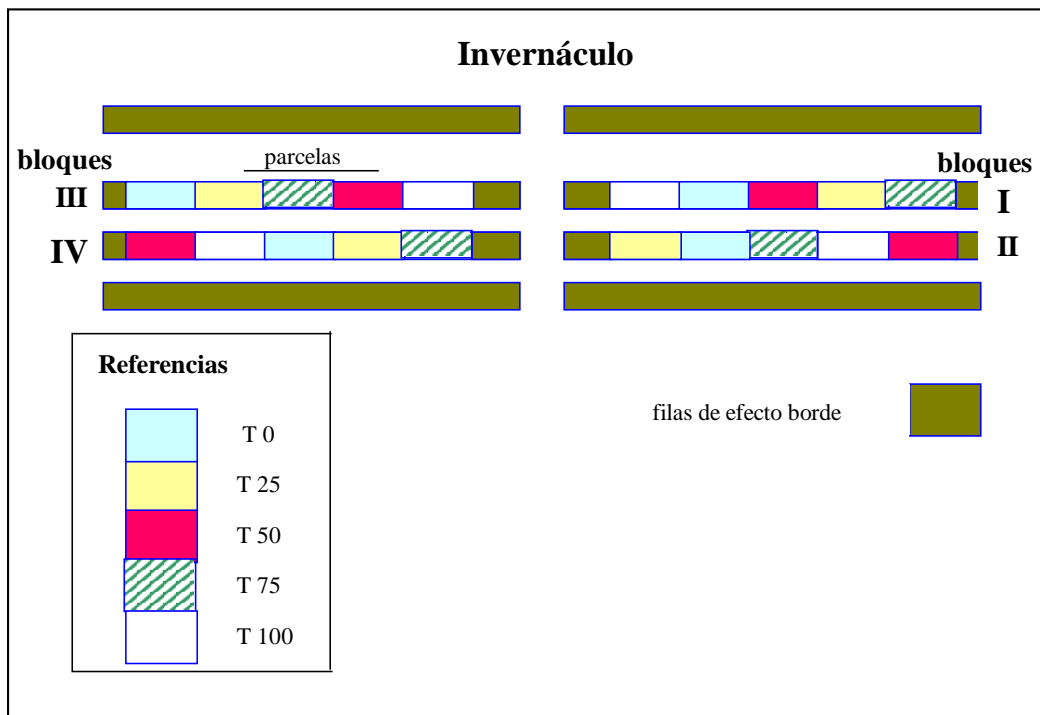


figura 5. Esquema del diseño experimental utilizado, donde el contorno de la figura representa la totalidad del invernáculo. Los número romanos indican los bloques representados por los rectángulos grandes de color verde oscuro. Cada bloque se divide en parcelas representadas por los rectángulos más pequeños confeccionados con colores y/o tramas diferentes.

## 3.2 MUESTREOS

### 3.2.1 Muestreo de suelo

Los muestreos de suelo se realizaron cada 14 días aproximadamente y solo en los tratamientos T0, T50 y T100; en dos profundidades 0 a 20 cm y 20 a 40 cm. Las muestras consistieron en ocho tomas por parcela y por profundidad (anexo 1 y 2).

### 3.2.2 Muestreo de plantas

El muestreo de lechuga consistió en cuatro plantas por parcela en forma aleatoria. No se incluyeron en la muestra las plantas que presentaban marcados problemas de desarrollo, ajenos al tratamiento.

Los T25 y T75 solo se utilizaron para medir el rendimiento en peso fresco (PF) del cultivo de lechuga a la cosecha. En este caso se hizo el mismo muestreo de 4 plantas por parcela.

Para comparar el rendimiento en PF al momento de la cosecha entre tratamientos se utilizó la planta entera, mientras que para la evolución durante el crecimiento del cultivo, del PF y peso seco (PS) se utilizaron solo las hojas (plantas sin cogollo) (anexo 3).

Para los análisis de  $\text{NO}_3$  y % N-total en hoja se utilizaron las hojas enteras. Pero en el segundo y tercer muestreo también se extrajo la nervadura central de las hojas para la determinación de  $\text{NO}_3$ . En todos los casos las hojas extraídas correspondieron a la hoja más joven completamente desarrollada, la cual se usa como referencia según Geraldson, C M.; Tyler, K. B. (1990).

El muestreo de morrón y melón se realizó el 6/11 únicamente, con el cometido de observar una relación entre el contenido de N en la planta (% N-total y N- $\text{NO}_3$ ) y el contenido de  $\text{NO}_3$  en el suelo. Para este muestreo de morrón se extrajeron 20 hojas, las opuestas a la flor de la primera "horqueta"; en el caso del melón se extrajeron igualmente 20 hojas, la 5<sup>ta</sup> o 6<sup>ta</sup> hoja desarrollada desde el ápice, procesándose de igual forma que la lechuga. El momento de este muestreo se definió cuando el cultivo de morrón presentaba más del 70 % de las plantas con el primer fruto cuajado.

### **3.3 ANÁLISIS DE MUESTRAS**

#### **3.3.1 Análisis de suelo**

Las muestras de suelo se secaron durante 48 hs a 40°C y posteriormente se molieron. Para la determinación de N- $\text{NO}_3$  se realizó una extracción con agua saturada con  $\text{CaSO}_4$ , utilizando 20 g suelo y 50 ml agua +  $\text{CaSO}_4$ , y se filtró la extracción con filtro de papel. Para determinar el contenido de N- $\text{NO}_3$  en la extracción se usó un electrodo de actividad específica, calibrado con puntos de escala de concentraciones conocidas de  $\text{NO}_3$ .

Para expresar el contenido de N- $\text{NO}_3$  en kg/ha en los 20 cm de espesor de suelo predefinido (0-20 cm y 20-40 cm de profundidad) se multiplicó la concentración de nitrato expresada en mg/kg por 2.5, lo cual supone una densidad aparente de 1.25 g/cm<sup>3</sup>

### **3.3.2 Análisis de plantas**

Las plantas fueron pesadas, colocadas a secar a 60 °C hasta peso constante y vueltas a pesar para determinar el Porcentaje de Materia Seca (%MS) de cada muestra. Luego se molieron y se les hizo extracción de NO<sub>3</sub> con agua, utilizando 0,25 g de tejido seco y 50 ml agua. A la extracción se la filtró con filtro de papel y se le determinó la concentración de N-NO<sub>3</sub> mediante electrodo de actividad específica. Para la determinación de % N-total se siguió el método de Kjeldal con catalizador.

A las nervaduras de hojas muestreadas en la fecha 14/8 y 28/8, también se les midió el contenido de N-NO<sub>3</sub> mediante desarrollo de color por nitratación del ácido salicílico (método colorimétrico), mediante la metodología propuesta por Cataldo *et al.* (1975). En esta técnica la extracción de NO<sub>3</sub> se realiza con 5 ml de agua caliente y 0,05 gr de tejido seco; a la extracción se la filtra y acidifica con ácido salicílico disuelto al 5% en H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>. Se forma un complejo NO<sub>3</sub><sup>-</sup> ácido salicílico que desarrolla color amarillo al aumentar el pH>12 con NaOH. La cantidad de color amarillo se mide a una longitud de onda 410 nm en espectrofotómetro, siendo la absorbancia proporcional a la concentración de NO<sub>3</sub>.

## 4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1 NITRÓGENO EN EL SUELO

El contenido de N-NO<sub>3</sub> en suelo se midió desde el 19/6/2001 hasta el 4/12/2001, para de esta forma conocer el impacto que tiene el agregado de estiércol de pollo en el contenido de NO<sub>3</sub> en el suelo y la incidencia de los manejos culturales en dicho contenido.

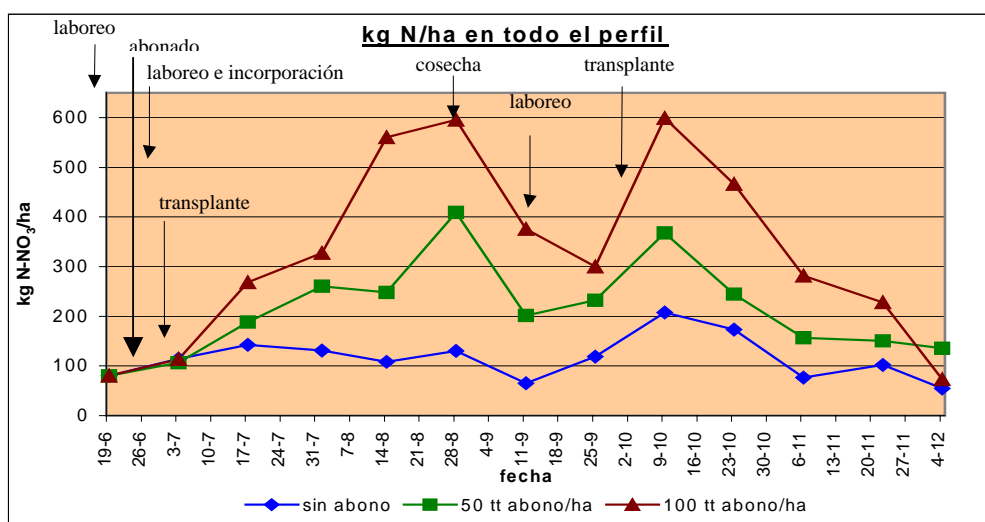


figura 6. Evolución del N-NO<sub>3</sub> expresado como kg. N/ha en el total del perfil (0-40 cm profundidad) en los suelos de los diferentes tratamientos. Las flechas indican momentos de manejo importantes a los fines de nuestro estudio.

A partir del 3/7 aumentó el nivel de NO<sub>3</sub> por efecto de los tratamientos como consecuencia de un proceso de mineralización neta (figura 6). Es evidente que el estiércol posee la capacidad de aportar rápidamente N inorgánico al suelo, ya sea por contener N inorgánico como por la presencia de sustancias orgánicas de fácil descomposición. Calla, *et al.* (1977) sugieren que el estiércol presenta una fracción de N orgánico de rápida mineralización y otra fracción que pese a su relación C/N baja, se degradará lentamente por estar las proteínas asociadas a fenoles que dificultan su descomposición

El efecto de mineralización neta se extiende hasta el 28/8 donde alcanza los máximos valores (cuadro 10, figura 6), los cuales fueron de 595 kg N-NO<sub>3</sub>/ha y 409 kg N-NO<sub>3</sub>/ha para T100 y T50 respectivamente. Estos niveles de liberación de N corresponden a 45,2 % y 54,1 % de mineralización neta del N agregado con el estiércol, lo que concuerda con las tasa de mineralización citadas por Thompson y Kelly, (1957),

citados por Campelo *et al.*, (1981), Reyes, C., Malan, R., (1997) y Aldabe, L. (2000). Estos niveles de mineralización total suponen que la enmienda no estimula la mineralización del N nativo. Igualmente dicho estímulo es esperable según Beathgen, W.; Cardellino, G.; (1979), y Urquiaga, S., (2000), quienes sugieren que la fertilización nitrogenada favorece la mineralización del N nativo del suelo, explicado por el crecimiento del cultivo que estimula la actividad microbiana de la rizósfera. Además con la incorporación de estiércol se incorporan microorganismos que favorecerán la mineralización de la MOS (Thomson y Kelly, 1957, citados por Campelo *et al.*, 1981.; Reyes, C.; Malán, R., 1997). Sin embargo Rabuffetti, A (1997) sugiere que los exudados radiculares de cultivos en crecimiento aumentan la inmovilización de N, basándose en experimentos donde la mineralización neta se relacionó inversamente al peso total de las raíces.

**Cuadro 10. Valores de kg N-NO<sub>3</sub>/ha, en diferentes fechas y tratamientos, considerando la profundidad de 0 – 40 cm.**

	3/7	17/7	28/8	11/9	25/9	9/10	4/12
0 ton/ha	115	143	130	65	-	207	55
50 ton/ha	107	-	409	201	-	368	136
100 ton/ha	114	-	595	-	300	599	73

El tratamiento T0 alcanzó antes el máximo nivel de N- NO<sub>3</sub> en suelo que los tratamientos T50 y T100. En la fecha 17/7 llegó a 143 kg N-NO<sub>3</sub>/ha (cuadro 10, figura 6), nivel al partir del cual comenzó a disminuir. En la fecha 28/8, el T0 presentó 130 kg N-NO<sub>3</sub>/ha, valor significativamente menor a los tratamientos T50 y T100, pero que lo ubica dentro de los rangos de cantidades de N que se deberían aportar para obtener un alto rendimiento según lo recomendado por Betonini, R; Doglio, J. (1994) y Aldabe, L. (2000) para las condiciones de cultivo del Uruguay. Los menores niveles de N-NO<sub>3</sub> del T0 se podrían explicar por que al no agregarse estiércol la cantidad de microorganismos y N en el suelo es menor que en los tratamientos T50 y T100, por lo que luego de los laboreos que produjeron aumento de la actividad microbiana, la población de microorganismos tiende más rápidamente al equilibrio. Es de hacer notar que los altos niveles de NO<sub>3</sub> alcanzado en el testigo se explican por la historia de praderas en este suelo, anteriores a la construcción del invernadero.

En los tratamientos T50 y T100 los niveles de N- NO<sub>3</sub> en suelo disminuyen desde el 28/8 hasta el 11/9 en el caso del tratamiento T50 y hasta el 25/9 en el tratamiento T100 (figura 6). Esta disminución puede atribuirse a varias causas. Según Bouldin *et al.* (1984),y Bitzer, C.; Sims, T. (1988), puede deberse a pérdidas de N por desnitrificación, generado por la incorporación de estiércol que agrega material rico en energía que aumenta la actividad microbiana incrementando el consumo de oxígeno, lo que genera un ambiente apropiado para que la desnitrificación tenga lugar. Gale y Gilmour (1986), y Westerman *et al.* (1987), citados por Bitzer, C.y Sims, T. (1988) observaron un comportamiento similar en ensayos con abono de pollo parrillero y

atribuyen esta disminución a pérdidas por desnitrificación y/o en mayor medida a inmovilización por los microorganismos del suelo. En nuestro estudio no es posible asegurar cual haya sido la causa de esta disminución.

La inmovilización podría atribuirse a la muerte de raíces de un material vegetal con una probable relación C/N alta que incentiva este proceso (Rabuffetti, A. 1997, Janssen, B. H., 1996). Sin embargo, la inmovilización de N no sería la única causa de la disminución de N-NO<sub>3</sub> en el suelo, puesto que en los tratamientos de T50 y T100 la inmovilización debería ser la misma, ya que los rendimientos y por ende la producción de raíces, son iguales. No obstante en T100 la cantidad y duración del período de inmovilización es mayor que en T50 (cuadro 10), lo que hace suponer que el agregado de estiércol incrementa la población de microorganismos (Beathgen, W.; Cardellino. G.; 1979), y como consecuencia se altera mas el equilibrio inicial del suelo y aumenta la cantidad real de N inmovilizado con la misma cantidad de restos vegetales.

Luego del laboreo del 12/9 realizado para el trasplante de melón y morrón, los niveles de N- NO<sub>3</sub> comienzan a aumentar para alcanzar los máximos niveles de 599, 368 y 207 kg /ha, en los tratamientos de T100, T50 y T0 respectivamente en la fecha 9/10 (cuadro 10, figura 6). Este aumento puede atribuirse a la mayor aireación del suelo y mayor contacto de los microorganismos con la materia orgánica, logrado mediante el laboreo, y por lo tanto, el aumento de la actividad microbiana que favoreció la mineralización del estiércol que funcionó como fuente de lenta liberación de N, concordando con Campelo *et al.* (1981), Bouldin *et al.* (1984), y Reyes, C.; Malan, R.(1997). Sin embargo, este aumento puede deberse también a una re-mineralización del N previamente inmovilizado como lo sugiere Westerman *et al.* (1987) citado por Bitzer, C.; Sims, T. (1988). Aunque no se midió la temperatura del suelo durante este período, es de esperarse que los aumentos de ésta (dada la estación del año) favorezcan el proceso de mineralización, independientemente del origen del N.

La hipótesis de la re-mineralización se fundamenta sobre la base que el estiércol posee una fracción del N orgánico rápidamente mineralizable que podría haber generado el aumento del N- NO<sub>3</sub> en el suelo en el período 3/7 al 28/8, pero el resto del N orgánico es de difícil mineralización según Salter y Schollenberger, (1939) citados por Calla, *et al.* (1977), por lo que es de esperar que su aporte al total de N- NO<sub>3</sub> en el suelo alcanzado el 9/10 haya sido escaso.

En estos valores determinados en suelo no se cuantifican las cantidades de N absorbido por las plantas, pero es de esperarse que sean mínimas por el escaso desarrollo de los cultivos (morrón y melón) en esta fecha.

A medida que los cultivos de melón y morrón crecen y desarrollan, aumenta la absorción de N. Sin embargo, no se detectaron diferencias estadísticamente significativas entre las concentraciones de N-NO<sub>3</sub> ni %N-total en hoja, por lo que no se

puede asegurar que la disminución del N-NO<sub>3</sub> del suelo hasta el 4/12 (último muestreo) se deba a la absorción de los cultivos únicamente. La disminución de N-NO<sub>3</sub> del suelo puede atribuirse a pérdidas por desnitrificación o inmovilización.

Si bien el efecto del agregado de estiércol se mantiene hasta el 22/11 (6 meses aproximadamente), puesto que hasta esta fecha los tratamientos con estiércol presentan mayores contenidos de N-NO<sub>3</sub> que el T0; este efecto no se traduce en diferencias en los cultivos de melón y morrón a los que se les evaluó el contenido de N-NO<sub>3</sub> y %N-total en hoja, cuyas diferencias no resultaron estadísticamente significativas (datos no mostrados).

Si bien en ambos perfiles hay efecto de los manejos culturales en los contenidos de N-NO<sub>3</sub> en suelo, claramente los niveles determinados a 0-20 cm presentan mayores variaciones que los niveles determinados en la profundidad de 20-40 cm (figuras 7 y 8). Esta diferencia sugiere que la mineralización es más limitada a la profundidad 20-40 cm, lo que se podría deber a una menor aireación y/o por menor temperatura, factores que limitarían la actividad microbiana y por ende la mineralización; esta menor mineralización también puede deberse a una menor población microbiana a mayor profundidad. El crecimiento radicular es menor a mayor profundidad, lo que podría influenciar positivamente a la mineralización en la profundidad de 0-20 cm, y no ocurriría a la profundidad de 20-40cm. Los menores niveles de N-NO<sub>3</sub> alcanzados a mayor profundidad también podrían explicarse por que en estas condiciones se favorece más el fenómeno de desnitrificación según Beathgen, W.; Cardellino, G. (1979), ya que la difusión de oxígeno generalmente es menor a mayor profundidad generándose un microambiente favorable para este proceso.

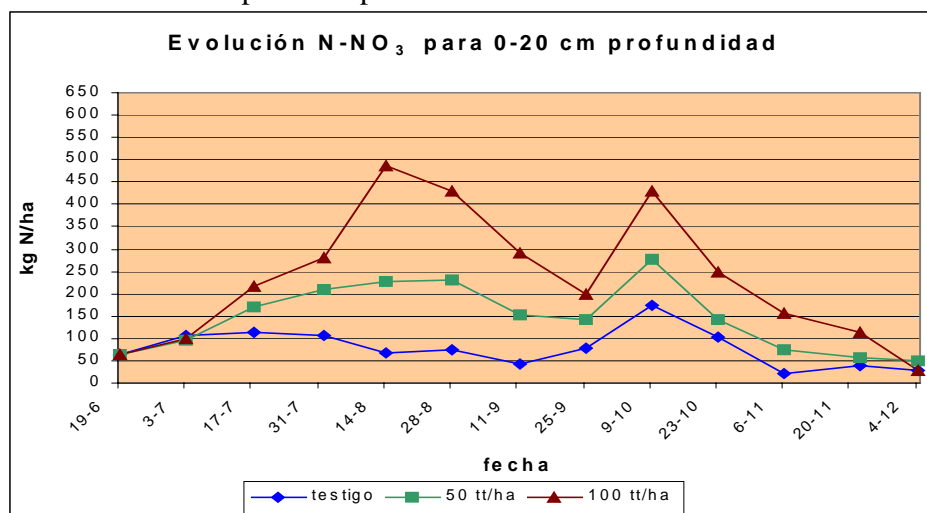


figura 7. Evolución del contenido de N-NO<sub>3</sub> en suelo, expresado como kg N/ha, medido para los diferentes tratamientos en la profundidad de 0-20 cm.

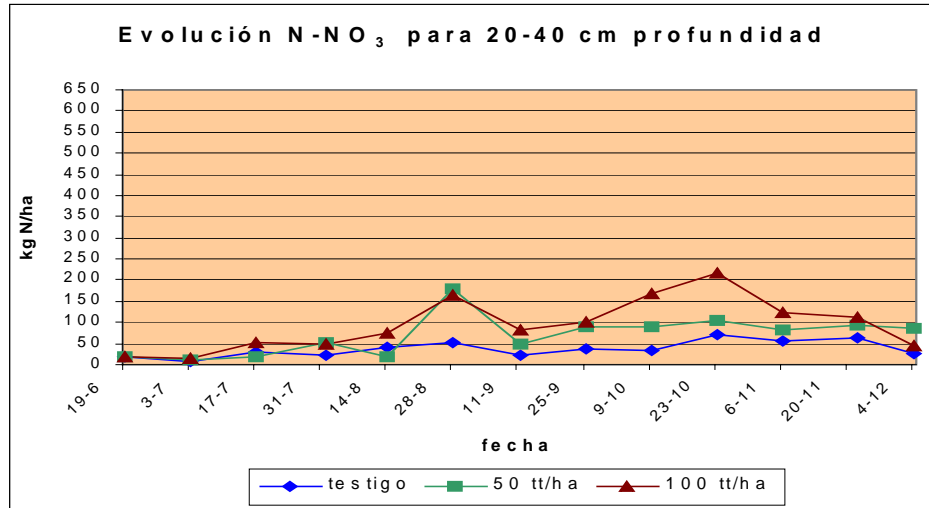


figura 8. Evolución del contenido de N-NO<sub>3</sub> en suelo, expresado como kg N/ha, medido para los diferentes tratamientos en la profundidad de 20-40 cm.

En los últimos muestreos el menor contenido de N-NO<sub>3</sub> de 0-20 cm se podría explicar por desplazamiento del NO<sub>3</sub> al perfil 20-40 cm al ser cultivos regados por goteo que arrastra el NO<sub>3</sub> disuelto en agua (Beathgen, W.; Cardellino, G.; 1979; Beathgen, W., 1996; Perdomo, 1996). La menor cantidad de N-NO<sub>3</sub> también se puede explicar por la mayor absorción de N, por la mayor exploración radicular en este horizonte y/o por pérdidas por desnitrificación debido a mayor temperatura y humedad del suelo en estas fechas.

Pese a tratarse de un invernadero se evidenciaron procesos de desplazamiento de NO<sub>3</sub> del horizonte 0-20 cm al de 20 –40cm ya que los máximos contenidos de N-NO<sub>3</sub> por perfil ocurren posteriormente en el horizonte de 20 – 40 cm que en el de 0-20 por arrastre del NO<sub>3</sub> en profundidad. Es más evidente en el T100 por los mayores contenidos de NO<sub>3</sub> que aumenta el potencial de pérdida (Beathgen, W.; Cardellino, G.; 1979; Beathgen, W., 1996). No hay variaciones en el contenido de NO<sub>3</sub> en la profundidad 20-40 cm que puedan atribuirse a proceso de lixiviación.

## 4.2 RESPUESTA DE LA LECHUGA AL AGREGADO DE ESTIÉRCOL

El rendimiento medido en PF, aumentó significativamente con el agregado de hasta 43 ton estiércol/ha estimado mediante un modelo cuadrático con plateu (figura 9), aunque utilizando un criterio agronómico recomendaríamos la aplicación de 25 ton estiércol/ha . No hubo aumento del rendimiento por encima de esta cantidad, por lo que no es recomendable agregar mayores cantidades de abono para incrementar el rendimiento. Cabe destacar que los pesos logrados con los agregados de estiércol ubican a estas lechugas en la categoría especial, aunque el tratamiento testigo alcanzó igualmente un buen peso promedio, que lo ubica en la categoría primera, según lo expuesto por Aldabe, L. (2000).

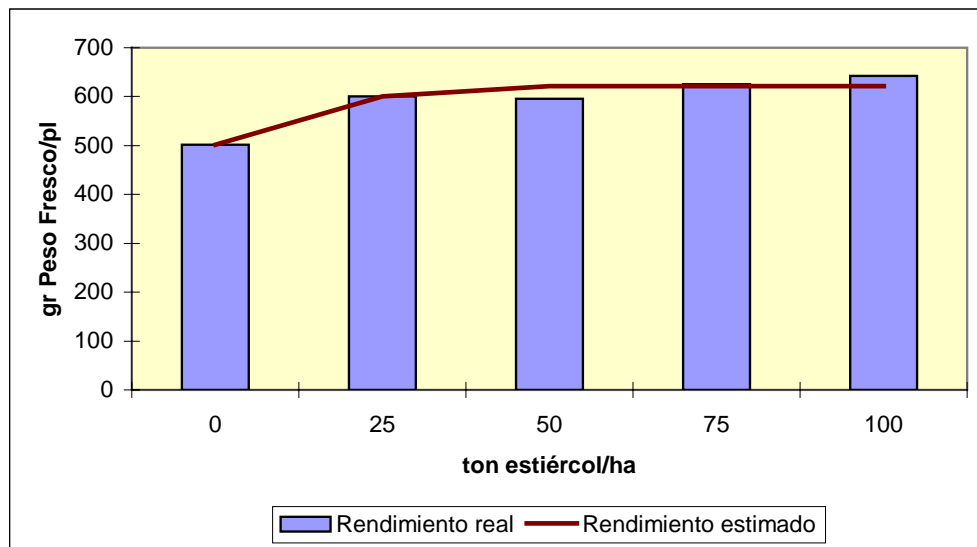


Figura 9. En barras, el valor de Peso Fresco promedio por planta, expresado en gramos, alcanzado por cada tratamiento al momento de la cosecha; la línea presenta la estimación de rendimiento mediante un modelo cuadrático con plateu.

El incremento en PF fue de 485 %, 492% y 598 % (figura 10), entre los 28 a 42 días de transplantada (período entre el 1/8 al 14/8), para los tratamientos T0, T50 y T100 respectivamente, posteriormente en el período entre los 42 a 56 días de transplantada (entre el 14/8 y 28/8, momento de cosecha) los incrementos correspondientes fueron de 41, 57 y 65 %, concordando con las tasas de crecimiento definidas por Zink, F.; Yamaguchi, M. (1962), y Premuzic *et al.*, (1995) citados por Galván, G. y Rodríguez, J. (1999). Estos autores encontraron que el 80 % del PF final, se producía en los 21 días antes de la cosecha y el 43 al 57 % en la última semana antes de la cosecha. En nuestro caso por razones comerciales el momento de la cosecha se extendió más allá de la óptima madurez comercial, determinando un ciclo más largo (86 días desde siembra).

De ahí que las tasas de crecimiento en las últimas dos semanas hayan sido menores que las estimadas por estos autores.

No se realizó análisis de varianza para la variable PF, pero ésta tiene una tendencia similar a la del PS, por lo que consideramos que las diferencias de PF entre tratamientos concuerdan con las de PS. En la primer fecha los PF serían estadísticamente iguales. El 14/8 los PF son diferentes para los tres tratamientos, donde el T100 alcanzó los mayores pesos mientras que T0 fue el menor; y el 28/8 los PF de T50 y T100 serían iguales entre sí y T0 menor y estadísticamente diferente.

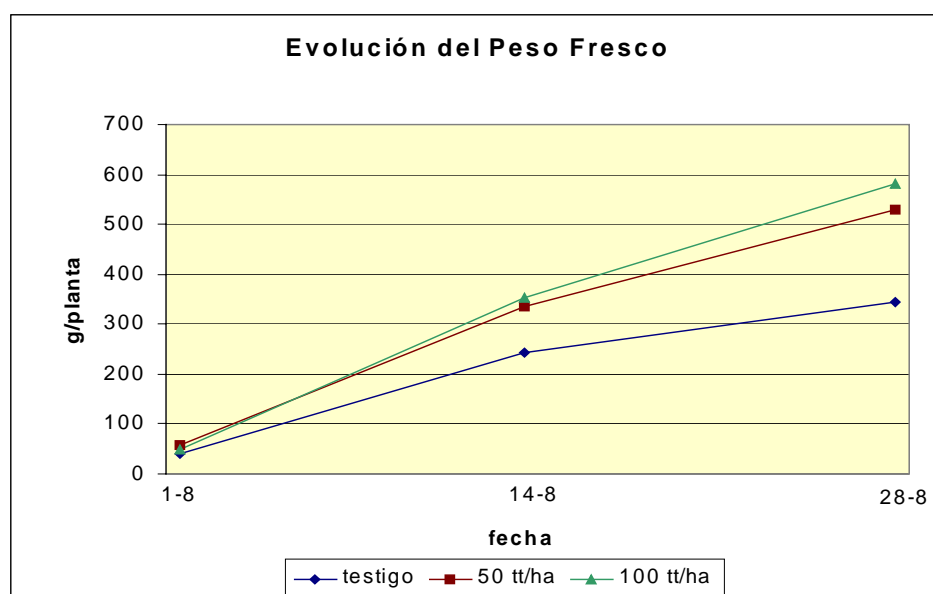


Figura 10. Valor de Peso fresco promedio por planta, expresado en gramos, alcanzado por cada tratamiento en las tres fechas de muestreo.

A los 28 días de transplantada (1/8/2001) los valores de PS son estadísticamente iguales (figura 11, cuadro 11 a), probablemente por que las necesidades de N son cubiertas por el T0. También se puede explicar por el pequeño tamaño de las plantas en este momento, lo que disminuye la sensibilidad de la medición de PS. A los 42 días de transplantado (72 días de ciclo) se observan valores de PS estadísticamente diferentes. Este es un período de gran crecimiento y por ende de demanda de N, igualmente en esta fecha los valores de %N total en planta son iguales ( cuadro 13 a), lo que demuestra que la limitación del PS en los tratamientos T50 y T0 no se deben a deficiencia de N. Existirían otros factores definidos por el agregado de estiércol que influyen en el crecimiento de la planta.

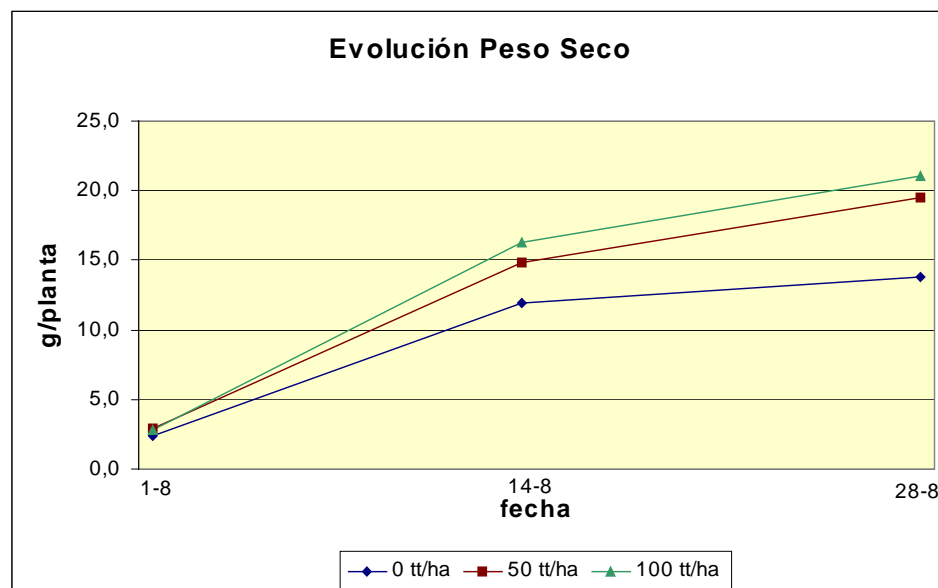


Figura 11. Valores promedio de Peso Seco para cada tratamiento en cada fecha de muestreo.

**Cuadro 11 a. Valores promedio peso seco (PS) para cada tratamiento en cada fecha de muestreo y comparación entre tratamiento por prueba t, con 95 % de nivel de confianza.**

	1/8	14/8	28/8
T 0	2.4	11.89	13.75
T 50	2.78	14.87	19.54
T 100	2.91	16.24	21.09
T 0 vs T 50	ns	S	s
T 0 vs T 100	ns	S	s
T 50 vs T 100	ns	S	ns

**Cuadro 11 b. Comparación entre fecha por prueba t de los valores de PS en cada tratamiento, con 95 % de nivel de confianza.**

	T 0	T 50	T 100
1/8 – 14/8	s	s	s
14/8 – 28/8	ns	ns*	ns*
1/8 - 28/8	s	s	s

\* al 10% las comparaciones son significativas

En la última fecha de muestreo hay diferencias significativas en la producción de PS entre el tratamiento T0 y los tratamientos restantes, y no hay diferencias entre T50 y T100. En principio esto determina que el agregado de estiércol por encima de 50 ton/ha no tiene respuesta en PS (figura 11 y cuadro 11 a y b), y que hubo limitaciones para el crecimiento de la lechuga en el testigo. La limitación de la producción en T0 puede

deberse en parte a deficiencia de N, ya que el 28/8/2001 el %N-total es significativamente menor en T0 que T50 y T 100 (cuadro 13a).

A medida que crece el cultivo el % MS disminuye significativamente (figura 12, cuadro 12b) concordando con lo expuesto por Zink, F., Yamaguchi, M. (1992); pero si bien se marca una tendencia a poseer mayor tenor de MS en T0, no se encuentran diferencias significativas entre los tres tratamientos (cuadro 12a) mientras Santos *et al.*, (1994), obtuvieron mayores %MS en plantas subnutridas con N.

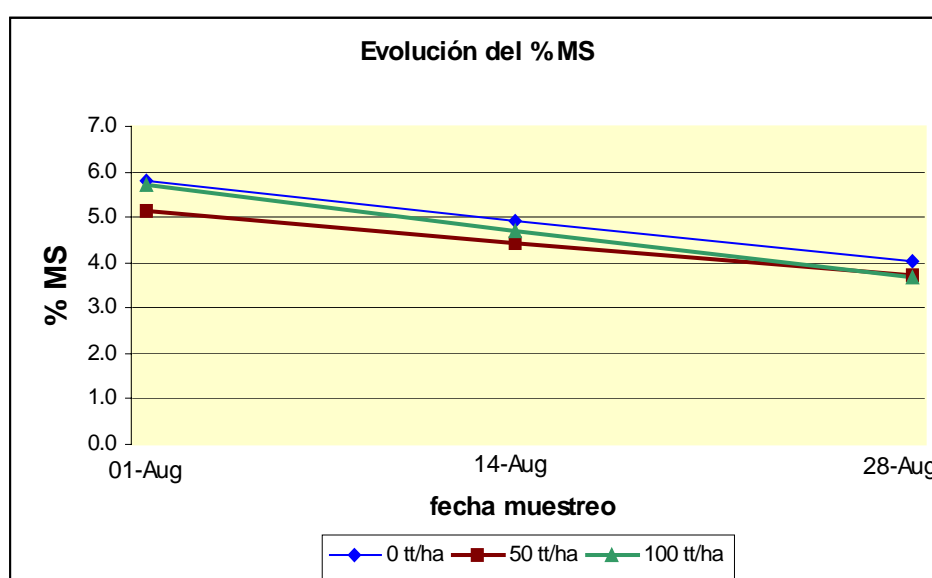


figura 12. Evolución del % MS en cada tratamiento

**Cuadro 12 a. Valores promedio de % MS para cada tratamiento en cada fecha de muestreo y comparación entre tratamiento por prueba t., con 95 % de nivel de confianza.**

	1/8	14/8	28/8
T 0	5.8	4.9	4.0
T 50	5.1	4.4	3.7
T 100	5.7	4.7	3.7
T 0 vs T 50	ns	ns	ns
T 0 vs T 100	ns	ns	ns
T 50 vs T 100	ns	ns	ns

**Cuadro 12 b. Comparación entre fecha por prueba t de los valores de %MS en cada tratamiento, con 95 % de nivel de confianza.**

	T 0	T 50	T 100
1/8 – 14/8	s	s	s
14/8 – 28/8	s	s	s
1/8 - 28/8	s	s	s

Los kg/ha de N extraídos por el cultivo siguió la curva de crecimiento del cultivo (datos no publicados), lo que concuerda con lo expresado por Galván,G.; Rodríguez, J. (1999). Sin embargo el incremento del N extraído entre el 14/8 y 28/8, fue porcentualmente bajo para los tratamientos T50 (24.1 %) y T100 (9.5 %), lo que se podría explicar por el largo de ciclo que fue mayor al óptimo por razones comerciales. Si se hubiera cosechado en el momento óptimo, el incremento en porcentaje podría haber sido mayor.

En el T0 la cantidad estimada de N extraído por el cultivo en el momento de la cosecha es menor que en la fecha anterior (datos no publicados), lo cual se podría explicar por una traslocación de N de la hoja más joven completamente desarrollada hacia el cogollo de la planta por acercarse el cultivo a la floración, aunque este cambio fenológico no se evidenció a simple vista. Este fenómeno es menos probable aún en los otros tratamientos por que no sufrieron deficiencia de N y/o porque el exceso de N alarga el período vegetativo según Zink, F., Yamaguchi,M.(1962), Santos *et al.* (1994), Maroto, J., Gómez, A. y Baixauli, C., (2000).

En los tratamientos T50 y T100, se alcanzaron en el suelo 260 kg N-NO<sub>3</sub>/ha y 327 kg N-NO<sub>3</sub>/ha respectivamente a la fecha 1/8 (figura 6) momento en el que el cultivo comienza una importante demanda de N según Zink,F, Yamaguchi, M. (1962), Maroto, J., Gómez, A. y Baixauli, C. (2000), ya que coincide con el comienzo del arrosamiento de la planta. Las cantidades de N-NO<sub>3</sub> en suelo son superiores a los valores críticos de respuesta, ya que las recomendaciones nacionales indican que se debe fertilizar con 90 a 150 kg N/ha en forma fraccionada entre la siembra y las últimas tres semanas (Betonini, R., Doglio, J.1994; Aldabe L.2000). El nivel alcanzado por el tratamiento testigo el 1/8 fue de 126 kg N-NO<sub>3</sub>/ha lo que lo ubica dentro de los límites de recomendación, sin embargo el aporte de N del suelo o la absorción por el cultivo fue limitada, manifestándose en un menor rendimiento y % N-total al momento de la cosecha.

No se encontró una relación directa entre NO<sub>3</sub> en suelo y %N-total en planta explicado posiblemente por una regulación de la planta en la absorción de N, concordando con lo expresado por Zink,F, Yamaguchi, M.,(1962), Klingenberg, C., (1995), y Muro, J, Irigoyen, I y Lamsfus, C., (1998).

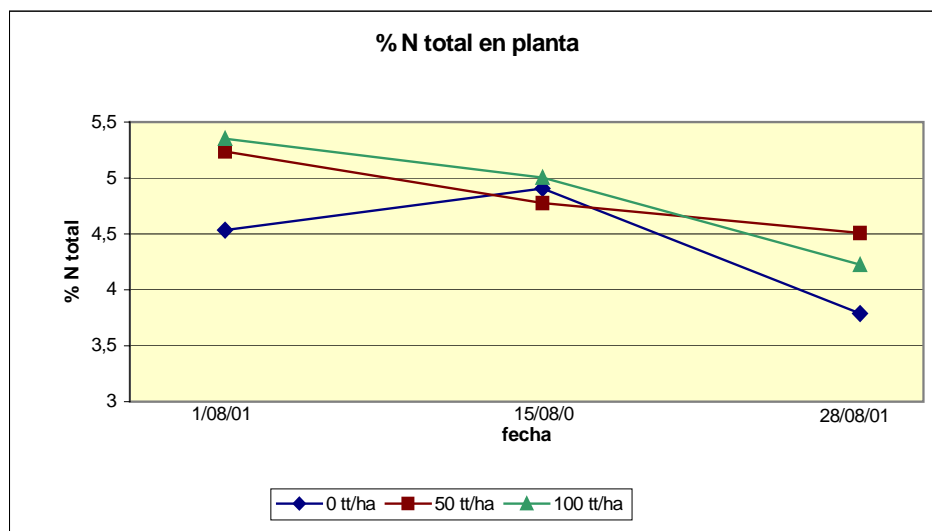


Figura 13. Contenido de N promedio, expresado como % N-total, determinado para cada tratamiento en las tres fechas de muestreo

**Cuadro 13 a. Valores promedio de % N-total para cada tratamiento en cada fecha de muestreo y comparación entre tratamiento por prueba t, con 95 % de nivel de confianza.**

	1/8	14/8	28/8
T 0	4.5	4.9	3.8
T 50	5.2	4.8	4.5
T 100	5.4	5.0	4.2
T 0 vs T 50	s	ns	s
T 0 vs T 100	s	ns	s
T 50 vs T 100	ns	ns	ns

**Cuadro 13 b. Comparación entre fecha por prueba t de los valores de %N- total en cada tratamiento, con 95 % de nivel de confianza.**

	T 0	T 50	T 100
1/8 – 14/8	ns	s	s
14/8 – 28/8	s	ns	s
1/8 - 28/8	s	s	s

Los %N-total de los tres tratamientos a los 42 días desde transplante (14/8) (figura 13 y cuadro 13a.) son estadísticamente iguales, por lo que habría satisfecho sus necesidades de N para el crecimiento del cultivo en esa fecha, con el aporte de N del testigo. A partir del 14/8 el crecimiento del cultivo tuvo una demanda mayor de N de la que pudo ofrecer el T0, manifestándose en menores concentraciones de N-total en las

plantas y menor crecimiento del PF y PS cuyos incrementos desde el 14/8 al 28/8 fueron estadísticamente no significativos para el tratamiento testigo (cuadro 11b). No ocurre esta deficiencia en los tratamientos T50 y T100 posiblemente por poseer mayores cantidades de  $\text{NO}_3$  en el suelo, que se tradujo en un incremento (estadísticamente significativo al 10%) del 57 y 65 % del PF para estos tratamientos. Esto apoya la teoría de que la oferta de N del suelo testigo fue limitante para el crecimiento de la planta en sus últimas etapas.

Se encontró una asociación directa entre % MS y % N-total (al igual que lo observado por Premuzic et al., 1995) respondiendo a un modelo lineal en los tratamientos de T50 y T100 ( figura 14) por lo que la planta absorbe N proporcionalmente a su concentración de MS.

El T0 no absorbió N en función lineal a la acumulación de MS y responde a un modelo cuadrático lo que significa que en determinadas etapas, la planta presentó mayores % MS con los mismos niveles de N total que los otros tratamientos. Sin embargo, los valores de producción de PS, muestran que las plantas de T0 produjeron igual o menor cantidad de PS que T50y T100 ( figura 11, cuadro 11a). Entonces T0 produjo mayor %MS con igual %N total, lo que podría deberse a una “calidad” diferente de la MS y que presentó limitaciones en traducir la mayor eficiencia en acumulación de MS/unidad de N, en mayor PS.

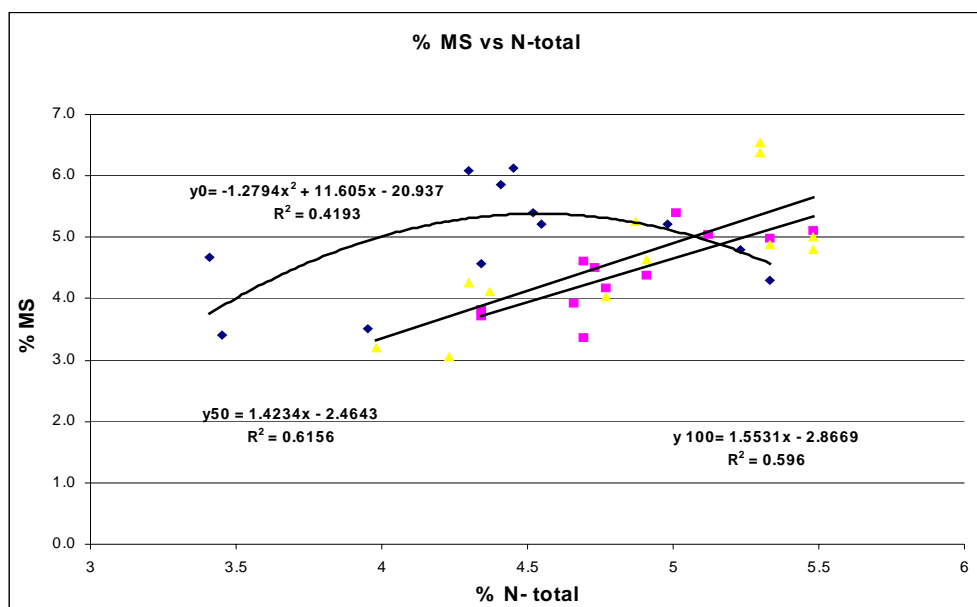


figura 14. Relación entre Porcentaje de Materia Seca y Porcentaje de N-total medido en planta en los tres tratamientos. Los puntos azules corresponden al tratamiento testigo, los puntos rojos al tratamiento de 50 ton estiércol/ha y los puntos amarillos al tratamiento de 100 ton estiércol/ha. La regresión y tratamiento indica el modelo de ajuste para cada tratamiento.

En la fecha 1/8 el T0 presentó menor % N-total que T50 y T100 ( figura 13, cuadro 13a) sin manifestarse en diferencias en rendimientos. La hipótesis primaria es que las plantas de T0 acusaron deficiencia en la absorción de N con respecto a las de los otros tratamientos. No obstante las producciones de PS y PF para esta fecha son estadísticamente iguales, lo que demuestra que no hubo déficit de N proporcionado por el suelo por que de lo contrario las plantas con mayor nivel de N en planta producirían mayores rendimientos. De este razonamiento se desprende que el 1/8, las plantas de T50 y T100 absorbieron N en cantidades mayores a las requeridas para la producción de MS, lo que concuerda con el concepto de consumo de lujo definido por Muro, J; Irigoyen, I; Lamsfus, C., (1998). Por otro lado analizando la relación  $\text{NO}_3$  en hoja con %N-total, vemos que las plantas del T0 tienen mayor contenido de  $\text{NO}_3$  en hoja en proporción al % N-total, comparadas con T50 y T100. Esto podría significar que existe una cantidad de  $\text{NO}_3$ , que no es utilizado para formar compuestos nitrogenados, que se acumula en estas plantas. Esto es debido quizás, a una limitación en la utilización del  $\text{NO}_3$  absorbido, que fue superada con el agregado de estiércol; o a que las plantas de T0 debieron acumular  $\text{NO}_3$  para la función de osmoregulación, mientras que en los otros tratamientos el agregado de estiércol proporcionó un elemento que sustituyó parcialmente al  $\text{NO}_3$  en esa función.

En la fecha 14/8 los tratamientos presentan %N-total estadísticamente iguales pero la producción de PS es mayor en T100 y T50, que en T0. Esto demuestra que las plantas de T0 presentaron alguna deficiencia para la producción de PS, la que fue compensada con el agregado de estiércol en T50 y T100.

El 28/8 los tres tratamientos disminuyen su % N-total, debido probablemente al envejecimiento de los tejidos. El T0 acusa la mayor disminución, alcanzando % N-total significativamente menores que los otros tratamientos. Esto pone de manifiesto que existe otro factor que se suma al envejecimiento, que está determinando esta diferencia. Posiblemente el N haya sido deficitario en T0 puesto que además de tener menor % N-total, también obtuvo menores rendimientos. Otra causa por la cual el % N-total es menor en T0 puede ser la traslocación de N hacia el cogollo de la planta por la proximidad a la etapa de floración, que se demora en los otros tratamientos debido al agregado de N en exceso, que alarga el período vegetativo.

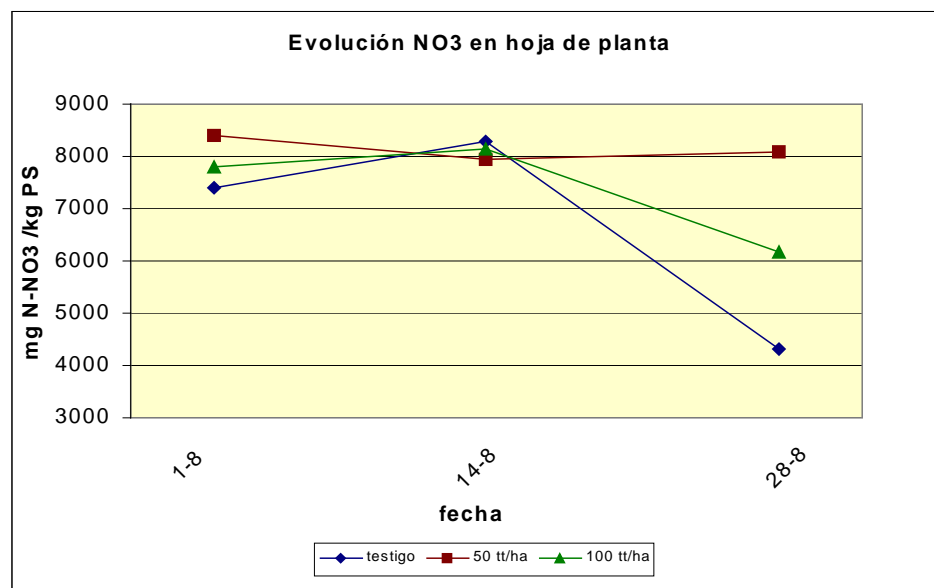


Figura 14. Contenido de N promedio, expresado como mg N-NO<sub>3</sub>/kg PS , determinado para cada tratamiento en las tres fechas de muestreo

Las concentraciones de NO<sub>3</sub> en planta se mantienen aproximadamente iguales en los tres tratamientos hasta el 14/8 inclusive (cuadro 14 a y b), por lo que la planta absorbe NO<sub>3</sub> en forma proporcional a su crecimiento. Al llegar el cultivo al 28/8 se obtienen diferencias entre tratamientos, siendo el T50 el que alcanza las mayores concentraciones (figura 14), que no difieren estadísticamente de las del T100, pero sí del T0. Este último presenta los menores valores aunque es estadísticamente igual al T100. La gran disminución de la concentración en T0 se puede explicar al igual que en el caso de %N total, por una deficiencia de absorción de N.

No hubo correlación entre el contenido de N-NO<sub>3</sub> en hoja y la concentración de N-NO<sub>3</sub> en suelo, para ninguno de los tres tratamientos. (datos no mostrados).

**Cuadro 14 a. Valores promedio mg N-NO<sub>3</sub>/kg PS para cada tratamiento en cada fecha de muestreo y comparación entre tratamiento por prueba t, con 95 % de nivel de confianza.**

	1/8	14/8	28/8
<b>T 0</b>	7408	8287	4310
<b>T 50</b>	7804	7944	8082
<b>T 100</b>	8407	8153	6180
<b>T 0 vs T 50</b>	ns	ns	s
<b>T 0 vs T 100</b>	ns	ns	ns
<b>T 50 vs T 100</b>	ns	ns	ns

**Cuadro 14 b. Comparación entre fecha por prueba t de los valores de mg N-NO<sub>3</sub>/kg PS en cada tratamiento, con 95 % de nivel de confianza.**

	T 0	T 50	T 100
1/8 – 14/8	ns	ns	ns
14/8 – 28/8	s	ns	ns
1/8 - 28/8	s	ns	ns

La tendencia a la menor concentración de NO<sub>3</sub> del T100 respecto al T50, se puede explicar por la existencia de otro elemento agregado con el abono que disminuyó la relación de NO<sub>3</sub> absorbido en función de la MS producida. Dentro de estos factores se puede considerar el aporte de algún otro nutriente que no limita el crecimiento pero sustituye al NO<sub>3</sub> como osmoregulador, evitando su concentración (Blom-Zansdtra y Lampe, 1985; Muro, J; Irigoyen, I; Lamsfus, C., 1998; Mc Call, D, Willumsen, J. 1998)

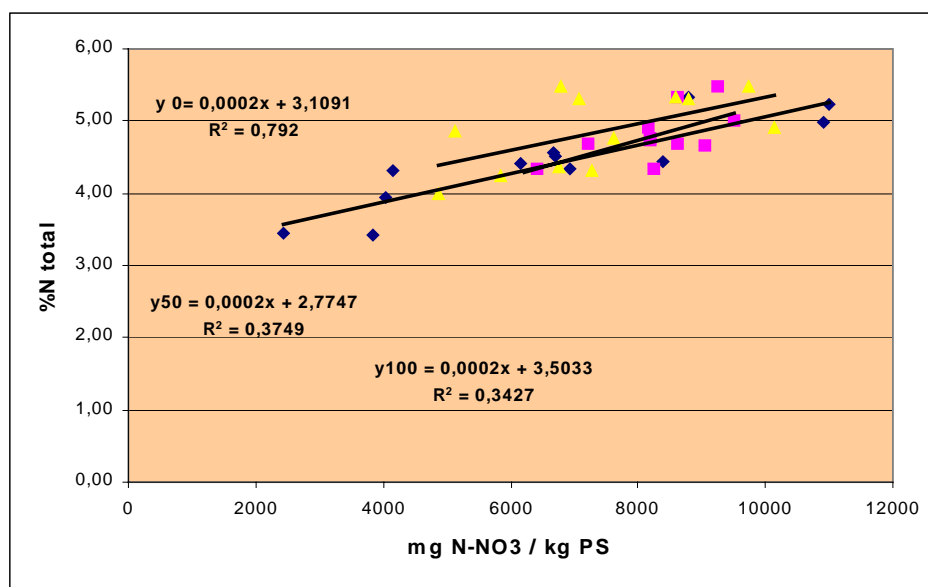


Figura 15. Variación del % N-total en función del contenido de NO<sub>3</sub> en hoja. Los puntos azules corresponden T0, los puntos rojos a T50 y los puntos amarillos T100. Los modelos de regresión ytratamiento indican el modelo de ajuste para cada tratamiento con una significancia de 95%.

Hubo buena correlación entre los contenidos de N-NO<sub>3</sub> y % N-total en planta para los tres tratamientos, lo que no concuerda con lo obtenido por Zink, F y Yamaguchi, M. (1962) quienes no obtuvieron correlación entre ambas variables. Fue necesario eliminar una observación para ajustar un modelo lineal para el T50 (figura 15). Esta relación lineal sugiere que la planta concentra NO<sub>3</sub> en función de la producción de compuestos nitrogenados y con fines osmóticos, manteniéndose una relación constante

entre ambas funciones. Blom-Zandstra y Lampe (1985) afirman que el 10 % del  $\text{NO}_3$  se encuentra en el citoplasma, y es el que se reduce para la formación de proteínas, mientras que el 90 % restante se encuentra en la vacuola y cumple una función osmoreguladora, este  $\text{NO}_3$  es de difícil metabolización. En este estudio no se encontraron situaciones en las cuales se utilizara el  $\text{NO}_3$  como osmoregulador por exceder su demanda para formar proteínas, por que se mantuvieron en los tres tratamientos la relación lineal entre  $\text{NO}_3$  y % N-total en hoja.

Al relacionar  $\text{NO}_3$  en planta con % N total para cada fecha ( anexo 4) se observa que en la fecha 1/8 las plantas concentran  $\text{NO}_3$  sin mantener una relación con %N total (coeficiente de regresión no significativo), lo cual se puede deber a que existen muchos factores que intervienen en la acumulación de  $\text{NO}_3$ , como lo sugieren Blom-Zandstra, M y Lampe, J. (1985), McCall, D., Willumsen, J., (1998), Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. (1998). Sin embargo en las fechas 14/8 y 28/8 las plantas marcaron la tendencia de producir N total en función del  $\text{NO}_3$  absorbido. Aparentemente aquí no hay consumo de lujo y la relación lineal entre  $\text{NO}_3$  y % N total mencionada en los párrafos anteriores se mantiene.

Pese a tratarse de un cultivo que creció con “baja luminosidad” por ser en invernadero (Castilla, N.,1998) durante el invierno y a que tuvo una alta oferta de N en el suelo, los valores máximos promedio de  $\text{NO}_3$  alcanzado para los tratamientos T0, T50 y T100 fueron de 771 , 1328 y 1002 mg  $\text{NO}_3$ /kg PF respectivamente, ubicándose por debajo del límite marcado por la UE de 4500 mg/kg para lechuga de invierno. Según la OMS una persona de 70 kg puede ingerir 350 mg  $\text{NO}_3$ /día (ingesta máxima de 5 mg/kg de Peso Vivo), por lo que en este caso podría consumir 454 g/día de lechuga del tratamiento testigo, 264 g/día del tratamiento T50 y 349 g/día del tratamiento T100, considerando la lechuga como la única fuente de  $\text{NO}_3$  en la dieta de la persona.

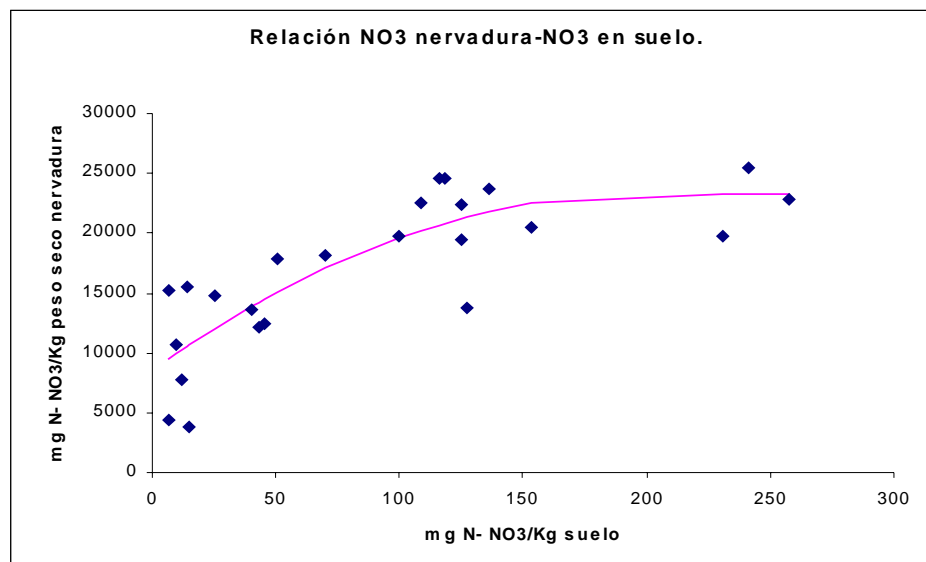


Figura 16. Relación entre los niveles de NO<sub>3</sub> determinados en la nervadura central de la hoja más joven completamente desarrollada y los niveles de NO<sub>3</sub> en suelo correspondientes. La línea representa el ajuste de un modelo cuadrático con plateau, de donde se surge un nivel crítico de 200 mg N-NO<sub>3</sub>/kg suelo.

Los contenidos de NO<sub>3</sub> en la nervadura central de la hoja más joven completamente desarrollada estuvieron en función del contenido de NO<sub>3</sub> en suelo, respondiendo a un modelo cuadrático con plateau; mostrando que la planta absorbe NO<sub>3</sub> del suelo hasta alcanzar determinada concentración en su solución interna, afirmando la teoría de una regulación por parte de la planta en la absorción de N según sus necesidades de crecimiento (Klingenberg, C., 1995; Muro, J.; Irigoyen, I; Lamsfus, C. 1998; Galván, G.; Rodríguez, J. 1999) y/o la necesidad de la planta de mantener el potencial hídrico interno y diferencias de potencial osmótico con el suelo (Blom-Zandstra y Lampe, 1985; Muro, J.; Irigoyen, HI; Lamsfus, C. 1998; McCall, D., Willumsen, J., 1998). Esto determina un nivel máximo de absorción, independientemente de lo disponible en el suelo, por lo que es innecesario agregar N cuando el suelo contiene más de 200 mg N-NO<sub>3</sub> /kg suelo

No existió relación entre los contenidos de NO<sub>3</sub> en nervadura y lo concentrado en hoja ( anexo 5), probablemente por la gran cantidad de factores que interviene en este último proceso como se mencionó anteriormente. Tampoco se encontró relación entre NO<sub>3</sub> en nervadura con % N-total ( anexo 6). En virtud de esto se desprende que la medición del NO<sub>3</sub> en nervadura es útil para predecir la capacidad del cultivo para absorber el N del suelo.

### 4.3 COMPARACIÓN ENTRE MÉTODOS DE DETERMINACIÓN DE NO<sub>3</sub> EN HOJA

La determinación de NO<sub>3</sub> por el método de nitratación del ácido salicílico (colorimétrico) propuesto por Cataldo *et al.* (1975), presentó buena correlación con las determinaciones por el método de electrodo de actividad específica (potenciométrico), estos valores de correlación son aceptables al tratarse de comparación de métodos de determinación de NO<sub>3</sub> (Sims, T. *et al* 1995). El ajuste del método se adecua a un modelo lineal (figura 17), la existencia del término independiente (a) muestra un error constante.

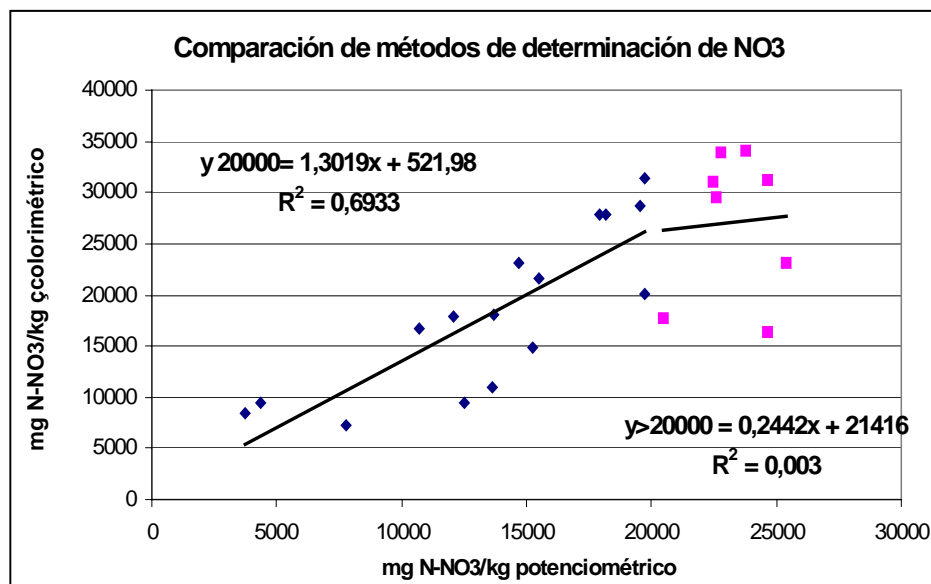


figura 17. Los puntos azules corresponden a los valores menores a 20000 mg N-NO<sub>3</sub>/kg PS analizados mediante electrodo de actividad específica (potencimetría) correlacionados con el valor determinado por el método de determinación colorimétrica por nitratación del ácido salicílico (colorimetría). Los puntos rosados corresponden a los valores mayores a 20000 mg N-NO<sub>3</sub>/kg PS analizados mediante el método potenciométrico. La función “y 20000” corresponde al ajuste de los valores determinados colorimétricamente en función de la determinación potenciométrica para aquellas muestras de concentraciones menores a 20000 mg N-NO<sub>3</sub>/kg PS, mientras “y >20000” corresponde al ajuste de los valores mayores a 20000 mg N-NO<sub>3</sub>/kg PS.

El método potenciométrico utilizado tenía una capacidad máxima de detección de 20000 mg N-NO<sub>3</sub>/kg en PS, en virtud de que se realizó una dilución de la muestra de 200 veces en la extracción. Para el análisis de regresión se separaron las muestras en dos grupos en función de este límite. Se encontró que la correlación entre las muestras que presentaron valores superiores a 20000 mg N-NO<sub>3</sub>/kg en PS determinado por el método potenciométrico, bajaba con respecto a la determinación colorimétrica, pasando a ser el coeficiente de regresión no significativo estadísticamente. Mientras la correlación y el

ajuste lineal se mantuvo estadísticamente significativo para los valores entre 0 y 20000 mg N-NO<sub>3</sub>/kg en PS (figura 17).

Es posible que el método colorimétrico posea un rango mayor de análisis, pero es necesario comparar ambos métodos con diferente factor de dilución en la extracción para validar el método colorimétrico a concentraciones mayores a 20000 mg N-NO<sub>3</sub>/ kg de muestra.

## **5 CONCLUSIONES**

1. El agregado de estiércol aumenta directamente el contenido de  $\text{NO}_3$  en el suelo en todo el perfil, en función de:
  - a. tiempo
  - b. cantidad de estiércol incorporado
  - c. manejos culturales
  - d. profundidad
2. Hay efecto del agregado de estiércol en el contenido de  $\text{NO}_3$  en suelo desde el 3/7 hasta el 22/11.
3. Los niveles estimados de mineralización neta del N agregado con el estiércol fueron de 45,2 % para el tratamiento T100 y 54,1 % para T50, registrados en la fecha 28/8.
4. Hay respuesta en rendimiento, medido como peso fresco, hasta el agregado de 43 ton estiércol/ha. Por encima de estas cantidades los rendimientos no son estadísticamente diferentes. Utilizando un criterio agronómico recomendamos la aplicación de 25 ton estiércol/ha.
5. Hay varios factores que determinan la concentración de  $\text{NO}_3$  en planta, ya que no existe relación proporcional entre:
  - a.  $\text{NO}_3$  en hoja y  $\text{NO}_3$  en suelo
  - b. N-total en planta y  $\text{NO}_3$  en suelo
  - c.  $\text{NO}_3$  en hoja entera y  $\text{NO}_3$  en nervadura
  - d. %N-total y  $\text{NO}_3$  en nervadura
6. Se encontró relación directa entre  $\text{NO}_3$  en hoja y % N-total en planta para los tres tratamientos, demostrando que la planta utiliza el  $\text{NO}_3$  absorbido para formar estructuras orgánicas.
7. Existe relación lineal positiva entre % N-total y % MS en los tratamientos T<sub>50</sub> y T<sub>100</sub> por que la planta absorbe  $\text{NO}_3$  en función de su demanda para el crecimiento; mientras que en el tratamiento testigo la relación cuadrática entre ambas variables muestra una limitación en la asimilación del N para formar compuestos nitrogenados.
8. La acumulación de  $\text{NO}_3$  en nervadura en función del  $\text{NO}_3$  en suelo responde a un modelo cuadrático con plateau. En consecuencia el análisis de  $\text{NO}_3$  en nervadura sirve para evaluar la capacidad de la planta de absorber el  $\text{NO}_3$  del suelo.

9. Además del aporte de N, existen elementos agregados con el estiércol que influyen en el crecimiento vegetal.
10. Los máximos niveles promedio de  $\text{NO}_3$  en hoja de lechuga fueron de 771 , 1328 y 1002 mg  $\text{NO}_3/\text{kg}$  peso fresco para los tratamientos T0, T50 y T100 respectivamente, ubicándose por debajo de lo niveles críticos determinado por la UE en todos los tratamientos, por lo que no atañen riesgo de salud en su consumo.
11. No hay respuesta a los tratamientos, medida en concentración de  $\text{NO}_3$  y % N total en morrón y melón.
12. El método colorimétrico para determinación de  $\text{NO}_3$  es confiable, aunque se observó un error constante y baja correlación a valores mayores a 20000 mg N- $\text{NO}_3/\text{kg}$  de Peso Seco determinado potenciométricamente.

## **6 RESUMEN**

Diferentes dosis de estiércol de pollo fueron evaluadas en la producción de lechuga en invernadero con el objetivo de conocer la capacidad de aporte de N de este fertilizante orgánico, su efecto sobre el rendimiento y la concentración de  $\text{NO}_3$  en hoja considerada especialmente por su importancia como factor de riesgo para la salud humana. Otro objetivo planteado fue comparar la determinación de la concentración de  $\text{NO}_3$  en nervadura central de hoja por dos métodos, uno colorimétrico por nitratación del ácido salicílico y otro potenciométrico usando un electrodo de actividad específica. Los tratamientos consistieron en 5 dosis de N : 0 , 25, 50, 75 y 100 ton estiércol/ha, denominados posteriormente T0, T25, T50, T75 y T100 respectivamente. Todas las dosis fueron incorporadas el 28/6, previamente al trasplante de lechuga, y dispuestas en 4 bloques con parcelas al azar. Los muestreos de suelo para la determinación de N- $\text{NO}_3$  se realizaron del 19/6 al 4/12 cada 14 días aproximadamente a la profundidad de 0-20 y 20-40 cm, únicamente para los tratamientos T0, T50 y T100. La lechuga se trasplantó el 3/7 y se muestreo los días 1/8, 14/8 y 28/8. A las lechugas de los tratamientos T0, T50 y T100 se les determinaron peso seco (PS), peso fresco (PF), porcentaje de materia seca (%MS), contenido de N- $\text{NO}_3$  y % N-total, mientras que en la cosecha (28 y 29/8) se midió el PF de las lechugas para todos los tratamientos. Se analizó el contenido de  $\text{NO}_3$  en la nervadura de las lechugas muestreadas el 14 y 28/8. Los cultivos de melón y morrón se transplantaron entre el 1 y 3/10, y se muestrearon el 6/12. El melón se trasplantó a los bloques I y II, y el morrón se trasplantó a los bloques III y IV. A ambos cultivos se les analizó la concentración de N- $\text{NO}_3$  y % N-total en hoja, para los tratamientos T0, T50 y T100. El rendimiento de lechuga aumentó hasta 43 ton/ha, pero agrónomicamente recomendamos 25 ton estiércol/ha. Los contenidos de  $\text{NO}_3$  en suelo variaron por los tratamientos y como consecuencia de los manejos culturales realizados. Las mayores variaciones y contenidos de  $\text{NO}_3$  se registraron en la profundidad 0-20 cm, lo que sugiere la existencia de limitaciones de la actividad microbiana en la profundidad de 20-40 cm. Se alcanzaron 45,2 % y 54,1 % de mineralización del N del estiércol para los tratamientos T100 y T50 respectivamente, en aproximadamente 2 meses. Esto sugiere que una fracción del estiércol aporta N rápidamente mineralizable. En el cultivo de lechuga no existió relación entre  $\text{NO}_3$  en suelo con  $\text{NO}_3$  en planta, ni con % N-total y no hubo efecto de los tratamientos en el %MS. Existió relación entre  $\text{NO}_3$  en planta y % N-total en planta. Se sugiere la existencia de una autorregulación del consumo de N por la planta. No hay relación entre  $\text{NO}_3$  en hoja con  $\text{NO}_3$  en la nervadura central, y este último se correlacionó positivamente con el  $\text{NO}_3$  en suelo. No se alcanzaron niveles de  $\text{NO}_3$  en planta que se consideren de riesgo para la salud humana. Si bien la aplicación de estiércol aumentó el contenido de  $\text{NO}_3$  en suelo hasta el 22/11, no hubo respuesta en los contenidos de  $\text{NO}_3$  en planta ni % N-total en los cultivos de melón y morrón. El método colorimétrico presentó buena correlación ( $r=0.83$ ) con el método potenciométrico hasta niveles de 20000 mg N- $\text{NO}_3$ /kg de PS.

## **7 SUMMARY**

Several poultry manure rates were applied to a lettuce crop in greenhouse with the objective to assess the N contribution capacity of this organic fertilizer through its effects on yield and NO<sub>3</sub> concentration in the leaf of this crop. This latter index was considered because of its importance as a risk factor for human health. A secondary objective was to compare the NO<sub>3</sub> determination in the midrib for two methods, one colorimetric based on the nitration of the salicylic acid and another potentiometric using an specific activity electrode. The treatments consisted of five doses of N: 0, 25, 50, 75 and 100 t/ha of manure, labeled thereafter as T0, T25, T50, T75 and T100, respectively. All rates were incorporated in the same day (6/28/2001), and before that the lettuce was transplanted. The treatments were assigned at random to four blocks. Soil sampling for NO<sub>3</sub> determination was carried out from July 19h to December 4th every 14 days at two depths (0-20 and 20-40 cm), but only for T0, T50 and T100. Lettuce was transplanted July 3th and plants were sampled at three times (August 1<sup>st</sup>, 14<sup>th</sup> and 28<sup>th</sup>). Fresh weight (FW), dry weight (DW), dry matter content (DMC), and concentration of NO<sub>3</sub> and total N were determined in plants for the three sampling dates. NO<sub>3</sub> concentration in midrib was also measured, but only for the last two sampling dates. At harvest (August 29th), FW was determined for all treatments. After harvest, melon (in Blocks I y II) and pepper (in Blocks III y IV) crops were transplanted at October 2<sup>nd</sup>, and subsequently sampled at December 6<sup>th</sup>. At this time, NO<sub>3</sub> and total N concentration was determined in the leaf of these crops, for T0, T50 and T100. The results show that the yield of lettuce increased up to 43 ton/ha with manure fertilization, through we suggest 25 ton/ha. Soil NO<sub>3</sub> concentration varied with manure rates but was affected also by tillage. The biggest variation of NO<sub>3</sub> was registered at the first soil depth (0-20 cm), which suggests the existence of limitations for microbial activities at the second soil layer (20-40 cm). In two months, the N mineralized from manure varied between 54,1% and 45,2% for treatments T50 and T100, respectively. This suggests that about half of the manure applied was easily mineralized, and that the rest was less available to plants. In lettuce, a relationship between NO<sub>3</sub> in soil with NO<sub>3</sub> or total N in plant was not found, and no treatment effect on DMC was observed. However, a relationship between NO<sub>3</sub> and total N in plant existed, which suggests the existence of a self-regulation in N uptake by lettuce. Surprisingly, there was not relationship between NO<sub>3</sub> concentration in leaf and in the midrib, but there was a relationship between the last and NO<sub>3</sub> in soil. Concentrations of NO<sub>3</sub> in lettuce were well below the levels considered as a risk for human health. Differences among treatments in soil NO<sub>3</sub> levels remained up to November 22, and then disappeared. In melon and pepper, however, no differences in NO<sub>3</sub> or total N concentration in plant due to treatments applied to lettuce were observed. The colorimetric and the potentiometric method presented a good relationship ( $r=0.83$ ) until levels of about 20000 mg N-NO<sub>3</sub>/kg of PS.

## **8 BIBLIOGRAFÍA**

1. Aldabe, L. 2000. Producción de hortalizas en Uruguay. Epsilon. Montevideo, Uruguay. 269 p.
2. Ansoreta Miner., Merino Merino, D., Fernández-Darlás, E., Ruiz Larrañaga, N., Muro Erreguerena. 1994. Nitratos en lechugas. Influencia del abonado nitrogenado en el contenido de verano. Horticultura. 99, 13-18 pp
3. Barrera, R.; Sganga, F. 1996. Efecto de diferentes manejos de suelo en el rendimiento de un cultivo de zanahoria (*Daucus carota* L.) y en las propiedades físicas y químicas del suelo. Tesis Montevideo, Uruguay.
4. Beathgen, W.; Cardellino, G. 1979 Movimiento de nitratos bajo diferentes coberturas vegetales. Tesis. Universidad de la República (Uruguay). Facultad de Agronomía. 93 p.
5. Beathgen, W., 1996. Manejo y Fertilidad de suelos. Montevideo, Uruguay. INIA. 167 p.
6. Bettini, R.; Doglio, J. 1994. El cultivo de lechuga en el Uruguay: situación productiva y comercial. Uruguay. MAP/PNUD/JUNAGRA. 63 p.
7. Bloom-Zandstra, M; Lampe, J. 1985. The role of nitrate in the osmoregulation of lettuce (*Lectuca sativa* L.), grow at different light intensities. Journal of Experimental Botany. 36: 1043-1052.
8. Böckman, et al .1993. Agricultura y Fertilizante. Fertilizantes en perspectiva. 2ª. Noruega, Ostlands- Posten. 265 p.
9. Bouldin, D. R., S. D.Klausner, W. S. Reid. 1984. Use of Nitrogen from Manure. 221-245p. In R.D. Hauck, ed. Hardcover (ed.) Nitrogen in Crop Production. ASA, Madison, WI.
10. Calla, M.C.; J. R. Peterson; C. Lue-Hing. 1977. Properties of Agricultural and Municipal Wastes. 11-43 p. In Dinauer R. C. ed. Hardcover (ed.) Soil for Management of Organic Wastes and Wasre Waters. ASA, Madison, WI.
11. Campelo, E., Benzano, R., Pla, M. 1981. Efecto de diferentes manejos previos del suelo en la producción de tomates para industria y en la respuesta a la fertilización nitrogenada. Tesis. Universidad de la República (Uruguay). Facultad de Agronomía. 143 p.

12. Castilla, N. 1998. Condiciones ambientales en invernáculo no climatizados. In Tecnología de Invernaderos II; Dirección General de Investigación y Formación Agroalimentaria de la Junta de Andalucía. Almería, España. 163-177 p.
13. Cataldo et a. 1975. Rapid Colorimetric Determination of Nitrate in plant tissue by nitratation of salicylic acid. Soil Science and Plant analysis.
14. Frioni, L. 1990. Ecología microbiana del suelo. Montevideo, Uruguay. Departamento de Publicaciones, Universidad de la República. 579p.
15. -----1999. Procesos microbianos. v 1. Argentina. Río Cuarto, Fundación Nacional de Río Cuarto. 282 p.
16. García de Souza, M.1993. Manejo de Adubação orgânica e doses de nitrogênio na cultura de cenoura (*daucus carota*, L) en solos da zona sul do Uruguai. Tesis de Maestría, Ciências do Solo. Universidad Federal Rural do Rio de Janeiro. Brasil. 115 p.
17. Geraldson, C.M.; K.B. Tyler1990. Plant Analysis as an Aid in Fertilizing Vegetable Crops.546-562 p. In D. E. Kissel. ed. Westerman R. L. (ed.) Soil Testing and Plant Analysis. SSSA, Madison, WI.
18. Janssen, B. H. 1996. Nitrogen Mineralization in Relation to C:N ratio and decomposability of organic materials. Plant and Soils. 181 (39-45p)
19. Klingenberg, C. 1995. Comportamiento de las concentraciones de nitrato y nitrito en lechuga (*lactuca sativa* var. Crispa (L)) bajo condiciones de fertilización nitrogenada y otros ensayos de cosecha y poscosecha. Tesis Pontificia Universidad Católica de Chile. Santiago, Chile. 52p
20. Maroto, J., García, A., Baixauli, S. 2000. La lechuga y la escarola. Valencia; Caja Rural de Valencia. Fundación Ediciones Mundi-Prensa. España. 242p.
21. McCall, D.; Willumsen, J. 1998. Effects of nitrate, ammonium and chloride application on the yield and nitrate content of soil-grown lettuce. Journal of Horticultural Science & Biotechnology. 73 (5). 698-703 p
22. Muro, J; Irigoyen, H.; Lamsfus, C. 1998. Avances en el metabolismo del nitrógeno. De la fisiología a la biología molecular. 1ª. España. 453-463 p.
23. Perdomo, C., Barbazán, M. 1999. Nitrógeno. Montevideo. Facultad de Agronomía. 25 p.

24. Premuzic, Z.; De los Ríos, A; Clozza, M.; Miniño, H.; vilella, F.; yorio, A. F. de. 1995. Absorción y Distribución de macronutrientes en lechuga. Hort. Arg. 14 (37): 68-73 p.
25. Rabuffetti, A. 1997. Nitrógeno. Montevideo. Facultad de Agronomía. 101 p.
26. Reyes, C., Malan, R., 1997. Efecto de diferentes manejos de suelo en el rendimiento de un cultivo de zanahoria (*daucus carota*, L) y en las propiedades químicas y físicas del suelo. Tesis Universidad de la República (Uruguay). Facultad de Agronomía. 113 p.
27. Sánchez, A. 2000. Respuesta de la lechuga en suelo arenoso, el agua, nitrógeno, y el potencial de lixiviación de N-NO<sub>3</sub>. Hort Science. 35 (1): 73-77 p
28. Santos, R. et al .1994. Qualidade de alface cultivada com composto orgánico. Hort Bras.12 (1) 29-32 p.
29. Sims, T., Vasilas, B., Gartley, K., Milliken, B., Green, V.1995. Evaluation of Soil and Plant Nitrogen Tests for Maize on Manured Soils of the Atlantic Coastal Plain. Agronomy Journal. 87 (2) 213 – 222 p.
30. Urquiaga, S.; Zapata, F. 2000. Manejo eficiente de la fertilización nitrogenada de cultivos anuales en América Latina y el Caribe. 1<sup>a</sup>. Brasil. Génesis. 110p
31. Zink, F.; Yamaguchi, M. 1962. Studies on the growth rate and nutrient absorption of head lettuce. Hilgardia. A Journal of Agricultural Science Published by California Agricultural Experimental Station. 32 (11). 471-499 p.

**9 ANEXOS**  
**ANEXO 1**

Tratamiento	Profundidad	mgN-NO <sub>3</sub> /kg suelo												
		19-06-02	03-07-02	17-07-02	01-08-02	14-08-02	28-08-02	11-09-02	25-09-02	09-10-02	23-10-02	06-11-02	22-11-02	04-12-02
0	0-20	26.3	53.7	56.8	49.3	9.8	25.2	7.7	33	59.9	48.4	4.8	23.9	15.3
0	0-20	12.4	33	26.2	28.7	6.7	14.9	7.4	17.6	49.5	26	6.5	7	5.4
0	0-20	30.6	42.4	58.6	49.5	50.5	45.2	40.3	31.9	82.5	36.7	12	12.2	14.7
0	0-20	31.8	40.8	39.6	37.5	13.9	12.2	11.7	45.3	84.6	53.4	12.2	20.2	8.7
0	20-40	7.9	2.3	6.3	7.1	3.3	14.6	7.2	11.1	8.4	39.1	22.1	27.8	15.3
0	20-40	5.4	1.7	3.5	4.8	4.1	11	3.1	11.7	19.7	21.1	6.8	18.3	3.2
0	20-40	5.4	3.7	13.5	15.5	29.2	35.3	16.3	20.5	15.4	19.9	21.6	42	8.6
0	20-40	8.7	5.6	23.7	*	9.4	8.1	10.1	19.4	11.9	32.6	36.2	12.1	16.7
50	0-20	26.3	54.4	103.2	109.8	127.6	99.8	81.5	61.2	188.6	53.1	59	35	22.9
50	0-20	12.4	12.8	54.5	47.7	7	40.4	20.9	46.4	99.7	77.9	17.8	27.6	16.7
50	0-20	30.6	50.8	52	81.8	136	118.1	93.7	65.3	93.4	54.3	16.1	19.1	28.4
50	0-20	31.8	37.2	60.9	83.9	43.1	70.2	46.9	55.7	62.1	40.1	24.7	7.5	12.8
50	20-40	7.9	4	7.3	39.4	6	77.6	31.4	39.7	65.6	34.8	50.2	34.6	62.6
50	20-40	5.4	4	6.9	9.9	3.8	50.6	10.4	19.7	10.6	37.5	30	53.2	3.4
50	20-40	5.4	4.8	13.3	27.6	9.4	63.2	18.7	49.5	53.5	62.6	29.4	35.7	55.5
50	20-40	8.7	2.6	2.9	4.2	7.2	*	18.7	34.5	15	31.4	22.9	28.2	14.9
100	0-20	26.3	45.7	110.7	134.5	241.3	153.5	137.6	118.4	308.3	159.7	153.8	58.4	16.3
100	0-20	12.4	23.6	71.6	102.7	124.7	116.2	127.3	68.2	169.1	109.1	78.4	27.4	3.4
100	0-20	30.6	31.7	73.1	113	230.4	257.4	104.1	70.9	114.9	79.3	8.4	64.3	12.5
100	0-20	31.8	58.5	88.9	86.3	124.7	108.6	99	59.3	95.1	50.9	10.3	32.5	15.7
100	20-40	7.9	3.8	27.6	44.1	23.9	80.8	21.4	65.4	108.7	116.8	77.2	47.9	5.5
100	20-40	5.4	6.4	12.7	13.5	22.6	55.1	23.6	36.9	68.2	81.4	76.8	38	19.2
100	20-40	5.4	5.5	18.5	6.9	34.7	77.6	37.5	30.8	69.3	71.5	17.7	66.4	25
100	20-40	8.7	6.6	25.5	10.2	29.7	32	49.8	29.8	24.4	76.5	27.8	29.4	19.2

\* Dato perdido

## ANEXO 2

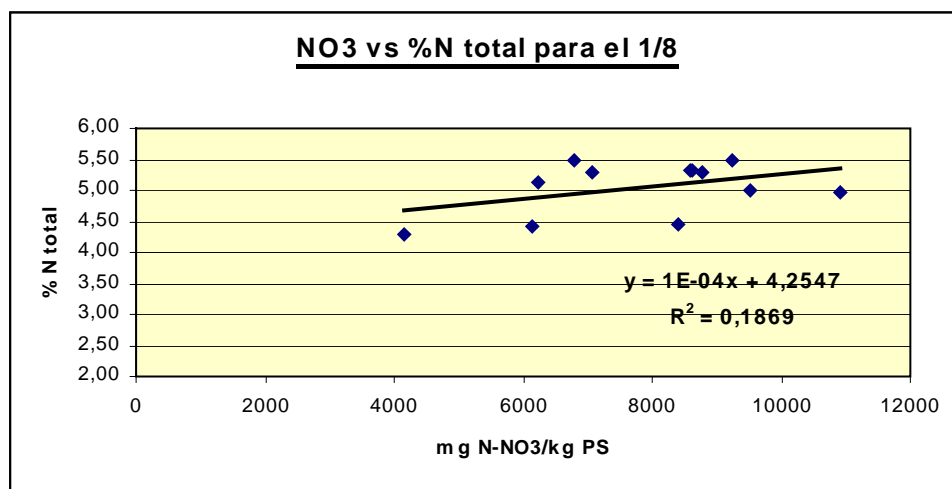
### Caracterización de los bloques

Bloque	profundidad	% MO	PH	NO 3 (ppm)
1	0 - 20	1.82	5.75	26.3
	20 - 40	1.21	6.26	7.9
2	0 - 20	1.53	6.03	12.4
	20 - 40	0.97	6.33	5.4
3	0 - 20	1.45	5.7	30.6
	20 - 40	1.76	5.9	5.4
4	0 - 20	2.07	5.83	31.8
	20 - 40	1.32	5.87	8.7

**ANEXO 3**

		PARTE AÉREA ENTERA							
		Peso Seco			Peso Fresco				
DOSIS	BLOQUE	01-08-01	14-08-01	28-08-01	01-08-01	15-08-01	28-08-01		
0.0	1.0	5.6	25.4	22.5	107.6	591.3	661.3		
	2.0	4.6	23.6	26.9	78.5	453.0	587.4		
	3.0	3.6	21.5	30.3	58.7	397.9	648.2		
	4.0	5.4	24.5	30.3	88.6	510.3	863.0		
50.0	1.0	6.6	26.0	41.6	132.3	622.5	1237.1		
	2.0	5.3	34.5	37.8	104.9	785.2	1014.3		
	3.0	5.8	30.9	33.2	107.4	669.3	867.8		
	4.0	5.6	27.6	43.7	109.6	611.4	1113.5		
100.0	1.0	5.0	31.7	36.3	76.3	661.1	1190.8		
	2.0	6.1	35.9	43.3	125.2	889.1	1350.8		
	3.0	4.5	28.8	36.4	70.6	549.8	883.4		
	4.0	6.6	33.5	52.7	131.7	721.5	1236.0		
		HOJA ENTERA DE LECHUGA			NERVADURAS DE HOJAS DE LECHUGA				
		(mg NO3 /kg Peso Seco)			Método 1 potenciométrico		Metodo 2, colorimétrico		
DOSIS	BLOQUE	01-08-01	15/08/01	28/08/01	15/08/01	28/08/01	15-08-01	28/08/01	
0.0	1.0	10925.9	8784.3	2424.9	10697.5	14719.2	16681.4	23145.7	
	2.0	6153.3	6668.3	6941.8	4383.5	3750.0	9442.9	8400.8	
	3.0	8389.9	6706.7	3824.9	17899.1	12483.8	27794.5	9497.5	
	4.0	4164.3	10988.4	4046.5	15496.7	7774.7	21594.7	7246.9	
50.0	1.0	8634.2	8199.4	8634.2	13695.8	19738.1	18084.4	31397.9	
	2.0	6224.3	8152.5	6405.6	15259.2	13625.5	14800.2	10976.5	
	3.0	9519.5	7226.5	8246.6	23756.6	24628.1	34174.4	31153.7	
	4.0	9250.1	8199.4	9040.1	12104.2	18177.7	17914.6	27823.8	
100.0	1.0	8784.3	9740.7	5843.4	25400.6	20462.3	23139.0	17652.1	
	2.0	8584.8	7609.7	4862.6	19536.0	24628.1	28657.1	16359.1	
	3.0	7062.4	5120.5	6745.3	19738.1	22798.1	20114.1	33946.4	
	4.0	6784.2	10140.1	7268.1	22448.8	22564.6	30993.1	29494.8	

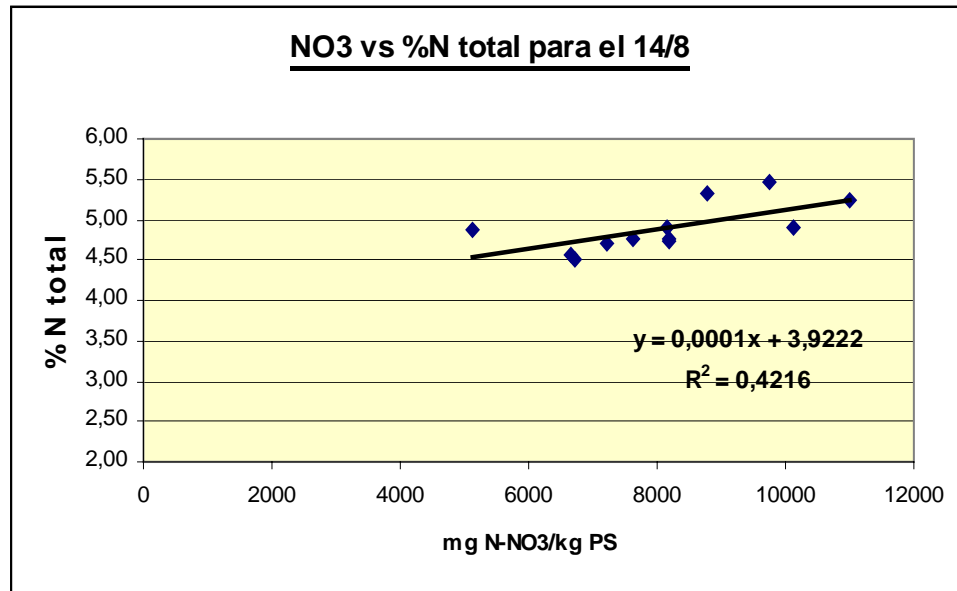
## ANEXO 4



Resumen	
<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coefficiente de correlación múltiple	0,43233848
Coefficiente de determinación R <sup>2</sup>	0,18691656
R <sup>2</sup> ajustado	0,10560821
Error típico	0,40257042
Observaciones	12

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Promedio de los cuadrados	F	Valor crítico de F
Regresión	1,00	0,37	0,37	2,30	0,16
Residuos	10,00	1,62	0,16		
Total	11,00	1,99			

	Coefficientes	Error típico	Estadístico t	Probabilidad
Intercepción	4,25467	0,53124	8,00889	0,00001
Variable X 1	0,00010	0,00007	1,51620	0,16042

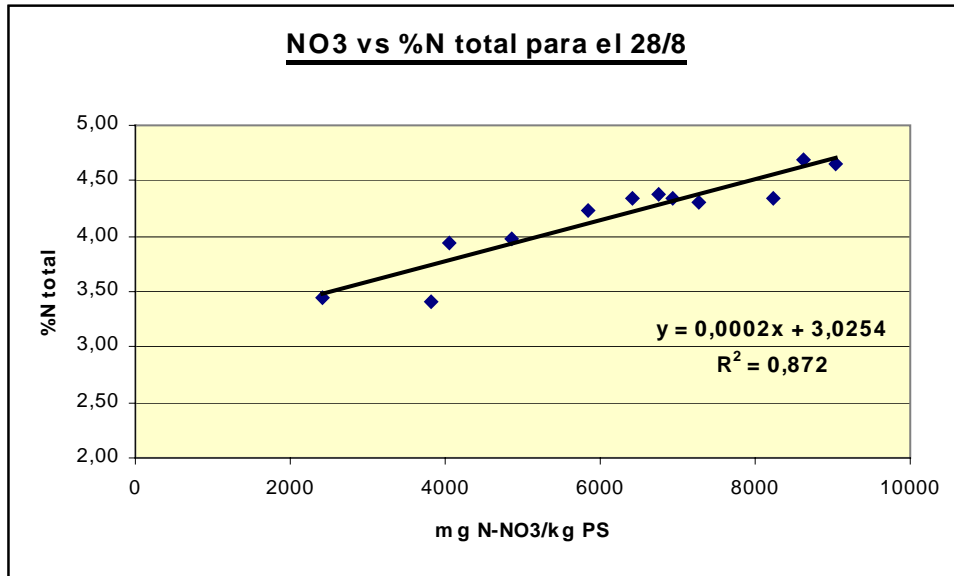


<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coefficiente de correlación	0,64931623
Coefficiente de determinación	0,421611567
R <sup>2</sup> ajustado	0,363772724
Error típico	0,241081592
Observaciones	12

**ANÁLISIS DE VARIANZA**

	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1,000	0,424	0,424	7,289	0,022
Residuos	10,000	0,581	0,058		
Total	11,000	1,005			

	<i>Coefficientes</i>	<i>Error típico</i>	<i>Estadístico t</i>	<i>Probabilidad</i>
Intercepción	3,922191	0,367129	10,683428	0,000001
Variable X 1	0,000120	0,000044	2,699892	0,022317



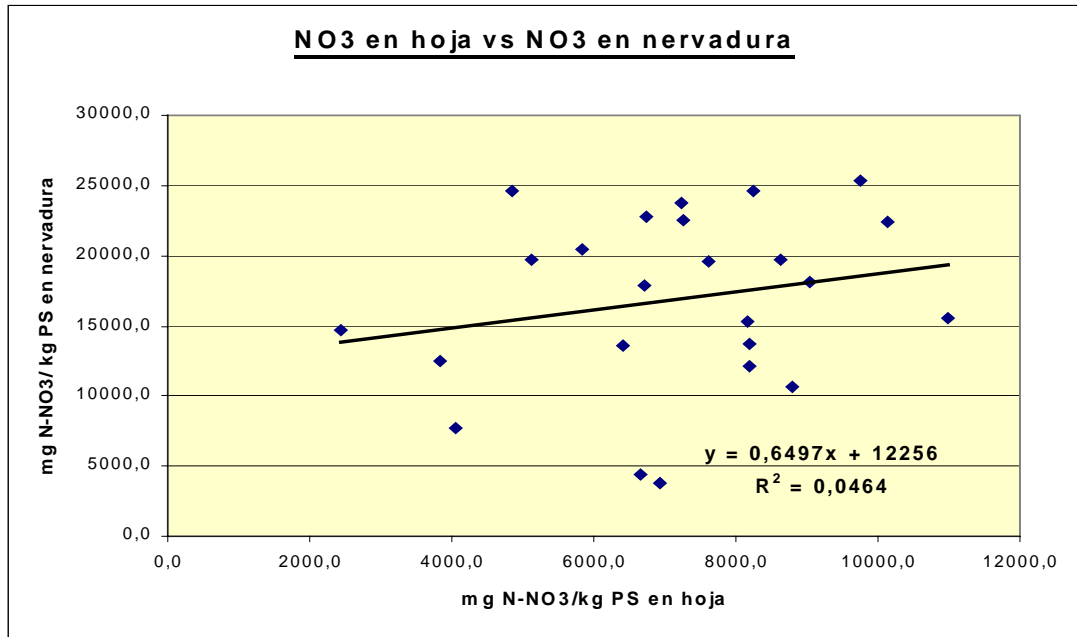
<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coefficiente de	0,933797134
Coefficiente de	0,871977088
R <sup>2</sup> ajustado	0,859174797
Error típico	0,153351698
Observaciones	12

**ANÁLISIS DE VARIANZA**

	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Promedio de los cuadrados	F	Valor crítico de F
Regresión	1	1,601749324	1,601749324	68,1110181	8,95575E-06
Residuos	10	0,235167432	0,023516743		
Total	11	1,836916756			

	Coefficientes	Error típico	Estadístico t	Probabilidad
Intercepción	3,025382917	0,145859734	20,74172797	1,5028E-09
Variable X 1	0,000185287	2,24511E-05	8,252939968	8,9558E-06

ANEXO 5

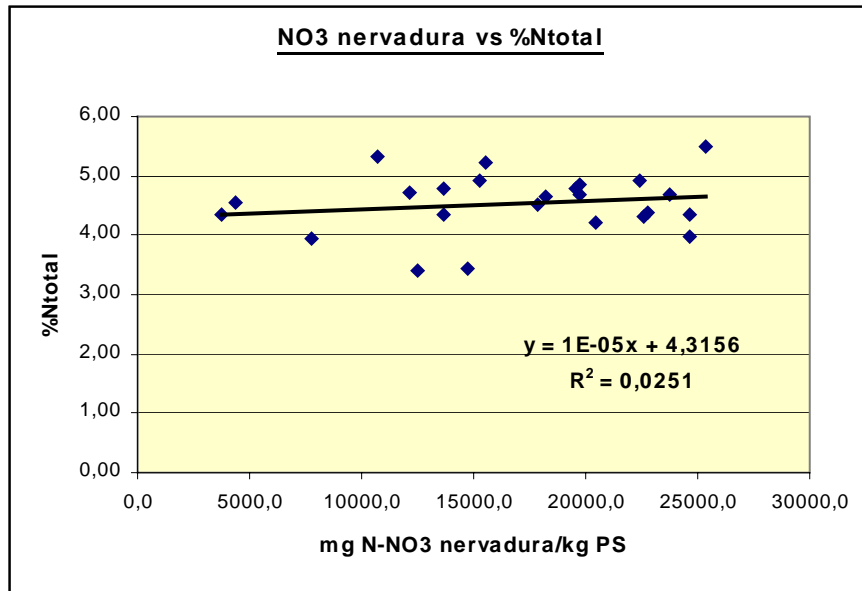


Resumen	
<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coefficiente de correlación múltiple	0,21531515
Coefficiente de determinación R <sup>2</sup>	0,04636061
R <sup>2</sup> ajustado	0,00301337
Error típico	6242,52542
Observaciones	24

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Promedio de los cuadrados	F	Valor crítico de F
Regresión	1	41678137,6	41678137,6	1,0695	0,3122
Residuos	22	857320721	38969123,7		
Total	23	898998858			

	Coefficientes	Error típico	Estadístico t	Probabilidad
Intercepción	12255,51493	4674,728235	2,621652922	0,015578957
Variable X 1	0,649712587	0,628242696	1,034174517	0,312289614

ANEXO 7



Resumen	
<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coefficiente de co	0,158294905
Coefficiente de de	0,025057277
R <sup>2</sup> ajustado	-0,019258301
Error típico	0,51551035
Observaciones	24

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	Grados de libertad	suma de cuadrados	medio de los cuadr	F	Valor crítico de F
Regresión	1	0,150263061	0,150263061	0,565428185	0,460051197
Residuos	22	5,846520272	0,265750921		
Total	23	5,996783333			

	Coefficientes	Error típico	Estadístico t	Probabilidad
Intercepción	4,315586235	0,309145107	13,95974296	2,06708E-12
Variable X 1	1,29285E-05	1,71932E-05	0,751949589	0,460051197