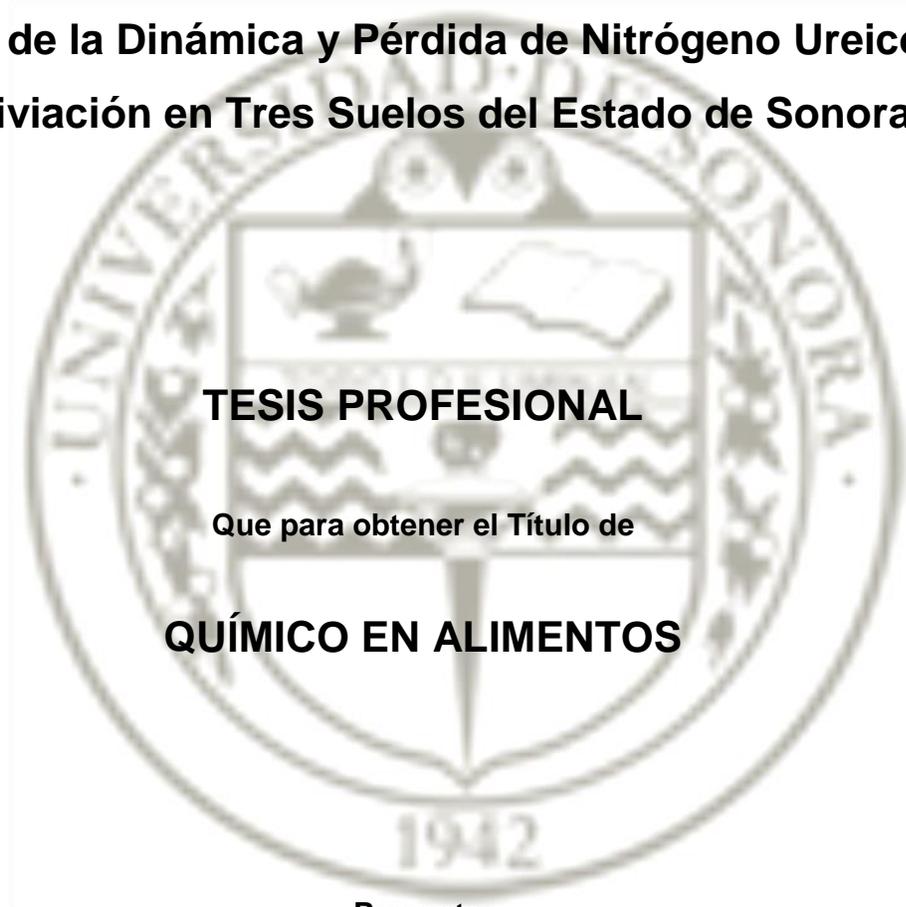


UNIVERSIDAD DE SONORA

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS QUÍMICO BIOLÓGICAS

**Estudio de la Dinámica y Pérdida de Nitrógeno Ureico por
Lixiviación en Tres Suelos del Estado de Sonora**



TESIS PROFESIONAL

Que para obtener el Título de

QUÍMICO EN ALIMENTOS

Presenta:

Daniel Muñoz Gutiérrez

Hermosillo, Sonora

Octubre del 2014

Repositorio Institucional UNISON



**"El saber de mis hijos
hará mi grandeza"**



Excepto si se señala otra cosa, la licencia del ítem se describe como openAccess

FORMA DE APROBACIÓN

Los miembros del jurado calificador del examen profesional de **Daniel Muñoz Gutiérrez** hemos revisado detenidamente su trabajo escrito titulado **Estudio de la Dinámica y Pérdida de Nitrógeno Ureico por Lixiviación en Tres Suelos del Estado de Sonora** y encontramos que cumple con los requisitos para la presentación de su examen profesional. Por tal motivo recomendamos se acepte dicho trabajo como requisito parcial para la obtención del título de Químico en Alimentos.

Dr. Francisco Rodríguez Félix
Director de Tesis

Dr. Víctor Manuel Ocaño Higuera
Secretario

Dr. Fernando Rocha Alonzo
Vocal

M. C. María Guadalupe Cáñez Carrasco
Suplente

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a la Universidad de Sonora por el apoyo recibido, a los maestros y personal que la integran, por los conocimientos y dedicación brindados por su parte, en el transcurso de mi carrera y por ser el alma mater.

Al Departamento de Investigación y Posgrado en Alimentos (DIPA), por las facilidades brindadas.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), *debido a que este trabajo de tesis forma parte del proyecto* “Interacción Química-Estructural de Fertilizantes Nitrogenados con Nanofibras y Nanoesferas Obtenidas a Partir de Gluten de Trigo: Modelado de la Liberación de Nitrógeno (proyecto CONACYT 178436)”.

A mi Director de tesis, el Dr. Francisco Rodríguez Félix, por su apoyo brindando durante este trabajo, así como sus consejos y palabras de aliento, muchas gracias doc.

A mis Sinodales, M.C. María Guadalupe Cañez Carrasco, Dr. Víctor Manuel Ocaño Higuera, Dr. Fernando Rocha Alonzo, gracias por enriquecer el presente trabajo de investigación y por ser partícipes de mi formación profesional.

A la Q.A. Carolina Gálvez Iriqui, Por tu apoyo para realizar mis metas, acompañándome en esta etapa de mi vida en buenos y malos momentos, gracias.

A mi familia, Muñoz y Gutiérrez, mi más sincero y afectuoso agradecimiento.

A mis Amigos quienes durante años han estado ahí, y sé que me seguirán acompañando en toda mi vida, en especial a Luis Alfonso Meza (Cubo) por tu valioso apoyo en la realización de mi trabajo de tesis.

A mis Compañeros de la carrera, mis mejores amigos QA, hicieron mi estadía en la universidad muy divertida.

DEDICATORIAS

3

A mis padres por su apoyo y paciencia, gracias madre **Esther Margarita Gutiérrez Verduzco**, por tu amor y dedicación a mí y a mis hermanos, a **Luis Ángel Muñoz Lastra**, por ser aparte de mi padre, mi maestro y amigo. Los admiro y los quiero. Este trabajo se los dedico a ustedes.

CONTENIDO

FORMA DE APROBACIÓN.....	1
AGRADECIMIENTOS	2
DEDICATORIAS.....	3
CONTENIDO.....	4
LISTA DE TABLAS	6
LISTA DE FIGURAS.....	7
OBJETIVOS	9
Objetivo General.....	9
Objetivos Específicos	9
RESUMEN.....	10
INTRODUCCIÓN	11
ANTECEDENTES	13
Dinámica del Nitrógeno	13
Fijación Biológica del Nitrógeno.....	15
Bacterias Nitrificantes	16
Importancia del Nitrógeno en Plantas.....	18
Fertilización Nitrogenada	18
Urea.....	19
Transformación de la Urea en el Suelo	19
Pérdida de Nitrógeno en el Suelo.....	20
Lixiviación	20
Desnitrificación	20
Volatilización	20
Deficiencia de Nitrógeno.....	21
Panza Blanca.....	21
Fertilidad del Suelo	23
Salinidad del Suelo	23
Arena.....	23

Limo	23
Arcilla	24
MATERIALES Y MÉTODOS.....	25
Diseño Experimental	25
Determinación de la Fertilidad Y Salinidad del Suelo	25
Determinación de Amonio	26
Determinación De Nitrito	26
Determinación De Nitrato	26
Valle del Yaqui	28
CONCLUSIONES	42
RECOMENDACIONES.....	43
BIBLIOGRAFÍA	44

LISTA DE TABLAS

Tabla	Página
1. Composición promedio de algunos fertilizantes nitrogenados.....	20
2. Análisis de fertilidad de los suelos en estudio, antes y después del experimento de lixiviación.....	39
3. Análisis de salinidad de los suelos en estudio, antes y después del experimento de lixiviación.....	40

LISTA DE FIGURAS

Figura	Página
1. Relaciones entre el ciclo del nitrógeno y los compartimentos orgánicos y minerales.....	14
2. Bioquímica de la fijación biológica del nitrógeno en leguminosas noduladas.....	17
3. Imagen global de los procesos de pérdida de nitrógeno en el suelo.....	22
4. Granos afectados por panza blanca.....	23
5. Parcelas divididas al azar, con recipientes horadados de lixiviación.....	26
6. Efecto del número de riegos sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.....	30
7. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.....	30
8. Efecto de la dosis de nitrógeno sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.....	31
9. Efecto de la dosis de nitrógeno sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.....	32
10. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrito lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.....	32
11. Efecto de la dosis de nitrógeno sobre la concentración de nitrito lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.....	33
12. Efecto del número de riegos sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo del Valle de Empalme.....	33
13. Efecto de la dosis de nitrógeno sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo del Valle de Empalme.....	34

del Valle de Empalme.....	34
13. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo del Valle de Empalme.....	35
14. Efecto de la dosis de nitrógeno sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo del Valle de Empalme.....	36
15. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrito lixiviado en suelo del Valle de Empalme.....	37
16. Efecto de la dosis de nitrógeno sobre la concentración de nitrito lixiviado en suelo del Valle de Empalme.....	38
17. Efecto del número de riegos sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo de la Costa de Hermosillo.....	39
18. Efecto de la dosis de nitrógeno sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo de la Costa de Hermosillo.....	39
19. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo de la Costa de Hermosillo.....	
20. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrito lixiviado en el suelo de la Costa de Hermosillo.....	
21. Efecto de la dosis de nitrógeno sobre la concentración de nitrito lixiviado en el suelo de la Costa de Hermosillo.....	

OBJETIVOS

Objetivo General

Estudiar la dinámica y pérdida de nitrógeno ureico en tres suelos agrícolas del Estado de Sonora (Valle del Yaqui, Valle de Empalme y Costa de Hermosillo).

Objetivos Específicos

Estudiar la pérdida de nitrógeno ureico en la forma de amonio, nitrito y nitrato en cada uno de los riegos aplicados en el experimento.

Determinar la fertilidad y salinidad de los tres suelos en estudio, antes y después del experimento.

Estudiar si existe alguna relación entre la fertilidad y salinidad del suelo, con la dinámica y pérdida de nitrógeno ureico.

RESUMEN

10

En el presente trabajo se realizó un estudio sobre la dinámica y pérdida de nitrógeno (N) ureico por lixiviación en tres suelos del estado de Sonora. Se estudiaron los suelos pertenecientes al Valle del Yaqui, Valle de Empalme y Costa de Hermosillo. Se utilizó un diseño experimental de parcelas divididas al azar con tres repeticiones. Cada parcela consistió de un recipiente horadado para lixiviación que contenía el suelo y fue donde se le aplicaron los riegos. Se realizó una fertilización nitrogenada a base de urea, semejando un cultivo de trigo, usando una dosis de N 150 kg ha⁻¹ y se le aplicaron tres riegos. Para estudiar la dinámica y pérdida del N ureico, se determinó la concentración de nitratos, nitritos y amonio presente en el agua lixiviada, así como la fertilidad y salinidad de los tres tipos de suelo. Fue encontrado que durante el primer riego, se perdió la mayor parte del N en el suelo por lixiviación. En el análisis de fertilidad se encontró que el suelo del Valle del Yaqui presentó un valor alto de N en la forma de nitrato (N-NO₃⁻, 149.2 ppm), en relación del Valle de Empalme (40.6 ppm) y Costa de Hermosillo (49.4 ppm), después del experimento de lixiviación los tres suelos presentaron valores similares para N-NO₃⁻, encontrándose que independientemente del nivel de fertilización nitrogenada se conserva una misma cantidad de N-NO₃⁻ en suelo; caso contrario se tiene para el fósforo en forma de fosfato (P-PO₄⁻) cuya pérdida es proporcional a la concentración inicial del mismo. Inicialmente, el Valle del Yaqui presentó el valor más alto de P-PO₄⁻ (150.9 ppm); el Valle de Empalme y la Costa de Hermosillo tuvieron valores semejantes de 27.8 y 27.1 ppm, respectivamente; esto también se atribuye a la cultura de fertilización de cada lugar. Después del experimento de lixiviación se obtuvieron valores de 130.4, 13.6, 11.4 ppm de P-PO₄⁻ para el Valle del Yaqui, Valle de Empalme y Costa de Hermosillo, respectivamente.

Finalmente, se concluye que para una fertilización nitrogenada eficiente no es necesario agregar dosis altas de N al inicio del cultivo, sino que se deben de proporcionar fertilizaciones periódicas utilizando dosis bajas de este mismo.

INTRODUCCIÓN

11

El crecimiento de las plantas depende de un suministro adecuado de N que se requiere para la formación de aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos y otros constituyentes celulares necesarios para su desarrollo. Para la mayoría de las plantas, el N inorgánico se obtiene a partir del suelo en la forma de NO_3^- . La asimilación de NO_3^- por las plantas requiere de la absorción de NO_3^- , su reducción a NO_2^- , la conversión de NO_2^- a NH_4^+ y la incorporación de NH_4^+ a compuestos orgánicos (Becker y Migge, 1996; Sivasankar y Robles, 1996).

El N es habitualmente el nutriente más limitante para la producción agrícola y por ello está presente en todos los planes de fertilización excepto para leguminosas, las cuales son capaces de fijar el N atmosférico. En el suelo va íntimamente ligado a la materia orgánica, siendo esta el único reservorio importante de N para el mismo (Andreu y col., 2006).

A nivel mundial, la urea es el fertilizante nitrogenado más utilizado. Su concentración de N, del 46 %, es la mayor de todos los fertilizantes sólidos disponibles en el mercado. Esta elevada concentración de N facilita el transporte y la aplicación a menores costos (Andreu y col., 2006).

Al incorporarse la urea al suelo sufre un proceso de hidrólisis, formando carbonato de amonio. Esta reacción es catalizada por la enzima ureasa, una enzima que abunda en el suelo. Parte de la ureasa del suelo proviene de los microorganismos; muchos de ellos poseen esta enzima y son capaces de llevar a cabo esta hidrólisis. Los restos frescos en descomposición también aportan ureasa al suelo, aunque la enzima proveniente de estas fuentes se degrada rápidamente por la acción microbiana (Pedromo y col., 2009).

El N existe en diferentes formas en el suelo. El N inorgánico es la principal fracción disponible para las plantas y su contenido es generalmente un 10 % del total de las formas del N. El N se encuentra mayormente en forma aniónica (NO_3^-), la cual es la principal forma de absorción por las plantas. La forma catiónica (NH_4^+) se absorbe principalmente por los microorganismos y algunos vegetales como el arroz (Plasencia y Corbella, 2002).

Desde el punto de vista agrícola y del medio ambiente, lo deseable sería que el NO_3^- de cualquier origen (suelo, material orgánico agregado o fertilizante) fuera finalmente absorbido por las plantas, pero no sucede así, debido a pérdidas del N por lixiviación, volatilización y desnitrificación (Pedromo y col., 2009).

En los últimos años, principalmente en la zona triguera del Noroeste de México que comprende los estados de Sonora, Sinaloa y Baja California, se ha venido presentando en el grano de trigo un fenómeno conocido como "panza blanca", el cual se presenta como una porción almidonosa que puede ocupar una parte o la totalidad del endospermo del grano y afectar la calidad de la harina (Martinez-Santana, 1985). Los granos con panza blanca son índice de baja proteína y por lo tanto, provenientes de suelos de deficiente fertilidad nitrogenada (AAPROTRIGO, 2007). En el presente trabajo de tesis se estudió la dinámica y pérdida del N ureico en tres suelos agrícolas del Estado de Sonora (Valle del Yaqui, Valle de Empalme y Costa de Hermosillo), con el objetivo de recomendar un plan apropiado del uso y manejo de la fertilización nitrogenada a base de urea.

ANTECEDENTES

13

Dinámica del Nitrógeno

La dinámica del N (Figura 1) comprende principalmente la fijación del nitrógeno molecular (N_2), la mineralización, la nitrificación, la desnitrificación (Hayatsu y col., 2008) y la oxidación anaeróbica del amonio (Hu y col., 2011). El N entra en la biosfera por fijación química y biológica del N molecular (N_2) y se remueve de la misma por desnitrificación. Recientemente, Nannipieri y Eldor (2009) han propuesto que para interpretar los mecanismos y proponer modelos de la dinámica del N, es necesario tener en cuenta las diferentes fracciones orgánicas, considerando que la temperatura, el tamaño de partícula de los residuos, la agregación, el tipo de suelo, la humedad, el secado y molido, la anaerobiosis y los efectos vegetales, también tienen efectos sobre la dinámica del N. Para entender cómo funciona la dinámica del N, es necesario comprender la red de procesos que dependen de la actividad microbiana (McGrath y col., 2010). Sin embargo, es poco lo que se conoce acerca de las causas de dichos procesos y de la diversidad microbiana edáfica.

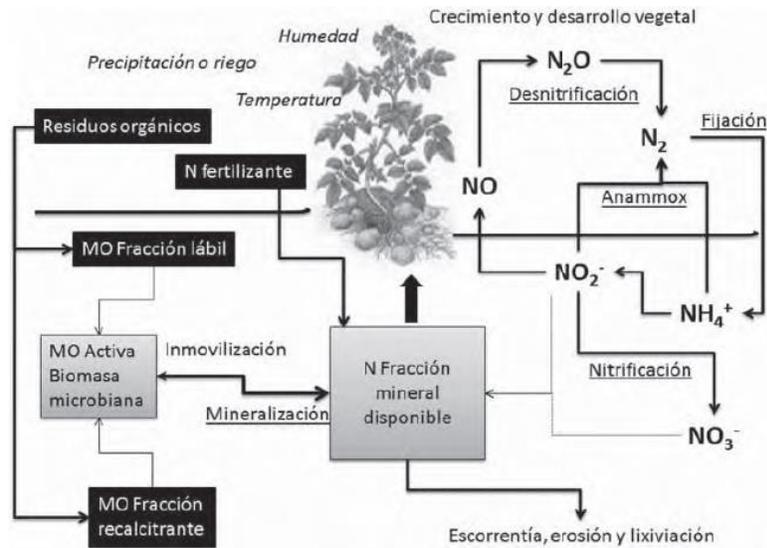


Figura 1. Relaciones entre el ciclo del nitrógeno (N) y los compartimentos orgánicos y minerales. Los cuadros negros son las entradas al sistema, los grises las fracciones disponibles; sin recuadro procesos y factores que tienen influencia en la disponibilidad de N y materia orgánica (MO). Fuente: Cerón y Aristizábal, 2012.

Antes del descubrimiento de Haber-Bosch (síntesis química de amoníaco) a principios del siglo XX, se consideraba que la fijación biológica de N no proporcionaba exclusivamente la entrada de este elemento a la biosfera (Fields, 2004). Se estima que la fijación biológica contribuye globalmente con 180 millones de toneladas métricas de amonio por año y que el aporte actual de N antropogénico es comparable con el aporte biológico. Los procesos de fijación los llevan a cabo gran variedad de bacterias que poseen enzimas nitrogenasas, estas enzimas rompen el triple enlace del N molecular y producen amonio (Tilak y col., 2005).

Los procesos de mineralización del N son determinantes para la disponibilidad del elemento en los ecosistemas terrestres, dados principalmente por la deaminación y degradación de materia orgánica, de modo que responden a la cantidad y tipo de enmiendas orgánicas. Existen efectos vegetales sobre la composición de las múltiples fracciones de materia orgánica, que pueden tener una importante influencia sobre la biodegradabilidad y biodisponibilidad del N, dichos efectos están relacionados con la dinámica del N de los detritos radiculares y la composición funcional vegetal, que a su vez tienen influencia sobre las tasas netas de mineralización. Se conoce que la asimilación microbiana es un proceso crítico que controla la disponibilidad de N para las plantas que

junto con la relación C:N en plantas y suelo, son variables claves que afectan la velocidad de mineralización (Okano y col., 2004).

Los péptidos y proteínas son los componentes más abundantes de la fracción de N orgánico. Nannipieri y Eldor (2009) han demostrado que una gran porción de estos componentes se encuentran asociados con compuestos húmicos. El principal mecanismo de movilización del N orgánico es la proteólisis. La hidrólisis de proteínas puede liberar aminoácidos y péptidos que son metabolizados por la mayoría de los organismos, por esto se considera crucial para mantener la calidad del suelo, la productividad y sostenibilidad de la agricultura (Fuka y col., 2008).

Los procesos de nitrificación, consisten en la oxidación secuencial del amonio a nitrito, y hasta hace poco se le atribuía principalmente a las bacterias quimiolitotróficas oxidantes del amonio, características en numerosos ecosistemas terrestres, las cuales se clasifican en tres géneros *Nitrosomonas*, *Nitrosospira* y *Nitrosococcus*. A la oxidación del amonio a nitrito le sigue la oxidación de nitrito a nitrato, proceso mediado por bacterias oxidantes de nitrito. Estas bacterias se han clasificado en cuatro géneros, *Nitrobacter*, *Nitrospina*, *Nitrococcus* y *Nitrospira* (Freitag y col., 2005).

La oxidación biológica del amonio en condiciones anaerobias se lleva a cabo por las bacterias denominadas ANAMMOX (por sus siglas en inglés, Anaerobic AMMonium OXidation), que se han detectado por técnicas moleculares en muestras ambientales (Francis y col., 2008; Hayatsu y col., 2007). Estas bacterias pertenecen a los géneros *Brocadia*, *Scalindua* y *Kuenenia* del *phylum Planctomycetes* (Jin y col., 2012).

La desnitrificación es el proceso más importante en el ciclo del N, este devuelve el N fijado a la atmósfera por procesos de respiración microbiana, a través de la reducción desasimilatoria de nitratos (NO_3) y nitritos (NO_2) a N_2O y N_2 , respectivamente; también involucra la reducción asimilatoria del nitrito (Simon, 2002) para convertirlos en amonio e incorporarlo al metabolismo celular. Las plantas y diferentes microorganismos, arqueas, bacterias y hongos poseen la capacidad de incorporar nitratos en su biomasa, lo que reduce su pérdida por lixiviación y desnitrificación (Gorfer y col., 2011).

Fijación Biológica del Nitrógeno

Algunas plantas como las leguminosas pueden fijar el N atmosférico. La fijación biológica del N es el proceso mediante el cual las bacterias del género *Rizobium* reducen el N_2 a NH_3 . Este proceso se lleva a cabo mediante la asociación simbiótica de bacteria – leguminosa. Los organismos superiores no pueden utilizar la forma diatómica en la que se encuentra el N de la atmósfera. El 80% del N que entra en los sistemas de producción del suelo se logra mediante el N biológico fijado por las leguminosas. Por este motivo es que dicho proceso es muy importante como fuente de N (Alesandri y Alesandri, 2009).

En la Figura 2 se presenta el mecanismo bioquímico mediante el cual se da la fijación biológica del N en leguminosas noduladas.

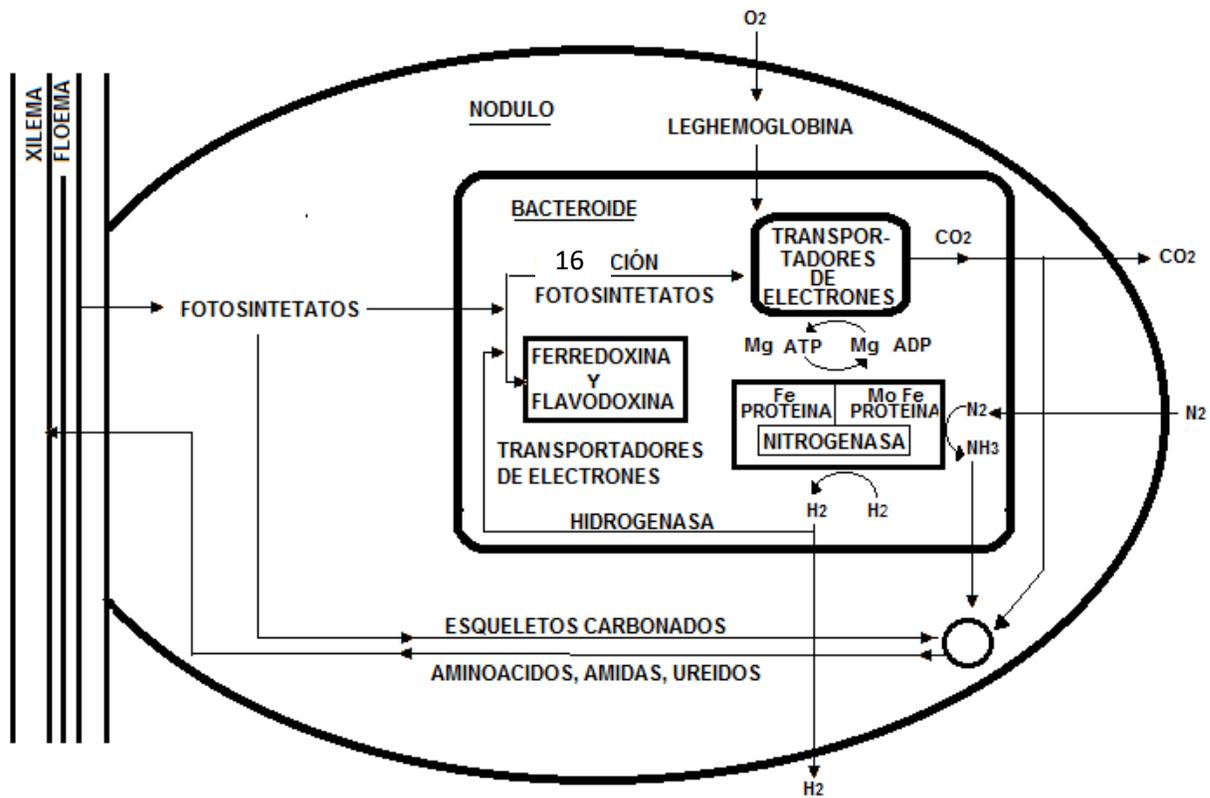


Figura 2. Bioquímica de la fijación biológica del nitrógeno en leguminosas noduladas.

Fuente: Alesandri y Alesandri, 2009.

Bacterias Nitrificantes

La estructura celular procariota de las bacterias es significativamente diferente de las formas superiores tales como las algas unicelulares, protozoos, invertebrados, plantas y animales. Únicamente las Archaea tienen una estructura celular similar tan simple. Las bacterias son los organismos vivos más numerosos de la tierra en términos de número de especies, de organismos y masa total de los mismos (Gerardi, 2002). Las bacterias crecen en forma individual, pares, grupos de cuatro (tétradas), cubos (sarcina), grupos irregulares o cadenas. Las células bacterianas individuales pueden ser esféricas (cocos), en forma de bastón (bacilos), o helicoidales (espirilos) de bacterias filamentosas. Las bacterias nitrificantes son Gram negativas (Daims y col., 2009).

Las bacterias nitrificantes viven en una gran variedad de hábitats, incluyendo agua dulce, agua potable, aguas residuales, agua ¹⁷ n, agua salobre y en el suelo. El término nitrificación, se refiere a la oxidación secuencial aeróbica del amonio a nitrito y luego a nitrato. Estos dos pasos son catalizados por organismos procariotas quimilitótrofos denominados bacterias amonio oxidantes y bacterias nitrito oxidantes. Hasta el momento no existen organismos capaces de realizar ambos pasos por sí mismos (Daims y col., 2009).

Estas bacterias nitrificantes presentan diversas características. A continuación se presenta una breve descripción de cada una de ellas:

Bacterias amonio oxidantes. Filogenéticamente se limitan a dos clases diferentes dentro del phylum *Proteobacteria*: *Gammaproteobacterias* y *Betaproteobacterias*. La mayoría son *Betaproteobacterias*, incluyendo *Nitrosomonas* y *Nitrospira*. Todos los miembros del género *Nitrospira* están muy relacionados, en cambio en el grupo de las *Nitrosomonas*, hay seis linajes distintos de descendencia (Purkhold y col., 2003; Mota y col., 2005). Las únicas especies nitrificantes conocidas dentro de las *Gammaproteobacteria* son *Nitrosococcus oceani* y *Nitrosococcus halophilus* que hasta el momento solo se han observado en ambientes marinos (Kowalchuk y col., 2001).

Bacterias nitrito oxidantes. Forman cuatro grupos filogenéticos distintos: *Nitrobacter*, *Nitrococcus*, *Nitrospina* y *Nitrospira* (Mota y col., 2005). La mayoría de las bacterias nitrito oxidantes pertenecen al género *Nitrospira* o *Nitrobacter* (Wagner y col., 1996; Mota y col., 2005). Las *Nitrospira* son de crecimiento lento, muy difíciles de cultivar en el laboratorio; es un género diverso que se compone de varios sublinajes filogenéticos

(Daims y cols., 2009; Matsumoto y col., 2010). El género *Nitrobacter* prospera en aguas con altas concentraciones de oxígeno y de nitritos, al contrario de las *Nitrospira* que se adaptan mejor a bajas concentraciones de nitrito y de oxígeno disuelto (Schramm et al, 1999; Koops y col., 2001).

Importancia del Nitrógeno en Plantas

18

El N es un elemento primario de las plantas, se puede encontrar en los aminoácidos, por tanto forma parte de las proteínas, en las amidas, la clorofila, hormonas como auxinas y citoquininas, nucleótidos, vitaminas, alcaloides y ácidos nucleicos. Las formas iónicas (inorgánicas) que una raíz puede absorber son el nitrato (NO_3^-) y el amonio (NH_4^+). Como la mayor parte del N del suelo está en forma orgánica es necesaria una actividad microbiológica que lo convierta en amonio o nitrato. Si la planta absorbe nitrato tiene que reducirlo a forma amoniacal antes de que pase a formar parte de los compuestos orgánicos. El amonio no se acumula sino que se incorpora directamente a compuestos como la glutamina, procedentes del ciclo de Krebs (Alesandri y Alesandri, 2009).

Fertilización Nitrogenada

El N es el elemento que limita mayormente los rendimientos en cualquier sistema productivo, y se hace más importante su consideración cuanto más intensiva se vuelva la producción. Mediante la fertilización nitrogenada se logra entre otros aspectos, buenos rendimientos y promoción de crecimiento de los cultivos en un menor tiempo. Además de esto, la utilización de fertilizantes nitrogenados permite maximizar la utilización de los recursos naturales con los que se cuenta, de manera que permite aumentar la producción y la calidad de la misma. En los últimos años, se realizan prácticas de manejo en las cuales se consideran no solamente alcanzar elevados rendimientos, si no también utilizar insumos menos contaminantes (Alesandri y Alesandri, 2009).

En la Tabla 1 se puede observar la composición promedio de algunos fertilizantes nitrogenados disponibles en el mercado, donde la urea es el fertilizante sólido con mayor contenido de N.

Tabla 1. Composición promedio de algunos fertilizantes nitrogenados.

Fertilizante	Fórmula	N (%)
Nitrato de amonio	NH ₄ NO ₃	33
Fosfato de monoamónico	NH ₄ H ₂ PO ₄	11
Fosfato diamónico	(NH ₄) ₂ HPO ₄	21
Sulfato de amonio	(NH ₄) ₂ SO ₄	21
Nitrato de calcio	Ca(NO ₃) ₂	16
Nitrato de sodio	NaNO ₃	16
Urea	CO(NH ₂) ₂	46
Nitrato de amonio cálcico	(NO ₃) ₂ . NH ₄ Ca	27
Nitrosulfato de amonio	NH ₄ NO ₃ . (NH ₄) ₂ SO ₄	30
Cloruro de amonio	NH ₄ CL	26
Nitrato de potasio	KNO ₃	14

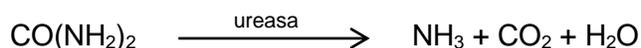
Fuente: Perdomo y Barbazán, 2009.

Urea

A nivel mundial, la urea es hoy el fertilizante nitrogenado más utilizado. Su concentración de N, 46 %, es la mayor de todos los fertilizantes sólidos disponibles en el mercado. Esa elevada concentración de N facilita el transporte y la aplicación a menores costos (Andreu y col., 2006).

Transformación de la Urea en el Suelo

El compuesto orgánico con más N es la urea, la cual es fácilmente hidrolizada por la enzima ureasa, a amoníaco y anhídrido carbónico (Catalán, 1997). La urea se transforma en amoníaco mediante la siguiente reacción:



Este proceso reintroduce el amoníaco o el ión amonio en el ciclo restaurando el mismo en la naturaleza. Para completar el ciclo del nitrato y nitrito, mediante la acción de las bacterias desnitrificantes, son convertidos al estado gaseoso del N_2 o N_2O (Catalán, 1997).

Pérdida de Nitrógeno en el Suelo

Lixiviación

Debido a su carga negativa, el NO_3^- no es retenido por la fracción coloidal del suelo. Por lo tanto, el agua que se mueve a través del mismo puede llevar consigo el NO_3^- hacia las capas inferiores, proceso que se conoce como lixiviación o lavado.

La lixiviación es descrita generalmente asumiendo que el agua que entra al suelo desplaza al agua que estaba presente originalmente en la superficie y al soluto (NO_3^-) disuelto en ella. De acuerdo con este modelo, el soluto inicialmente presente en el agua del suelo se mueve hacia las capas inferiores, dejando el suelo pobre en N y contaminando los mantos acuíferos (Pedromo y col., 2009).

Desnitrificación

La desnitrificación es un proceso de reducción biológica realizado en el suelo por un gran número de microorganismos anaerobios facultativos. En condiciones de anaerobiosis estos microorganismos utilizan el NO_3^- y el NO_2^- en lugar de O_2 como aceptores de electrones (e^-), produciendo dos formas gaseosas de N, N_2O (óxido nitroso) y N_2 (N molecular). Hauck (1981), basándose en resultados de ensayos con ^{15}N estima que en promedio, del 25 al 30% del N aplicado como fertilizante se pierde por este proceso (Pedromo y col., 2009).

Volatilización

La volatilización, junto con la desnitrificación son los procesos del ciclo del N mediante los cuales el N vuelve a la atmósfera. El término volatilización se utiliza para describir el proceso de pérdida de N del suelo como amoníaco (NH_3). Huack en 1981, estimó en base una revisión de resultados de experimentos de balance de N usando ^{15}N , que las pérdidas de N por este proceso son en promedio del orden del 15 a 20% (Pedromo y col., 2009). La Figura 3 presenta la imagen global de los procesos de pérdida de N en el suelo.

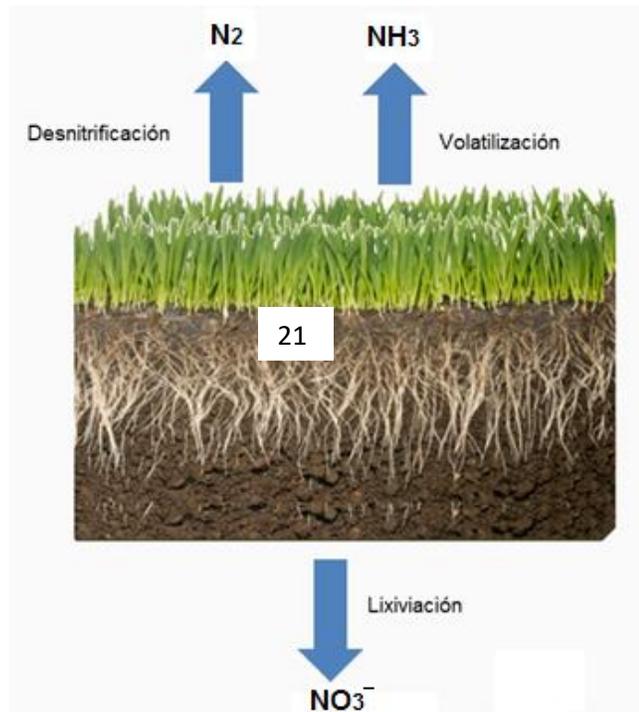


Figura 3. Imagen global de los procesos de pérdida de nitrógeno en el suelo.

Fuente: <http://www.smart-fertilizer.com/articulos/nitrogeno>

Deficiencia de Nitrógeno

La deficiencia de N en plantas disminuye su crecimiento, las hojas son pequeñas y no se puede sintetizar clorofila, de este modo aparece la clorosis (hojas de color amarillo). La clorosis empieza en las hojas de mayor edad, estas pueden llegar a caerse y si la carencia de N es severa puede aparecer este fenómeno en las hojas más jóvenes. Disminuyendo el tamaño de los frutos (Alesandri y Alesandri, 2009). En el caso de los cereales como el trigo, la carencia de este elemento ha afectado severamente la calidad del grano de trigo, originando un fenómeno fisiológico conocido como panza blanca.

Panza Blanca

Es un fenómeno fisiológico encontrado en el grano de trigo, el cual se presenta como una porción opaca, almidonosa que puede ocupar una parte o la totalidad del endospermo del grano (Figura 4) y afectar la calidad de la harina. Este fenómeno se ha atribuido a una deficiencia de N en el suelo y se ha presentado principalmente en la zona triguera del Noroeste de México que comprende los estados de Sonora, Sinaloa y Baja California (Martínez, 1985).

Los factores que favorecen la expresión de panza blanca en el grano son: la baja fertilización nitrogenada, fecha de siembra y calendarios de riegos. La presencia de este desorden afecta la calidad de la proteína del grano de trigo (Solís y Díaz de León, 2001).

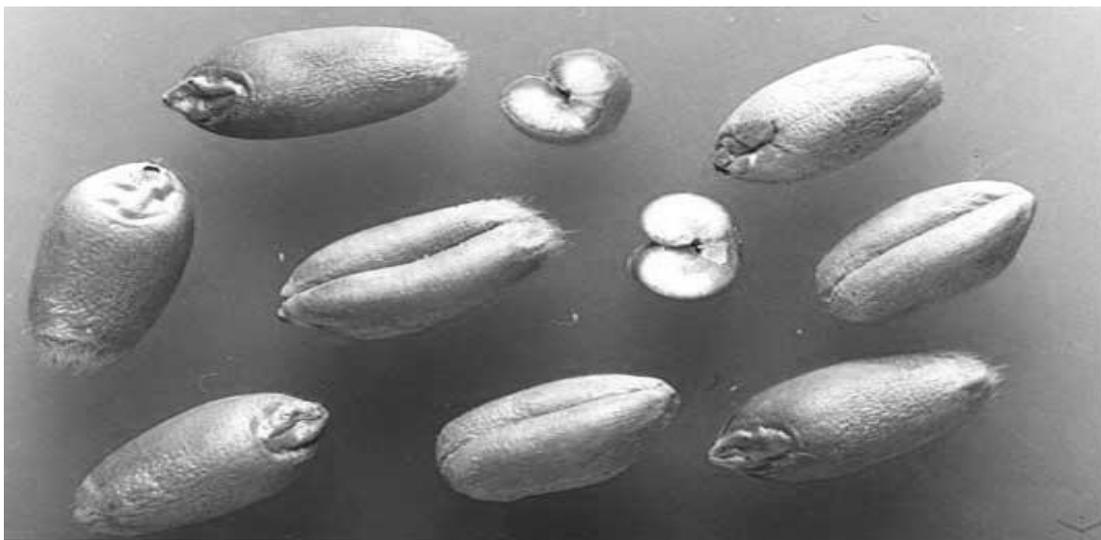


Figura 4. Granos afectados por panza blanca.

Fuente: <http://www.bcr.com.ar/pages/laboratorios/verCatalogo.aspx?Grano=Trigo>

En investigaciones anteriores se ha estudiado el efecto de la fertilización nitrogenada sobre la incidencia de panza blanca en trigo cristalino (Ryan y col., 1997), trigo panadero (Gianibelli y col., 1991) y triticale (Sharma y col. 1983); encontrando que se reduce este desorden fisiológico al aumentar la dosis de N, además, que los granos con panza blanca presentan un contenido menor de proteína comparado con los granos vítreos. En un estudio reciente, Cortés (2008) encontró que el N es el único factor que incrementa el contenido de proteína y reduce la incidencia de panza blanca en el grano de trigo. Además, se ha demostrado en diferentes estudios de trigo panadero con panza blanca (Gianibelli y col., 1991; Raath y col., 1995), que la proporción de gliadinas se reduce significativamente, mientras que la proporción de albuminas-globulinas aumenta en éstos granos, en comparación con los granos vítreos. Estas proporciones disminuyen la calidad de la harina para panificación, por tal motivo, es de gran importancia el estudio de la dinámica del N en suelo, la cual también puede depender de la fertilidad y salinidad del mismo.

Fertilidad del Suelo

La fertilidad del suelo se considera un factor de crecimiento y se define como el potencial que tiene un suelo para suplir los elementos nutritivos en las formas, cantidades y proporciones requeridas para lograr un buen crecimiento y rendimiento de las plantas (Casanova, 2005). Su evaluación con fines agrícolas, es el proceso mediante el cual se diagnostican problemas nutricionales en suelos y/o cultivos y en base a ellos se hacen recomendaciones. La misma es evaluada a través de síntomas visuales en las plantas, análisis de suelo y de plantas. El análisis de suelo es el más usado por los agricultores sobre la base de que conociendo el nivel de nutrimentos se puede hacer un plan de fertilización adecuado (Andrade, 2010).

Salinidad del Suelo

En el suelo se encuentran en mayor o menor grado sales solubles que provienen del proceso de intemperismo de las rocas. Entre ellas la más comunes son las sales de calcio con una concentración menor a los 0.4 g por litro de solución del suelo. Las partículas minerales del suelo se pueden clasificar de acuerdo a su tamaño en: arena, limo y arcilla (SAGARPA, 2010).

Arena

Su principal componente es el óxido de silicio (cuarzo, feldespatos, micas, entre otros), tiene un tamaño mayor de 0.05 mm y una superficie específica promedio de $15 \text{ cm}^2 \text{ g}^{-1}$. Las partículas de arena son visibles o palpables en forma individual; no se expanden ni se contraen con el agua, su capacidad de intercambio catiónico es prácticamente nula, su principal función es estructurar la matriz del suelo (SAGARPA, 2010).

Limo

Su principal componente es el óxido de silicio contenido en minerales tales como el cuarzo, feldespatos, micas y otros. Posee una superficie específica de aproximadamente $0.6 \text{ m}^2 \text{ g}^{-1}$, un tamaño que va de 0.002 a 0.05 mm y su capacidad de intercambio catiónico es prácticamente nula. El limo no se contrae ni se expande al humedecerse o secarse (SAGARPA, 2010).

Arcilla

Tienen un tamaño menor de 0.002 mm y no pueden verse a simple vista, poseen una estructura laminar, son plásticas y pegajosas cuando se humedecen, muy adsorptivas al agua, gases y sustancias disueltas. La superficie específica es muy grande, la capacidad de intercambio catiónico varía según el tipo de arcilla. En general existen dos tipos de arcilla: las silicatadas y las de hidróxidos, siendo más importantes las primeras. Las arcillas de hidróxido predominan en el trópico y están constituidas principalmente por hidróxido de fierro y aluminio (SAGARPA. 2010).

El contenido de sales en el suelo se determina con el uso de conductivímetros para estimar el contenido de sales, aprovechando la relación directa que existe entre la conductividad eléctrica (CE) y la cantidad de sales disueltas en la solución del suelo. Cuanto mayor es la cantidad de iones disueltos en el agua la conductividad de la solución es mayor. La medición de la conductividad eléctrica es dependiente de la temperatura de la solución. A su vez la salinidad puede medirse por el potencial de hidrógenos (pH del suelo), el cual está influenciado por la composición de los cationes intercambiables, composición y concentración de las sales solubles y presencia o ausencia de carbonatos (SAGARPA. 2010).

En resumen el aprovechamiento del N por la planta va a depender de varios factores como el proceso de lixiviación, evaporación y desnitrificación; los cuales a su vez también dependen de la fertilidad y salinidad del suelo.

MATERIALES Y MÉTODOS

En el presente trabajo de tesis se utilizó suelo de cultivo agrícola obtenido del Valle del Yaqui, Valle de Empalme y Costa de Hermosillo. Los materiales utilizados fueron: urea, fertimex; kit para la determinación de amonio, kit para la determinación de nitritos, kit para la determinación de nitratos, marcas Hanna.

Diseño Experimental

El diseño experimental fue de parcelas divididas al azar con tres repeticiones. Cada parcela consistió de un recipiente horadado para lixiviación que contenía el suelo y donde se le aplicaron los riegos, como se muestra en la Figura 5. Los suelos fueron originarios del Valle del Yaqui, Valle de Empalme y Costa de Hermosillo. Se realizó una fertilización nitrogenada a base de urea, sembrando un cultivo de trigo, usando una dosis de N 150 kg ha⁻¹ y se le aplicaron tres riegos. El primero consistió en una lámina de riego de 24 cm y los dos restantes tuvieron una lámina de riego de 14 cm. El intervalo de tiempo entre riego fue determinado a base del requerimiento de agua por el suelo (cuando el suelo estuvo seco).

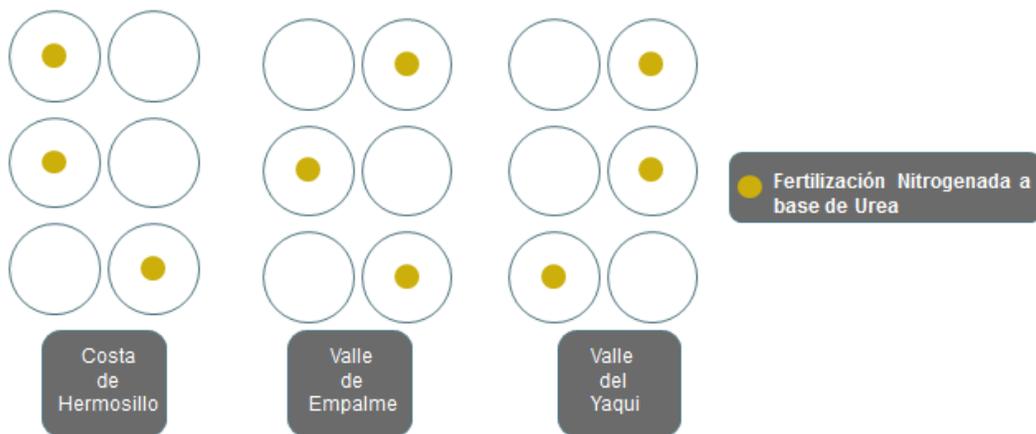


Figura 5. Parcelas divididas al azar, con recipientes horadados de lixiviación.

Determinación de la Fertilidad Y Salinidad del Suelo

Para dicho análisis, se tomaron muestras de suelo en parcelas agrícolas pertenecientes al Valle del Yaqui, Valle de Empalme y Costa de Hermosillo. Para lo cual, se utilizó un muestreo en diagonal tomando 25 muestras mezclándose para formar la muestra media. Para la toma de muestra, se eliminaron los primeros 30 cm de profundidad del suelo. El suelo se tomó a una profundidad de entre 30 y 40 cm. Posteriormente, se tomaron las muestras recolectadas en diagonal, se mezclaron y homogeneizaron para tener una muestra representativa. El análisis se realizó por un laboratorio agrícola privado.

Determinación de Amonio

Para la determinación de amonio en el agua recuperada de los recipientes horadados para lixiviación, se utilizó el método colorimétrico de Nessler (Kit Hanna), se midió la absorbancia de la muestra a una longitud de onda 420 nm a la cual se le resta la absorbancia del blanco (muestra sin reactivo). La lectura de absorbancia se realizó utilizando un fotómetro Hanna HI 83200. Todas las determinaciones fueron realizadas por triplicado.

Determinación De Nitrito

Para la determinación se utilizó el método colorimétrico de ácido cromotrópico (Kit Hanna), se midió la absorbancia de la muestra a una longitud de onda 575 nm a la cual se le resta la absorbancia del blanco (muestra sin reactivo). La lectura de absorbancia se realizó utilizando un fotómetro Hanna HI 83200. Todas las determinaciones fueron realizadas por triplicado.

Determinación De Nitrato

Se utilizó el método colorimétrico de reducción de cadmio (Kit Hanna), se midió la absorbancia de la muestra a una longitud de onda 525 nm a la cual se le resta la absorbancia de la muestra sin reactivo. La lectura de absorbancia se realizó utilizando un fotómetro Hanna HI 83200. Todas las determinaciones fueron realizadas por triplicado.

Análisis Estadístico

A los datos obtenidos de todas las evaluaciones, se les realizó un análisis de varianza con una confiabilidad del 95%. Para ver diferencias entre tratamientos específicos, se utilizó la prueba de Tukey. El análisis estadístico se llevó a cabo utilizando el paquete estadístico SAS (SAS, 2002).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este estudio se evaluó el efecto del número de riegos y dosis de N sobre la pérdida de N ureico en la forma de amonio, nitrato y nitrito; en tres suelos del Estado de Sonora (Valle del Yaqui, Valle de Empalme y Costa de Hermosillo). El análisis estadístico se realizó de manera independiente para cada suelo en estudio y los resultados obtenidos fueron los siguientes.

Valle del Yaqui

En el Valle del Yaqui se determinó la concentración de amonio, nitrato y nitrito en el agua lixiviada para cada tratamiento, en cada riego. Encontrándose en el análisis estadístico que para amonio existe diferencia muy significativa ($p < 0.01$) solo por efecto del número de riegos. Sin embargo, en el caso de nitrato y nitrito se presentaron diferencias muy significativas ($p < 0.01$) tanto por el efecto del número de riegos como por efecto de la dosis de N. La mayor parte del amonio contenido en los recipientes se perdió en el primer riego, esto puede atribuirse a que el amonio es muy volátil.

La Figura 6 presenta el efecto del número de riegos sobre la concentración de amonio lixiviado, donde se puede observar que a mayor número de riegos disminuye este analito. Sin embargo, la prueba de Tukey indica que no existe diferencia entre grupos para los tratamientos de tres y dos riegos, obteniéndose la concentración más baja de este analito para el tratamiento de un riego con un valor de 0.94 ppm. Este comportamiento puede deberse a que al inicio del primer riego se pierde la mayor parte del amonio, además de que en este riego se utilizó una lámina de riego mayor (24 cm) en relación a los riegos posteriores (14 cm), donde se observó una pérdida constante de amonio, este comportamiento se asemeja a los resultados reportados por (Estrada-Botello y Col., 2007) donde durante el primer riego se perdió la mayor parte de la concentración de amonio.

En relación a la concentración de nitrato en el agua lixiviada se encontró que conforme se aumenta el número de riegos, disminuye significativamente la cantidad de nitrato lixiviado, existiendo diferencias entre grupos para cada tratamiento (Figura 7), esto lo podemos atribuir a que debido a su carga negativa, el NO_3^- no es retenido por la fracción coloidal del suelo y es atrapado por el agua llevándose consigo (Pedromo y col., 2009).

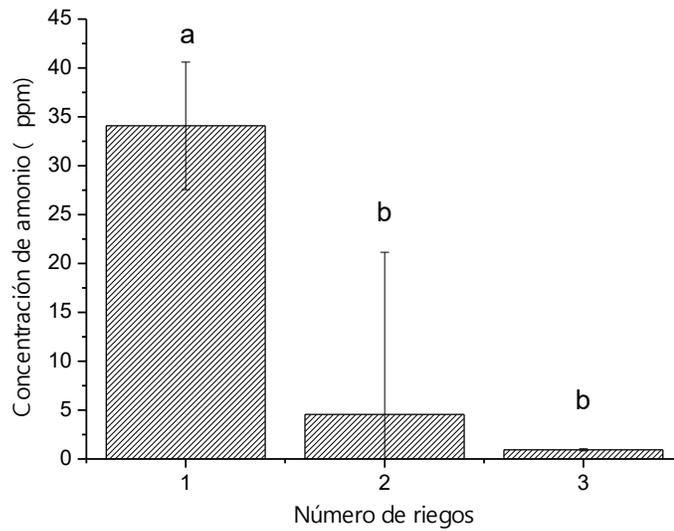


Figura 6. Efecto del número de riegos sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=18

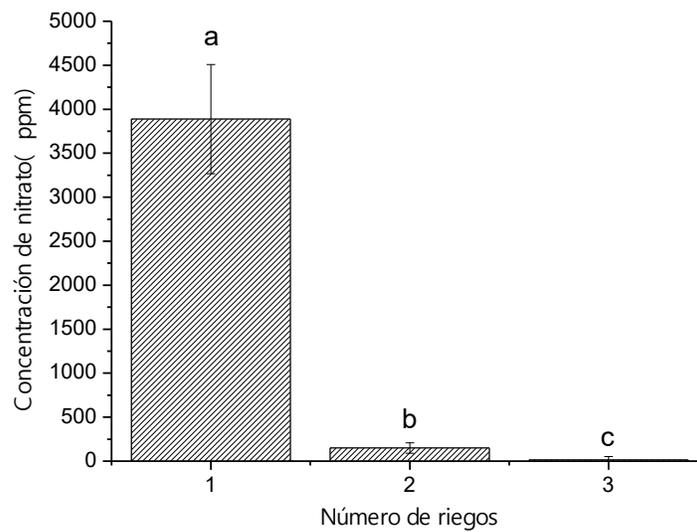


Figura 7. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=18

La Figura 8 muestra el efecto de la dosis de N sobre la concentración de nitrato en el agua lixiviada, donde se puede observar que a menor dosis de N aumenta significativamente la cantidad de nitrato lixiviado, este comportamiento puede atribuirse a que cuando hay menor concentración de N se va una parte con el agua en la forma de nitrato, en cambio cuando hay mayor concentración de N, hay mayor activación de bacterias nitrificantes que tienen mayor demanda de éste N para realizar reacciones de síntesis de nuevos organismos, reacciones de producción de energía y para el desarrollo de sus actividades (Gerardi, 2002), por lo tanto, a mayor concentración de N puede existir un mayor crecimiento de bacterias que utilizarán éste elemento para su metabolismo.

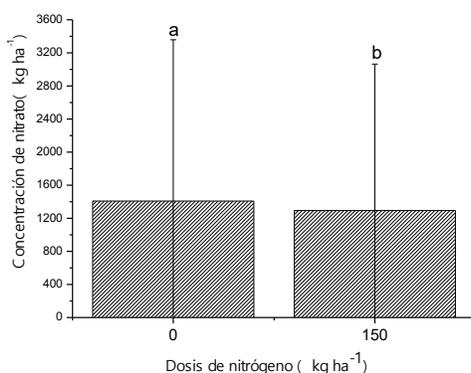


Figura 8. Efecto de la dosis de N sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=27

Respecto a la concentración del nitrito lixiviado se obtuvo un comportamiento diferente en relación del amonio y nitrato, como se observa en la Figura 9 en el primer riego se obtuvo la mayor concentración de nitrito lixiviado (17.16 ppm), luego en el segundo disminuye a cero y en el tercero riego se incrementó a 5.25 ppm, este comportamiento se puede deber a que las bacterias que transforman el amonio en nitrito son diferentes a las otras bacterias nitrificantes. En el primer riego, se transformó la urea en amonio, para después transformarse en nitrito y hubo la mayor pérdida de nitrito. En el segundo riego no se encontró presencia de nitritos y se puede deber a que normalmente en los suelos el nitrito se transforma en nitrato con mayor rapidez de la que se produce, ocasionando que se encuentre una mayor concentración de nitratos respecto a nitritos; y en el tercero hubo oportunidad para producirse nitrito partiendo de compuestos orgánicos nitrogenados presentes aun en el suelo; esta explicación está de acuerdo con lo reportado por Ramos y Ocio (1993).

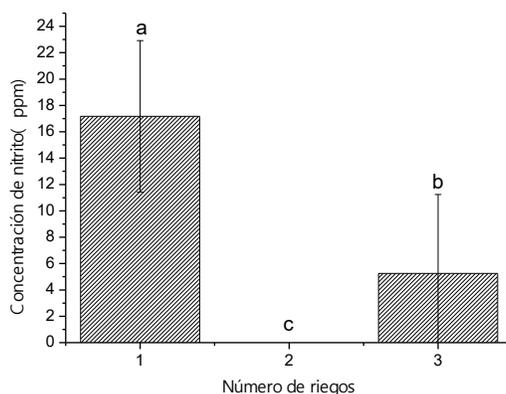


Figura 9. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrito lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=18

En relación a la dosis de N se puede observar que a mayor dosis disminuye la concentración de nitrito lixiviado (Figura 10), este comportamiento se puede explicar de manera similar a la pérdida de nitratos, donde a menor concentración de N este se va casi por completo en forma de nitrito con el agua, en cambio cuando hay mayor concentración de N, hay mayor activación de bacterias nitrificantes que tienen mayor demanda de éste elemento (Gerardi, 2002).

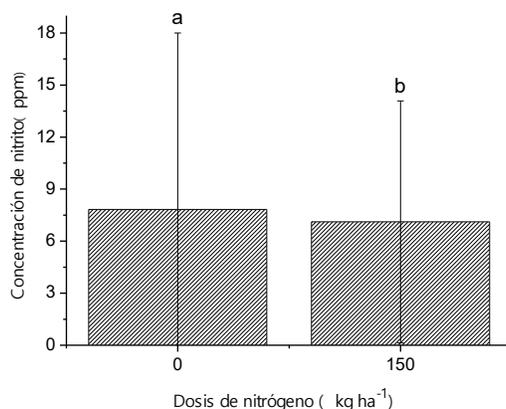


Figura 10. Efecto de la dosis de N sobre la concentración de nitrito lixiviado en suelo del Valle del Yaqui.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=27

Valle de Empalme

En el suelo del Valle de Empalme existieron diferencias estadísticamente muy significativas ($p < 0.01$) para los tres analitos en estudio (amonio, nitrato y nitrito). Las Figuras 11 y 12 presentan el efecto del número de riegos y dosis de N sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo del Valle de Empalme, respectivamente. Se puede observar que existen diferencias entre grupos en todos los tratamientos. A mayor número de riegos disminuye la concentración de amonio. En relación a la dosis de N, se obtuvo que a mayor dosis se tiene una mayor concentración de amonio en el agua lixiviada, lo cual puede explicarse debido a una mayor transformación de urea en amonio por la enzima ureasa presente en el suelo.

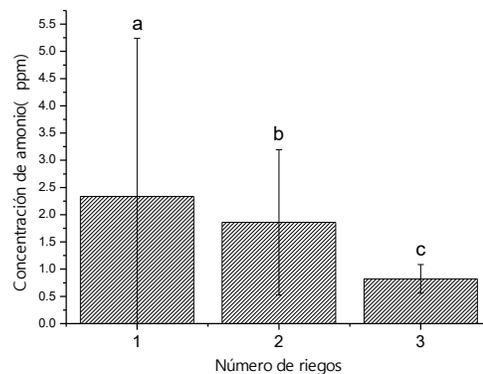


Figura 11. Efecto del número de riegos sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo del Valle de Empalme.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=18

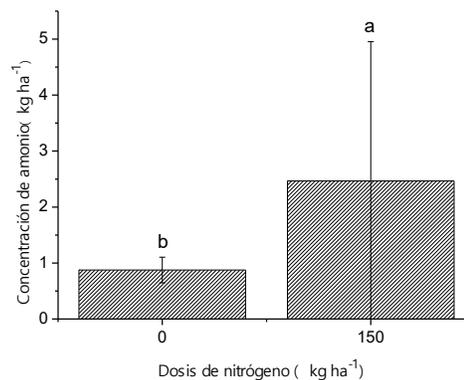


Figura 12. Efecto de la dosis de N sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo del Valle de Empalme.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=27

Las Figuras 13 y 14 presentan el efecto del número de riegos y dosis de N sobre la concentración de nitrato lixiviado en el suelo del Valle de Empalme, respectivamente. Respecto al número de riegos, se encontró que a diferencia al suelo del valle del Yaqui, en el valle de empalme se obtuvo el valor más alto de concentración de NO_3^- en el segundo riego, esto se atribuye a una transformación de amonio a nitrato más lenta, ocasionando su mayor pérdida hasta el segundo riego y disminuyendo en el tercer riego.

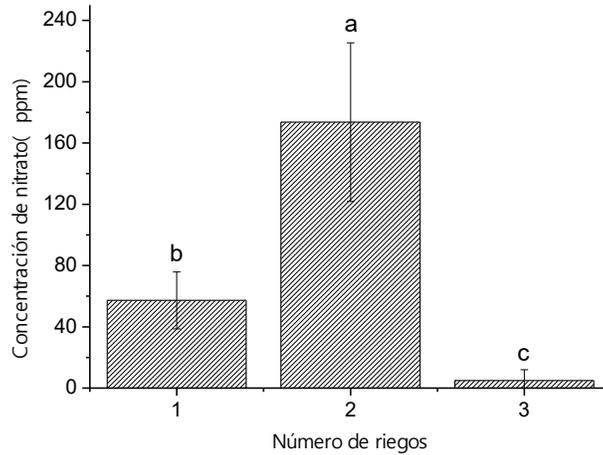


Figura 13. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo del Valle de Empalme.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=18

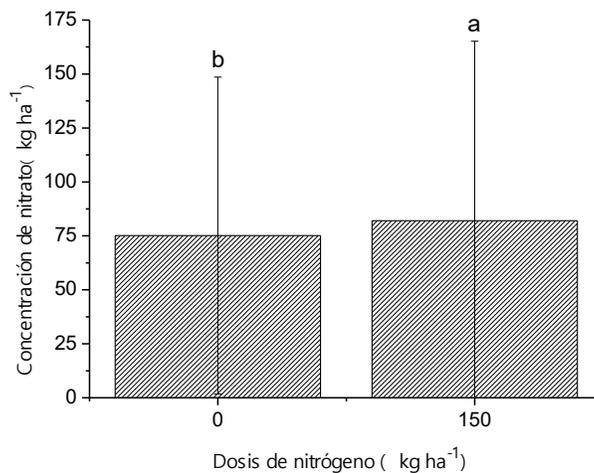


Figura 14. Efecto de la dosis de N sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo del Valle de Empalme.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=27

En relación a la dosis de N tuvo el mismo comportamiento que para el Valle del Yaqui, a mayor dosis de N menor concentración de nitrato lixiviado. La explicación puede ser la misma, es decir, cuando hay menor concentración de N se va una parte en forma de NO_3^- con el agua, en cambio cuando hay mayor concentración de N, hay mayor activación de bacterias nitrificantes que tienen mayor demanda de éste N para realizar reacciones de síntesis de nuevos organismos, reacciones de producción de energía y para el desarrollo de sus actividades (Gerardi, 2002), por lo tanto, a mayor concentración de N puede existir un mayor crecimiento de bacterias que utilizarán éste elemento para su metabolismo.

Las Figuras 15 y 16 presentan el efecto del número de riegos y dosis de N sobre la concentración de nitrito lixiviado en el suelo del Valle de Empalme, respectivamente. En la Figura 14 se puede observar que para el grupo de dos riegos de auxilio se obtiene el valor más bajo de concentración de NO_2^- , sin embargo la prueba de Tukey indica que no existe diferencia significativa con el grupo de tres riegos y únicamente se diferencia con el grupo de un riego. Este comportamiento está relacionado con el balance $\text{NO}_3^- / \text{NO}_2^-$, debido a que a mayor concentración de nitrato existe una menor concentración de nitrito.

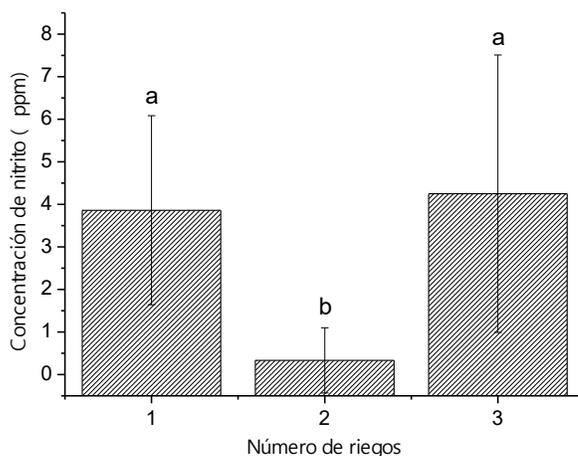


Figura 15. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrito lixiviado en suelo del Valle de Empalme.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=18

En la Figura 16 se observa que a mayor dosis de N disminuye la concentración del NO_2^- lixiviado, este resultado es similar al encontrado para el valle de del Yaqui, lo cual fortalece la teoría de que a mayor concentración de N, existe una mayor activación de bacterias nitrificantes que tienen una mayor demanda de éste elemento (Gerardi, 2002).

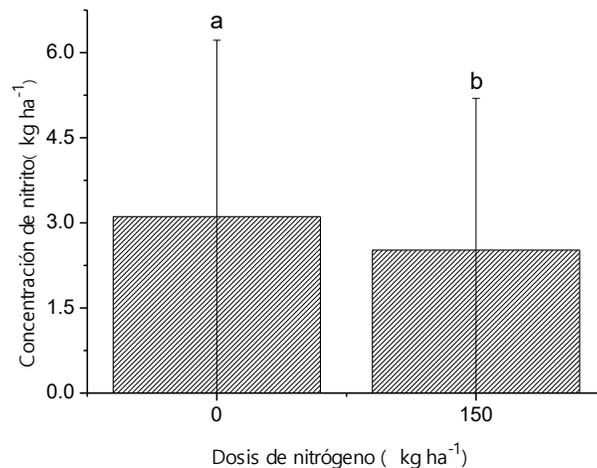


Figura 16. Efecto de la dosis de N sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo del Valle de Empalme.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=27

Costa de Hermosillo

Para el suelo de la Costa de Hermosillo existieron diferencias estadísticamente muy significativas ($p < 0.01$) para todos los tratamientos en el caso de concentración de NH_4^+ y NO_2^- ; para NO_3^- solo existió diferencia estadísticamente muy significativa ($p < 0.01$) por número de riegos.

Las Figuras 17 y 18 presentan el efecto del número de riegos y dosis de N sobre la concentración de amonio lixiviado en el suelo de la Costa de Hermosillo, respectivamente. En la Figura 17 se puede observar que a mayor número de riegos se disminuye la concentración de NH_4^+ lixiviado, concordando con los resultados del Valle del Yaqui y Valle de Empalme. Este resultado puede tener la misma explicación que en los casos anteriores.

En la Figura 18 se observa que a mayor dosis de N se incrementa la concentración de NH_4^+ lixiviado, concordando con los resultados obtenidos para el Valle de Empalme. En el caso del Valle del Yaqui no presentó diferencia entre grupos para esta determinación, caso diferente al Valle de Empalme y Costa de Hermosillo. Esto puede deberse a la concentración inicial de NO_3^- en el suelo. Según el análisis de fertilidad de suelo, se encontró que el Valle de Empalme contenía una concentración inicial de N- NO_3^- de 40.6 ppm y la Costa de Hermosillo una concentración de 49.4 ppm, resultados contrastantes con la concentración de 149.2 ppm encontrada para el Valle del Yaqui. La alta concentración inicial de N en suelo para el Valle del Yaqui puede originar que no se visualice

estadísticamente una diferencia significativa por efecto de la dosis de N, aunado a una posible saturación de la actividad de los microorganismos transformadores del N.

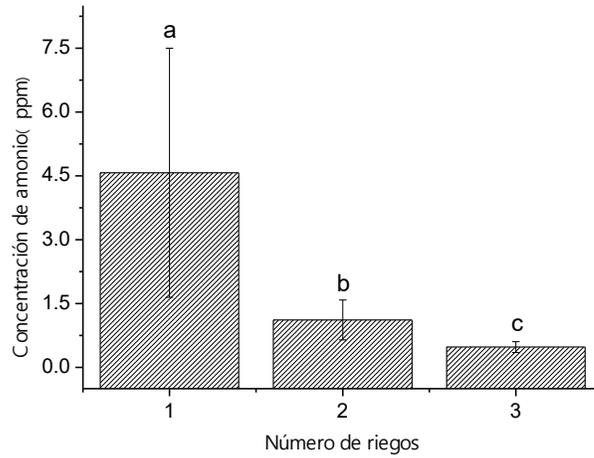


Figura 17. Efecto del número de riegos sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo de la Costa de Hermosillo.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=18

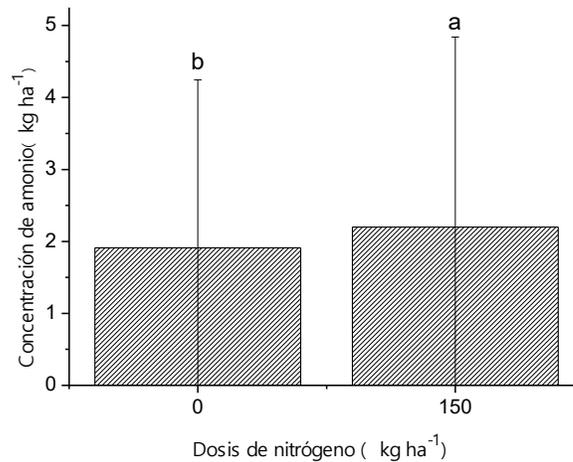


Figura 18. Efecto de la dosis de N sobre la concentración de amonio lixiviado en suelo de la Costa de Hermosillo.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=27

La Figura 19 presenta el efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrato lixiviado en el suelo de la Costa de Hermosillo. Donde se puede observar que a medida que se incrementa el número de riegos se disminuye la concentración de NO_3^-

lixiviado, este resultado concuerda con el suelo del Valle del Yaqui, pero a su vez es distinto para el suelo del Valle de Empalme el cual tiene una máxima pérdida de NO_3^- en el segundo riego, esto puede atribuirse a una transformación de NH_4^+ a NO_3^- más lenta, ocasionando su mayor pérdida hasta el segundo riego y disminuyendo en el tercer riego.

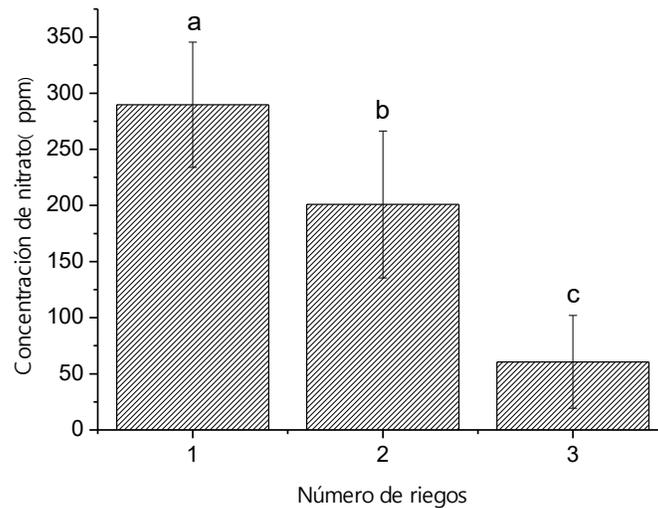


Figura 19. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo de la Costa de Hermosillo.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=18

Para el caso de dosis de N no hubo diferencia estadísticamente significativa ($p > 0.05$), caso contrario al Valle del Yaqui y Valle de Empalme, esto puede deberse a que el suelo de la Costa de Hermosillo es diferente a los otros suelos. Según el análisis de salinidad de suelo, la costa de Hermosillo presenta un tipo de suelo limoso, en contraste con los suelos tipo arenoso-limoso del Valle del Yaqui y Valle de Empalme.

Las Figuras 20 y 21 presentan el efecto del número de riegos y dosis de N sobre la concentración de nitrato lixiviado en el suelo de la Costa de Hermosillo, respectivamente. En la Figura 20 se observa que el valor más bajo para la concentración de nitrato lixiviado fue para el tratamiento de dos riegos, además que no existió diferencia entre grupos para los tratamientos de uno y tres riegos. Este comportamiento coincide con el encontrado para los suelos del Valle del Yaqui y Costa de Hermosillo, por lo que se le puede atribuir a la misma causa ya explicada anteriormente.

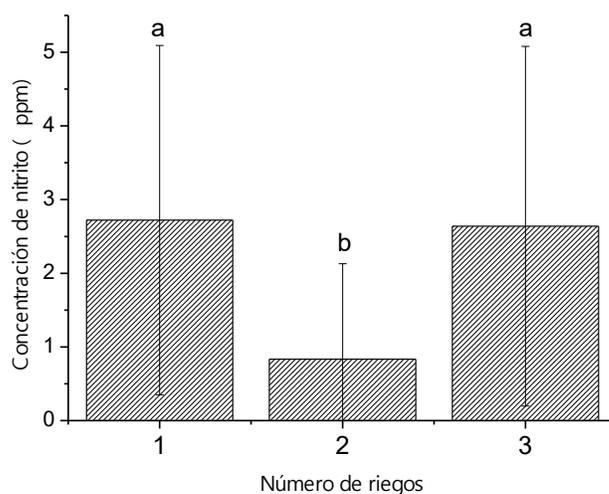


Figura 20. Efecto del número de riegos sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo de la Costa de Hermosillo.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=18

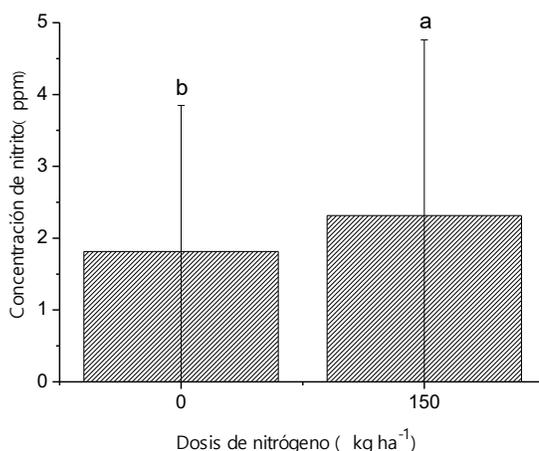


Figura 21. Efecto de la dosis de N sobre la concentración de nitrato lixiviado en suelo de la Costa de Hermosillo.

Las barras indican desviación estándar. Letras diferentes, los tratamientos son estadísticamente diferentes a $p \leq 0.05$. N=27

Referente a la dosis de N (Figura 21) se encontró que a mayor dosis de N se incrementa la concentración de NO_2^- lixiviado, comportamiento contrario para el caso del Valle del Yaqui y Valle de Empalme, este caso puede explicarse debido a que la tierra del suelo de la Costa de Hermosillo cuenta con más limo, cambiando los procesos físicos (lixiviación) y biológicos (actividad de bacterias nitrificantes) en comparación con los otros tipos de suelos.

Fertilidad y Salinidad del Suelo

La Tabla 2 y 3 presentan los resultados de fertilidad y salinidad, respectivamente; para los tres suelos en estudio, antes y después del experimento de lixiviación.

Tabla 2. Análisis de fertilidad de los suelos en estudio, antes y después del experimento de lixiviación.

	Valle de Empalme		Valle del Yaqui		Costa de Hermosillo	
	Antes	Después	Antes	Después	Antes	Después
M.O. (%)	2.01	0.87	1.87	1.41	1.87	1.41
pH	6.84	6.91	7.25	7.40	7.51	7.31
CE- (mmhos)	1.26	1.23	5.41	1.05	2.49	1.20
N-NO ₃ ⁻ (ppm)	40.6	21.6	149.2	23.0	49.4	22.4
P-PO ₄ ⁻ (ppm)	27.8	13.6	150.9	130.4	27.1	11.4
K (ppm)	298	236	290	217	251	220
Ca (ppm)	12190	12270	4700	4110	14710	13590
Mg (ppm)	320	320	480	390	370	330
S (ppm)	121	30	76	47	180	30
Fe (ppm)	2.9	5.2	4.6	6.3	6.5	4.6
Cu (ppm)	2.8	2.8	2.4	2.1	3.1	1.9
Zn (ppm)	1.8	2.0	3.3	3.0	9.6	1.1
Mn (ppm)	3.4	1	6.6	1.0	8	2.2
Na (ppm)	216	259	351	292	268	344

Como se puede apreciar en la Tabla 2, el suelo del Valle del Yaqui presentó un alto valor de N-NO₃⁻ (149.2 ppm), en relación del Valle de Empalme (40.6 ppm) y Costa de Hermosillo (49.4 ppm); estas diferencias pueden ser atribuidas al manejo de la fertilización nitrogenada. En el Valle de Yaqui se acostumbran altas dosis de N en sus cultivos, siendo el trigo el más importante de ellos, caso contrario al Valle de Empalme y Costa de Hermosillo donde utilizan menos cantidad de fertilizante nitrogenado y existe más variedad de cultivos entre los que se pueden mencionar sandía y calabaza italiana (Secretaría de Economía 2012). Por tal motivo, el suelo del Valle del Yaqui presentó una mayor concentración inicial de N-NO₃⁻; sin embargo, después del experimento de lixiviación los tres suelos presentaron valores similares para N-NO₃⁻, lo cual indica que independientemente del nivel de fertilización nitrogenada se conserva una misma cantidad de N-NO₃⁻ en suelo, perdiéndose el restante por lixiviación, ocasionando de esta manera un alto costo de producción y contaminación. Caso contrario se tiene para el fósforo en forma de fosfato (P-PO₄⁻) cuya pérdida es proporcional a la concentración inicial del mismo.

El Valle del Yaqui presentó el valor más alto de P-PO₄⁻ y el Valle de Empalme y la Costa de Hermosillo tuvieron valores semejantes. Esto también se atribuye a la cultura de fertilización de cada lugar. Después del experimento de lixiviación se obtuvieron valores de 130.4, 13.6, 11.4 ppm de P-PO₄⁻ para el Valle del Yaqui, Valle de Empalme y Costa de Hermosillo, respectivamente. Lo cual nos indica que este elemento no se pierde fácilmente por lixiviación, por lo que se puede aplicar únicamente la dosis requerida por el cultivo, sin tener que agregar excesos del mismo.

Tabla 3. Análisis de salinidad de los suelos en estudio, antes y después del experimento de lixiviación.

	Valle de Empalme		Valle del Yaqui		Costa de Hermosillo	
	Antes	Después	Antes	Después	Antes	Después
pH	6.88	6.95	7.28	7.53	7.55	7.35
CE- (mmhos)	1.26	1.23	5.41	1.05	2.49	1.20
NO ₃ ⁺ (meq/L)	3.29	1.84	2.05	1.42	5.59	1.42
PO ₄ ⁻ (meq/L)	0.11	0.10	0.17	0.20	0.1	0.11
SO ₄ ⁼ (meq/L)	3.63	5.02	32.5	3.96	11.03	4.16
CO ₃ ⁼ (meq/L)	0	0.0	0	0.0	0	0.0
HCO ₃ ⁻ (meq/L)	2.6	1.8	1.8	1.4	2.2	1.8
Cl ⁻ (meq/L)	3	3.6	17.6	3.6	6	4.6
Na ⁺ (meq/L)	2.13	4.31	10.33	4.35	5.87	5.28
K ⁺ (meq/L)	0.73	0.53	1.79	0.51	0.86	0.39
Ca ⁺⁺ (meq/L)	8.93	6.51	32.19	4.92	16.22	5.71
Mg ⁺⁺ (meq/L)	0.82	0.9	9.79	0.74	1.97	0.66
Arcilla (%)	21	18	21	19	15	16
Limo (%)	46	42	38	39	74	72
Arena (%)	33	40	41	42	11	12

En la Tabla 3 se observa que el Valle del Yaqui presentó el valor más alto de conductividad eléctrica (CE⁻) con 5.41 mmhos, en relación al Valle de Empalme (1.26 mmhos) y Costa de Hermosillo (2.49 mmhos), estos valores están relacionados con la cantidad de iones contenidos en los suelos, principalmente Cl⁻, Na⁺, K⁺, Ca⁺⁺ y Mg⁺⁺. Sin embargo, después del experimento de lixiviación el valor de la conductividad eléctrica es semejante para cada suelo. Además de la concentración de los iones mencionados anteriormente, lo cual significa que independientemente de la concentración inicial de estos iones, cada suelo retiene una cantidad semejante de los mismos después del proceso de lixiviación.

Respecto a la textura del suelo, se obtuvo que tanto el Valle del Yaqui como el Valle de Empalme presentan un tipo de suelo arenoso-limoso, en contraste con la Costa de Hermosillo la cual presenta un tipo de suelo limoso. Esto significa que el mejor suelo en estudio corresponde a la Costa de Hermosillo. El efecto del tipo de suelo se vio reflejado en el análisis de nitrato y nitrito, donde no se encontró diferencia estadísticamente significativa por efecto de la dosis de N.

Finalmente, mediante las diferentes determinaciones realizadas se concluye, que la mayor pérdida de urea con el proceso de lixiviación se da durante el primer riego; y posteriormente, en el segundo y tercer riego existe una pérdida casi constante de este fertilizante. Por lo que es conveniente, realizar fertilizaciones periódicas utilizando dosis bajas de urea.

CONCLUSIONES

En base a los resultados obtenidos en este estudio, se puede establecer que la pérdida de N ureico es mayor durante el primer riego en todos los suelos. Se encontró similitud en el tipo de suelo del Valle del Yaqui y del Valle de Empalme (suelos arenosos-limosos) en contraste con el de la Costa de Hermosillo (suelo limoso), con lo que se concluye que la pérdida de N durante el primer riego es independiente del tipo de suelo. Se determinó que el suelo del Valle del Yaqui contenía inicialmente una concentración alta de N-NO_3^- (149.2 ppm) en relación con los suelos restantes, concluyendo que esta concentración está ligada al tipo de cultivos y su manejo realizado en cada zona agrícola. La concentración de N-NO_3^- , se pierde notoriamente en el proceso de lixiviación sin importar la cantidad inicial de este mismo, contrastando con el contenido de P-PO_4^- el cual no se ve afectado altamente durante dicho proceso; por lo que se concluye que para una fertilización nitrogenada eficiente no es necesario agregar dosis altas de N al inicio del cultivo, sino que se deben de proporcionar fertilizaciones periódicas utilizando dosis bajas de este mismo.

RECOMENDACIONES

Se recomienda darle seguimiento al presente estudio, determinando la concentración inicial y final de la enzima ureasa en el suelo. También determinar cualitativa y cuantitativamente, las principales bacterias nitrificantes en el suelo, las cuales son responsables de la dinámica del N, mediante pruebas de biología molecular (PCR, reacción en cadena de la polimerasa). Por último, sería interesante realizar este mismo experimento, utilizando sistemas de liberación prolongada de este fertilizante.

BIBLIOGRAFÍA

AAPROTRIGO. Asociación Argentina de Productores de Trigo. 2007. Cómo clasificar el trigo a nivel del productor.

Alef K, Nannipieri P. 1995. Enzyme activities: Catalase activity. methods in applied soil microbiology and biochemistry. 1st ed. Great Britain: Academic Press. 325p.

Alesandri D, Alesandri G. 2009. Seminario sobre fertilización nitrogenada en pasturas. Universidad De La República. Facultad De Agronomía Pasturas.

Andrade O, Arrieche I. León M. 2010. Diagnóstico de la fertilidad de suelos agrícolas en el estado yaracuy basado en análisis de laboratorio.

Andreu J, Betrán J, Delgado I, Espada JL, Gil M, Gutiérrez M, Iguácel F, Isla R, Muñoz F, Orús F, Pérez M, Quílez D, Sin E, Yagüe M.R. 2006. Fertilización nitrogenada: Guía de actualización.

Batey T, Reynish D. J. 1976. The influence of nitrogen fertilizer on grain quality in winter wheat. J. Sci. Food Agric. 27(11): 983– 990.

CASANOVA E. 2005. Introducción a la ciencia del suelo. UCV- CDCH. Caracas.

Daims, H, Maixner, F, Schmid, MC. 2009. The Nitrifying microbes: Ammonia oxidizers, nitriteoxidizers, and anaerobic ammonium oxidizers. IWA Publishing. Londres, Reino Unido. Academic press. 9-17p.

Fiedls S. 2004. Global Nitrogen: Cycling out of Control. Environmental Health Perspectives. 112(10): 556 -563.

Francis CA, Beman JM, Kuypers MM. 2007. New processes and players in the nitrogen cycle: the microbial ecology of anaerobic and archaeal ammonia oxidation. The ISME Journal. 1(1): 19–27.

Freitag TE, Chang L, Clegg CD, Prosser JI. 2005. Influence of inorganic nitrogen management regime on the diversity of nitrite-oxidizing bacteria in agricultural grassland soils. *Applied and Environmental Microbiology*. 71(12): 8323-8334.

Fuka MM, Engel M, Gattinger A, Bausenwein U, Sommer M, Munch JC, Schloter M. 2008. Factors influencing variability of proteolytic genes and activities in arable soils. *Soil Biology and Biochemistry*. 40(7): 1646–1653.

Gerardi, M H. 2002. Nitrification and denitrification in the activated sludge process. Wiley-Interscience. 1st ed. Nueva York. Estados Unidos. Academic Press. 35-47p.

Gianibelli MC, Arango, Sarandon. 1991. Protein composition of vitreous and yellow berry bread wheat: Influence of nitrogen fertilization. Bushuk W, Tkachuk R, editors. *Gluten Proteins*. St Paul, Minn, USA: American Association of Cereal Chemists. Academic press. 765–772.

Gorfer M, Blumhoff M, Klaubauf S, Urban A, Inselsbacher E, Bandian D, Mitter B, Sessitsch A, Wanek W, Strauss J. 2011. Community profiling and gene expression of fungal assimilatory nitrate reductases in agricultural soil. *The ISME Journal*. 5(11): 1771-1783.

Hanna Instruments Inc. Manual de instrucciones: Fotómetro multiparamétrico de sobremesa para laboratorios. HI 83200. 25,89,91p.

Hauck R. D. 1981. Nitrogen fertilizer effects in nitrogen cycle processes. *Terrestrial nitrogen cycles*. Ecological. Bulletins. Stockholm. 551-562p.

Hayatsu M, Tago K, Saito M. 2008. Various players in the nitrogen cycle: Diversity and functions of the microorganisms involved in nitrification and denitrification. *Soil Science and Plant Nutrition*. 54: 33-45.

Hu B, Shen L, Xu X, Zheng P. 2011. Anaerobic ammonium oxidation (anammox) in different natural ecosystems. *Biochemical Society transactions*. 39(6): 1811-1816.

Jin R.C, Yang GF, Yu JJ, Zheng P. 2012. The inhibition of the Anammox process: A review. *Chemical Engineering Journal*. 197: 67-69.

Koops H, Pommerening-Roser, A. 2001. Distribution and ecophysiology of the nitrifying bacteria emphasizing cultured species. *FEMS Microbiology Ecology*. 37(1): 1-9.

Kowalchuk G, Stephen J. 2001. Ammonia-oxidizing bacteria: A Model for molecular microbial ecology. *Annual Review of Microbiology*. 55: 485-529.

Martínez Santana JJ. 1985. Alamos Tc1 83 y Altar C84: Nuevas variedades de triticale y Trigo Duro. *Folleto Técnico* (5): 12.

Matsumoto S, Katoku M, Saeki G, Terada A, Aoi Y, Tsuneda S, Picioreanu C, Van Loosdrecht, M. 2010. Microbial community structure in autotrophic nitrifying granules characterized by experimental and simulation analyses. *Environmental Microbiology*. 12(1): 192-206.

McGrath KC, Mondav R, Sintrajaya R, Slattery B, Schmidt S, Schenk PM. 2010. Development of an environmental functional gene microarray for soil microbial communities. *Applied and Environmental Microbiology*. 76(21): 7161-7170.

Migge A, Becker TW. 1996. In tobacco leaves, the genes encoding the nitrate-reducing or the ammonium-assimilating enzymes are regulated differently by external nitrogen-sources. *Plant Physiol. Biochem.* 34: 665-671.

Mota C, Ridenoure J, Cheng De los Reyes, F. 2005. High levels of nitrifying bacteria in intermittently aerated reactors treating high ammonia wastewater. *FEMS Microbiology Ecology*. 54(3): 391-400.

Nannipieri P, Eldor P. 2009. The chemical and functional characterization of soil N and its biotic components. *Soil Biology and Biochemistry*. 41(12): 2357-2369.

Okano Y, Hristova KR, Leutenegger CM. 2004. Application of real-time PCR to study effects of ammonium on population size of ammonia-oxidizing bacteria in soil. *Applied and Environmental Microbiology*. 70(2): 1008-1016.

Perdomo C, Barbazán M, Durán JM. 2009. Área De Suelos Y Aguas Cátedra De Fertilidad: Nitrógeno. Universidad de la República de Uruguay.

Plasencia A, Corbella R. 2002. Química del Suelo. Cátedra de Edafología. Facultad de Agronomía y Zootecnia. Universidad Nacional de Tucumán.

Quintero LRR, Ferrera-Cerrato, J.D. Etchevers B. 2002. Manual para la medición de actividades enzimáticas en vermicompostas y compuestos afines. Instituto de Recursos Naturales. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Estado de México. México.

Raath, N.C., G.A. Agenbag y O.T. De Villiers. 1995. Effect of yellow berry on yield and protein composition of spring wheat (*Triticum aestivum* L.). *South African J. Plant Soil.* 12(4): 175-176.

Rashid ARU, Khan, H Ullah. 2008. Influence of nitrogen levels and application methods on yield and quality of sorghum. *Soil Science Society of China. Elsevier.* 18(2): 236-241.

Ryan J, Nsarellah, Mergoum. 1997. Nitrogen fertilization of durum wheat cultivars in the rainfed area of Morocco: Biomass, yield and quality considerations. *Cereal Res. Comm.* 25(1): 347-352.

Schramm A, D de Beer, A, Van den Heuvel S, Ottengraf S, Amann R. 1999. Microscale distribution of populations and activities of *Nitrosospira* and *Nitrospira* spp. along a macroscale gradient in a nitrifying bioreactor: quantification by in situ hybridization and the use of microsensors. *Applied and Environmental Microbiology.* 65(8): 3690-3696.

Sharma GC, Paul, Bietz. 1983. Nitrogen fertilization effects and anatomical, protein and amino acid characteristics of yellow berry in triticale. *Crop Sci.* 23: 699-703.

Simon J. 2002. Enzymology and bioenergetics of respiratory nitrite ammonification. *FEMS Microbiology Reviews.* 26(3): 285–309.

Sivasankar S, Oaks A. 1996. Nitrate assimilation in higher plants: the effect of metabolites and light. *Plant Physiol. Biochem.* 34(5): 609–620.

Solis ME, Díaz de León TJG. 2001. Efecto de los factores controlables de la producción sobre el rendimiento y la panza blanca del grano en trigo duro. *Terra Latinoamericana*, 19(4): 375-383.

Tabatabai MA, Bremner JM. 1972. Assay of urease activity in soil. *Soil Biology & Biochemistry*. 4: 479 – 487.

Tilak KVBR, Ranganayaki N, Pal KK, De R, Saxena AK, Shekhar Nautiyal C, Shilpi Mittal, Tripathi AK, Johri BN. 2005. Diversity of plant growth and soil health supporting bacteria. *Current Science*. 89(1): 136-150. Venezuela. 393 p.

Wagner M, Rath G, Koops HP, Flood J, Amann R. 1996. In situ analysis of nitrifying bacteria in sewage treatment plants. *Wat Sci Techn*. 34 (1-2): 237-244.