



UNIVERSIDAD PÚBLICA DE NAVARRA
ESCUELA TÉCNICA SUPERIOR DE INGENIEROS AGRÓNOMOS

Máster Agrobiología Ambiental

Trabajo Final de Máster:

INFLUENCIA DE LA GESTIÓN DEL RESIDUO DE UNA CUBIERTA VERDE DE
***Lolium multiflorum* EN LA DINÁMICA MICROBIANA EDÁFICA.**

Autora
Claudia Vallejo Rendón

Directoras
Rosa M^a Canals Tresserras
Leticia San Emeterio

Titulación
Máster Agrobiología Ambiental

Convocatoria
Septiembre 2011

Influencia de la gestión del residuo de una cubierta verde de *Lolium multiflorum* en la dinámica microbiana edáfica

Resumen

Hoy en día la agricultura de conservación ha retomado su importancia para lograr proporcionar un manejo adecuado del medio ambiente en el que se asegure la eliminación o reducción de las fuentes de contaminación. Siendo la biomasa microbiana un indicador de los cambios que experimenta la materia orgánica del suelo, una adecuada gestión de los residuos determinará su presencia y por lo tanto el contenido de C y N. En el presente estudio se determinó la influencia que puede presentar las diferentes gestiones del residuo de una cubierta verde de *Lolium multiflorum* en el suelo: suelo cultivado (CUL), suelo desnudo (CON), suelo con residuos verdes en superficie (LVS), suelo con residuos secos enterrados (LSE), suelo con residuos verdes enterrados (LVE). El ensayo se estableció en Arazuri, Navarra en junio 2010, durante un periodo de 12 meses, realizando 4 muestreos: junio 2010, septiembre 2010, enero 2011 y junio 2011. Se realizó un diseño completamente al azar, con parcelas divididas para los 5 tratamientos, con 6 repeticiones cada uno, para un total de 30 parcelas de 50 cm². Las variables edáficas medidas fueron tasas de amonio (NH₄⁺), nitrato (NO₃⁻), N (BMN) y C (BMCC) en la biomasa microbiana, Nitrificación Potencial (NP) y la actividad de 4 enzimas: fosfatasa alcalina, amidasa, β-glucosidasa y ureasa. El NH₄⁺ evolucionó de acuerdo a los patrones estacionales, presentando una diferencia significativa entre fechas de muestreos (p < 0.05) mostrando para la época de invierno los valores más altos, mientras que el NO₃⁻ no presentó diferencia significativa entre tratamientos (p > 0.05) disminuyendo esporádicamente entre fechas de muestreo. El N (BMN) y C (BMCC) presentaron diferencias entre fechas de muestreo (p < 0.05), presentando los valores más altos con el suelo cultivado (CUL). La Nitrificación Potencial que disminuyó gradualmente, mostró diferencias entre tratamientos (p < 0.05) indicando para el suelo cultivado (CUL) los valores más altos. Todas las enzimas a excepción de la fosfatasa alcalina no difirieron entre tratamientos, presentando una diferencia significativa entre fechas de muestreo (p < 0.05). Con respecto a los resultados, las diferentes gestiones de residuos de *L. multiflorum* en medio y largo plazo, no presentaron alguna inhibición para los procesos biológicos edáficos.

Palabras claves: *Lolium multiflorum*, biomasa microbiana, actividad enzimática

Abstract

Today agriculture conservation has resumed its importance in provide proper management of the environment in which to ensure the removal or reduction of pollution sources. Microbial biomass its being an indicator of the changes in soil organic matter, a proper waste management will determine its presence and therefore the contents of C and N. In this study we investigated the influence that can present the differents management of *Lolium multiflorum* residue of a green cover on the floor: cultivated land (CUL), bare soil (CON), green waste ground surface (LVS), soil with dry residues buried (LSE), green waste burial ground (LVE). The study was established in Arazuri, Navarra in June 2010 during a period of 12 months, with four samples: june 2010, september 2010, january 2011 and june 2011. We conducted a randomized design with split plot for the 5 treatments with 6 replicates each, for a total of 30 plots of 50 cm². The variables measured were rates of ammonium (NH₄⁺), nitrate (NO₃⁻), N (BMN) and C (BMC) in microbial biomass, potential nitrification (NP) and the activity of 4 enzymes: alkaline phosphatase, amidase, β-glucosidase and urease. The NH₄⁺ evolved according to seasonal patterns, showing a significant difference between sampling dates (p < 0.05) showing up for the winter season the highest values, while NO₃⁻ did not show a significant difference between treatments (p > 0.05) decreasing sporadically between sampling dates. The N (BMN) and C (BMC) showed differences between sampling dates (p < 0.05), presenting the highest values under cultivated land (CUL). The nitrification potential decreased gradually, showed differences between treatments (p < 0.05) indicating for cultivated land (CUL) the highest values. All enzymes except alkaline phosphatase did not differ between treatments, but showing a significant difference between sampling dates (p < 0.05). With respect to the results, the diferents management of *L. multiflorum* waste in medium and long term did not present any inhibition for soil biological processes.

Keywords: *Lolium multiflorum*, enzymatic activity, microbial biomass

CONTENIDO

	Página
0. AGRADECIMIENTOS	3
1. INTRODUCCIÓN	4
1.1.LA AGRICULTURA DE CONSERVACIÓN	4
1.2 LAS CUBIERTAS VERDES	7
1.3 <i>LOLIUM MULTIFLORUM</i> COMO CUBIERTA VERDE	9
2. OBJETIVOS	12
3. MATERIALES Y MÉTODOS	13
3.1 LOCALIZACIÓN Y DESCRIPCIÓN CLIMÁTICA DE ARAZURI	13
3.2 DESCRIPCIÓN DE LA PARCELA DE ENSAYO	15
3.3 DISEÑO DEL EXPERIMENTO	16
3.4 ESTABLECIMIENTO DEL ENSAYO	17
3.5 CONCENTRACIÓN NH_4^+ Y NO_3^-	18
3.6 C Y N EN LA BIOMASA MICROBIANA	18
3.7 NITRIFICACIÓN POTENCIAL	19
3.8 ACTIVIDADES ENZIMÁTICAS ESTUDIADAS	19
3.9 ANÁLISIS ESTADÍSTICO	22
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	23
5. CONCLUSIONES	47
6. BIBLIOGRAFÍA	48
7. ANEJOS	53

0. AGRADECIMIENTOS

- A la Fundación Carolina por la oportunidad brindada de realizar un máster académico en la Universidad Pública de Navarra (UPNA).
- Al grupo de pastos y forrajes de la Universidad Pública de Navarra (UPNA), por el apoyo brindado al realizar el presente estudio.

Influencia de la gestión del residuo de una cubierta verde de *Lolium multiflorum* en la dinámica microbiana edáfica

1. INTRODUCCIÓN

1.1 La Agricultura de Conservación

El siglo XX logró proporcionar avances en la agricultura y consigo un incremento en la productividad de alimentos, pero con ello se ha generado también, un exceso en el uso de los fertilizantes nitrogenados y prácticas de manejo inadecuadas, las cuales han logrado incrementar súbitamente la contaminación ambiental como la contaminación de agua por la lixiviación de nitratos, nitritos, la eutrofización de ecosistemas acuáticos y el incremento del efecto invernadero por la liberación de los óxidos de nitrógeno a la atmosfera. Jackson (1988), evaluó que la agricultura puede ser nuestra más noble invención, pero a la vez desde su punto de vista, ha sido uno de los fenómenos más devastadores que han ocurrido en nuestro planeta. Aunque la agricultura moderna proporciona nuevas técnicas, ha contribuido a los daños ambientales.

Es por ello que hoy en día la agricultura de conservación ha retomado su importancia para lograr proporcionar un manejo adecuado del medio ambiente en el que se asegure la eliminación o reducción de las fuentes de contaminación. Basada en tres principios fundamentales: la perturbación mínima del suelo; una cobertura permanente del suelo; y la rotación de cultivos, la agricultura de conservación busca lograr un uso más eficiente de los recursos naturales a través de “un manejo integrado del suelo, agua, agentes biológicos e insumos externos” (FAO, 2011). Por ello, el papel de los agentes microbianos es de vital importancia para la agricultura de conservación, ya que no solo facilitan la nutrición del cultivo, sino además sirven como inductores de resistencia frente a organismos patógenos y como indicadores de la actividad edáfica.

El nitrógeno y el agua son los factores limitantes más importantes de la producción agrícola. El nitrógeno, en sus formas inorgánicas, es el principal fertilizante utilizado para el crecimiento de los cultivos. Su adecuado uso puede proporcionar un rendimiento óptimo al final de cada cosecha. Para que este nutriente pueda ser absorbido debe de sufrir ciertos procesos bioquímicos, los cuales gracias a la intervención de ciertas enzimas y microorganismos es posible. Junto a ello, la biomasa microbiana del suelo es uno de los principales agentes de las transformaciones bioquímicas, influyendo en la liberación de nutrientes esenciales para las plantas y en la mineralización del carbono orgánico (Mc Gill *et al.*, 1986). Este parámetro se ve influenciado por variaciones estacionales de temperatura, humedad y por las diferentes prácticas agrícolas, siendo así la biomasa microbiana un indicador de los cambios que experimenta la materia orgánica del suelo, encontrándose una relación estrecha entre dicha biomasa y el contenido en carbono orgánico del suelo (Jenkinson & Ladd, 1981). La materia orgánica es uno de los factores que determina la

actividad de los microorganismos del suelo, así en suelos que presentan un elevado contenido de C y N presentan, una mayor cantidad de masa microbiana.

En la actualidad, las tasas aceleradas de erosión han causado modificaciones importantes en los ciclos bioquímicos del C, N y P. (Vitousek *et al.*, 2009; Quinton *et al.*, 2010; Gomiero *et al.*, 2011).

La resistencia de los suelos a la erosión está estrechamente vinculada a la la estabilización de la influencia de la materia orgánica y la cubierta vegetal (Gomiero *et al.*, 2011).

La biomasa microbiana del suelo es un agente de cambio, que logra reponer considerables cantidades de nitrógeno orgánico en forma más lábiles, amonio y nitrato. La biomasa microbiana afecta la capacidad del suelo para poder proporcionar los nutrientes que la planta necesita en el momento adecuado. Sin embargo, las concentraciones de nitrógeno orgánico en el suelo están sujetas a pérdidas importantes como lixiviación y procesos de desnitrificación, por ello, la incorporación de residuos constituye una alternativa para reponer parte de los nutrientes que se pierden por prácticas inadecuadas. Entre las prácticas que se realizan en la agricultura de conservación se pueden mencionar las siguientes:

Rotación de cultivos: Los procesos de inmovilización y de mineralización se encuentran relacionados al ciclo de cultivos que se emplee, de manera que la cuantificación del N y el C en la biomasa microbiana varía a través del tiempo. Los altos contenidos de N microbiano y C microbiano se encuentran en plantaciones donde se realizan rotaciones de cultivos (Moore *et al.*, 1999). Los altos valores de C microbiano son encontrados comúnmente cuando se producen altos residuos de cultivos y cultivos con alto crecimiento radicular (Moore *et al.*, 1999; Omay *et al.*, 1997). Así también los residuos vegetales pueden afectar los cultivos posteriores, directamente, interfiriendo en su crecimiento (alelopatía) o indirectamente, afectando la biomasa microbiana del suelo y la disponibilidad de nutrientes. (San Emeterio *et al.*, 2010). Así, las sustancias toxicas generadas por los residuos de algunas cosechas pueden tenerse en cuenta en los programas de rotación de cultivos como una ayuda en el manejo integrado de las malezas (Cruz, 1985).

Cero Labranza: Al uso y manejo de los residuos de cosechas acumulados en superficie, sin la mínima incorporación de éstos mediante movimientos de suelos se le conoce como cero labranza. Un eficiente manejo de los rastrojos con cero labranza, permite reintegrar al suelo gran parte de los nutrientes gastados en su fertilización (Crovetto, 1999). Los costos de conservación de suelos y agua logran disminuirse (Phillips & Young, 1970). Así también desde el punto de vista medioambiental, el manejo de cero labranza es considerado como una alternativa viable para lograr estabilizar las concentraciones de los gases de efecto invernadero en la atmosfera, incrementando la capacidad de los suelos como sumideros de carbono.

Siembra directa: La existencia de máquinas suficientemente robustas que permiten introducir la semilla en el suelo sin necesidad de hacer laboreo previo, da lugar a esta técnica que se conoce como siembra directa (Piñeiro *et al.*, 2000). Esta técnica en conjunto con la cero labranza proporciona una alternativa en el mundo de la agricultura de conservación.

Cubiertas verdes: Las cubiertas verdes proporcionan una mejora física del suelo a través del incremento en contenido de materia orgánica del suelo, así como un aumento de la población microbiana. Estas cubiertas protegen el suelo reduciendo el impacto por las gotas de lluvia y la fuerza efectiva del viento para transportar las partículas del suelo, así como también logran incrementar la infiltración del agua en dicho suelo, también permiten la captación de nutrientes sobrantes del cultivo anterior, evitando las altas pérdidas por lixiviación de nitratos. La liberación de nutrientes a partir de residuos orgánicos de la cubierta, depende de sus características físicas y químicas, así como de las condiciones ambientales y de las poblaciones microbianas (Labrador, 1996), recalcando nuevamente la importancia del tipo de cubierta que se utilice.

Policultivos: Dicha práctica basada en cultivar dos o más cultivos en el mismo espacio al mismo tiempo, es conocida como una de las prácticas más antiguas que contribuye eficientemente a las demandas de los cultivos. Una de las grandes ventajas que presenta esta práctica es la eficiencia en la utilización de una determinada área de cultivo, aprovechando al máximo la disponibilidad de los diferentes recursos. Además de ello, dicha técnica mejora la fertilidad de los suelos a través de la fijación natural de nitrógeno (uso de leguminosas) y una mejora en la conservación de los suelos, y una reducción del impacto ambiental, a través de una cobertura de suelos más eficiente en comparación con un monocultivo, logrando una reducción en los requerimientos de fertilizantes y pesticidas.

Otro punto a recalcar es que a menudo los policultivos logran reducir la presencia de plagas y enfermedades, como también logran mejorar la calidad de los cultivos de forraje, al incrementar el rendimiento de proteína cruda en los cultivos. Sin embargo una desventaja puede verse al momento de la selección de las especies de cultivos así como las adecuadas densidades requeridas por área, ya que el éxito dependerá de las interacciones entre las diferentes especies de los cultivos, del manejo adecuado de las prácticas agrícolas y de las condiciones ambientales. (Lithourgidis *et al.*, 2011).

La pérdida de la fracción orgánica o inactivación de la misma, está básicamente relacionada con determinados procesos de degradación del suelo (Labrador, 1996), por ello es necesario la búsqueda de prácticas que hagan referencia a la conservación del suelo, y de forma directa a la conservación de la materia orgánica. Ejemplos de técnicas como la rotación de cultivos como parte del sistema de agricultura de conservación proporciona altos rendimientos en las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo relacionadas con altos insumos de C y una alta diversidad de residuos que retornan al suelo.

La agricultura también debe tener como objetivo garantizar la seguridad alimentaria definido por la FAO como la situación en que todas las personas tienen acceso completo a alimentos suficientes y nutritivos para una dieta sana y una vida activa. Por lo tanto, con el fin de garantizar la seguridad alimentaria de la humanidad es necesaria una preocupación por la salud de los recursos naturales de la tierra, la fertilidad de suelos y el cambio climático. El Banco Mundial (2008) resalta la urgencia de tratar con el cambio climático, y en especial el hecho de que "las personas de países en vías de desarrollo dependientes de la agricultura son los más vulnerables a los efectos del cambio climático". (Gomiero *et al.*, 2011)

Como sabemos, las diferentes prácticas agrícolas de manejo de suelos y cultivos, incluyendo las mencionadas anteriormente, así como las prácticas de fertilización (N, P, K), influyen en las actividades biológicas del suelo así como en la cantidad, estructura y distribución de la materia orgánica. La pérdida de dicha materia orgánica en los suelos, incrementan la demanda de agua, pesticidas y fertilizantes y con ello la contaminación ambiental. Además de ello, la pérdida de biodiversidad debido a cambios en el uso de la tierra y la emisión de gases de efecto invernadero de las actividades agrícolas son también causa de preocupación para la agricultura de conservación.

1.2 Las Cubiertas Verdes

Los restos vegetales de cualquier naturaleza que bajo una vegetación permanente caen periódicamente al suelo constituyen para estos ecosistemas la principal fuente de materia orgánica (Labrador, 1996), aunque en los sistemas agrícolas, el aporte de materia orgánica es discontinuo y depende del manejo del estiércol, los residuos de cosecha y los abonos verdes, que sustituyen el proceso natural que ocurre en suelos agrícolas.

Las cubiertas verdes son una práctica agrícola que consiste en mantener cubierto el suelo con un material vegetal destinado a proteger como a fertilizar el suelo (Labrador, 1996) Dicha cobertura vegetal presenta una serie de ventajas que ayudan a proteger el terreno de la erosión tanto eólica como hídrica, y además permiten mejorar la estructura del suelo por una mayor presencia de microorganismos que logran estabilizar los agregados del suelo.

Los efectos favorables de las cubiertas vegetales, alcanzan todos los componentes en la fertilidad global del suelo agrícola debido a que: (Labrador, 1996)

1. Estimulan de forma inmediata la actividad microbiana, y mejoran la estructura del suelo, gracias a la acción mecánica de las raíces, y de la acción química de los exudados radiculares.
2. Protegen al suelo de la erosión (eólica e hídrica), así como logran mejorar la circulación del agua dentro del terreno.
3. Los cultivos de cobertura además de proporcionar protección física al suelo, capturan los nitratos y lo incorporan a su biomasa, impidiendo en gran parte que ocurra el proceso de lixiviación.

4. Los residuos de los cultivos de cobertura de una forma selectiva proporcionan una supresión de las malas hierbas a través de su presencia física (suelo), y como también por la liberación de sustancias alelopáticas. Los efectos de los residuos de los cultivos dependen de la liberación de los productos químicos fitotóxicos. Estos químicos pueden ser liberados directamente de los residuos, o pueden ser consecuencia de la actividad microbiana durante la descomposición. (Lovett, 1982).
5. Al estimular una mayor presencia de actividad microbiana, aseguran la renovación constante del humus, y una mayor mineralización. Los residuos de cobertura constituyen una importante fuente de nitrógeno al suelo, ya que afectan la magnitud de la población y la actividad enzimática de los microorganismos que intervienen en el proceso de mineralización y en la tasa de acumulación de nitrógeno mineral.

Las gramíneas se siembran casi siempre para abono verde en asociación con leguminosas, que permite obtener una mayor masa vegetal. Se emplean principalmente el centeno (*Secale cereale*), la cebada (*Hordeum sativum*), el raigrás italiano (*Lolium multiflorum*) entre otros (Labrador, 1996). Se conoce que en residuos con alta relación C/N el N es liberado más lentamente que el C, lo que produce un aumento en la concentración de N a medida aumenta el proceso. (Boccolini *et al.*, 2010).

Pero también la utilización de cultivos de cobertura posee algunas desventajas que necesitan ser consideradas en su manejo como:

1. El costo adicional del establecimiento del cultivo verde. Debe de compararse con los beneficios que reporta.
2. Los riesgos de no poder controlar los efectos alelopáticos, afectando las poblaciones del próximo cultivo y a su rendimiento.
3. El cultivo de cobertura puede en algunos casos, aumentar los problemas con plagas, así como ciertas enfermedades pueden incrementarse.

Las cubiertas verdes son conocidas generalmente por ser el mejor medio para luchar contra la erosión de los suelos, su parte aérea impide el impacto directo de las gotas de lluvia. Estudios afirman que resulta fácil lograr establecer una cubierta verde de gramíneas anuales, incluso partiendo de densidades de poblaciones muy bajas. *Lolium rigidum*, *Hordeum murinum*, *Bromus diandrus* y *Bromus madritensis* son especies frecuentes en los cultivos leñosos, que se desarrollan y fructifican sin problemas aparente (Saavedra *et al.*, 1998). Concluyendo así, que las especies gramíneas son muy adecuadas para su implementación como cubiertas verdes, ya que logran una instalación de forma natural por autosiembra, sin recurrir a siembras anuales.

1.3 *Lolium multiflorum* como Cubierta Verde

La especie *Lolium multiflorum* (raigrás italiano) pertenece al género de los raigrases que son conocidos generalmente por su gran uso como forraje para la siembra de praderas. Dicho grupo de especies destaca una variedad de características que las califican para ello: (Piñeiro., *et al* 2001)

- Su facilidad de establecimiento y elevada productividad.
- Su buena calidad como forraje, por su alta digestibilidad.
- Su buena ensilabilidad, por su alto contenido de azúcares.

Las gramíneas del género *Lolium* son utilizadas en gran parte de las regiones templadas del mundo como forraje y *L. multiflorum* es una especie universalmente utilizada como planta forrajera. (Andueza *et al.*, 1999).

L. multiflorum, es la especie gramínea pratense mas sembrada en España, bien en cultivo monofito o bien en combinación con especies leguminosas. Entre sus características, presenta ser la gramínea pratense que se establece con mayor facilidad, lo que la convierte en una especie agresiva hacia todas las especies que nacen con ella, por esta razón es considerada un gran herbicida, porque elimina con facilidad todas las especies anuales espontaneas que suelen nacer cuando se siembra una pradera. (Piñeiro *et al.*, 2001). Además, da altas producciones de un forraje de buena calidad si el terreno está abonado, presentando un vigor de establecimiento alto. En el periodo que va desde la siembra, en septiembre, hasta el final del año siguiente, puede alcanzar una producción superior a las 15 t/ha de materia seca. Siendo considerada una especie anual, ya que su producción de verano es casi nula, limitándose a algunos tallos espigados, que tienen poca calidad forrajera. Dada su capacidad para establecerse en épocas de temperaturas bajas, desempeña un papel importante desde el punto de vista medioambiental, porque utiliza el nitrógeno disponible del suelo y evita que se filtre por el lavado contaminando aguas subterráneas o superficiales (Piñeiro *et al.*, 2001).

Los valores nutritivos del *L. multiflorum* se establecen en la Tabla 1. Presenta una buena digestibilidad y una alta riqueza en hidratos de carbono solubles (azúcares), que permite que el forraje ensilado, fermente y se conserva muy bien. Aunque de igual manera se puede utilizar bien para la alimentación en verde.

Tabla 1. Valores Medios de la Composición Química y Digestibilidad *in vitro* de *L. multiflorum*.

Especie	Ceniza (%)	N (%)	FND (%)	FAD (%)	IVDMD (%)
<i>L. multiflorum</i>	12,79	3,42	40,61	22,09	90,26

Fuente: Valores Nutritivos de *L. multiflorum*. (Andueza, *et al*, 1999)

FND: Fibra Neutro Detergente; FAD: Fibra Acido Detergente; IVDMD: Digestibilidad *in vitro* de la materia seca.

Pordomingo *et al.*, (2004) analizó una serie de variedades de *L. multiflorum* en el este de la Pampa, indicando en sus resultados de estudios anuales, el potencial para la producción invernal (Tabla 2), bajo un alto contenido de carbohidratos solubles (azúcares) y MS.

Tabla 2. Valores Medios de la Composición Química de *L. multiflorum*

Especie	Carbohidratos Solubles (%) (Azúcares)	Materia Seca (MS) (%)
<i>L. multiflorum</i>	19,3	21,5

Fuente : Ryagrass Anual Producción y Nutrición. (Pordomingo, *et al*, 2004)

*(variedad zorro)

Varios estudios indican que *L. multiflorum*, además de presentar un efecto agresivo frente a las malezas, también puede presentar un potencial alelopático, que influirá sobre todo en el manejo de sus residuos sobre los cultivos posteriores en una rotación de cultivos. Muchos estudios lo citan como una especie que produce sustancias tóxicas para el crecimiento de otras especies (Moje, 1966; Abdul-Wahab and Rice, 1967; Chou and Young, 1975; Bokhari, 1978; Larson and Schwarz, 1980; Lolas and Coble, 1982; Chung and Miller, 1994). Kramberger *et al.* (2009) estableció a través de un estudio, el efecto que presentaba *L. multiflorum* como cultivo de cobertura, presentando como resultado altos niveles de alelopatía para la rotación de cultivos siguientes

Sin embargo, *L. multiflorum* de igual manera, está catalogada con un buen manejo, como un cultivo de cobertura, evitando así, el uso de herbicidas en el control de malas hierbas. Kaneko *et al* (2010) concluyó a través de un estudio para soja forrajera, dicho éxito, sin el uso de herbicidas ni laboreo. Bueno *et al* (2006) evaluó la producción de *L. multiflorum* con residuos propios, comparados con residuos de maíz en parcelas sin laboreo y laboreo, sin haber encontrado entre los resultados la influencia de efectos alelopáticos según el tipo de residuo. Dentro de este sistema, la planta utilizada como cultivo de cobertura, es capaz de suprimir las malezas hasta que el dosel del cultivo deseado pueda desarrollarse sin ninguna reducción.

Respecto al fenómeno de la alelopatía definido como “todos los efectos directos o indirectos de una planta que resultan perjudiciales hacia otra a través de la producción de compuestos químicos” (Rice, 1984), existen diferentes grupos químicos responsables de dicho fenómeno, como los ácidos fenólicos, flavonoides, alcaloides y otros. Estas sustancias tóxicas pueden ser producidas como metabolitos o sus derivados y liberadas al ambiente mediante la lixiviación del follaje, exudación de las raíces, volatilización de las plantas vivas, y/o la descomposición de residuos por los microorganismos (De la Cruz, 1989).

El estudio de la alelopatía en cultivos ha recibido una considerable atención en los últimos años, no solamente por las sustancias alelopáticas liberadas al ambiente que pueden disminuir el rendimiento de los cultivos, también porque representan un potencial de pesticidas naturales (Einhelling, 1985; Rice, 1984; Duke and Lyndon, 1988; Anaya, 1999). Sin embargo, la concentración de estas sustancias alelopáticas, no será el único factor a considerar, ciertos factores ambientales como las técnicas utilizadas también logran incrementar la toxicidad de los aleloquímicos presentes (Anaya, 1999). Bajo las condiciones adecuadas, las sustancias aleloquímicas pueden ser liberadas en cantidades suficientes para suprimir el desarrollo de malas hierbas. La alelopatía ofrece un potencial para el control racional de malas hierbas a través de la producción y liberación de aleloquímicos de hojas, flores, semillas, tallos y raíces o por la descomposición de materiales vegetales. La incorporación de un carácter alelopático en los cultivos, podría proporcionar ventajas competitivas sobre las malas hierbas que compiten por los diferentes factores ambientales. (Putnam & Duke, 1974; Anaya, 1999).

Chung & Miller (1994) realizó un estudio sobre la influencia de la alelopatía de diferentes extractos de gramíneas sobre la germinación y desarrollo de la alfalfa, demostrando como los diferentes extractos inhibían el crecimiento radicular y desarrollo germinativo de la alfalfa. En dicho estudio se presentaba como la reducción del crecimiento radicular y desarrollo germinativo de la alfalfa aparentemente era provocado por la presencia de los compuestos alelopáticos de cada extracto de gramínea. Las especies susceptibles comúnmente reducen su crecimiento y desarrollo (Hoveland, 1964; Jensen *et al.*, 1981; Chung & Miller, 1994).

De igual manera, la presencia de sustancias inhibitoras del crecimiento no sólo pueden presentar afectar a especies de otros cultivos, también pueden afectar el desarrollo germinativo y radicular de plantas de la misma especie. En el estudio desarrollado por Chung & Miller (1994) se observó cómo estos compuestos pueden ser autotóxicos (afectando las mismas plantas de alfalfa), y pueden acumularse en el suelo a medida el cultivo se desarrolla. Por lo que existe una preocupación de que dicha acumulación de compuestos en los suelos, afecte los siguientes cultivos.

2. OBJETIVOS

Los objetivos de la presente tesis de máster son:

- I. Determinar si los residuos de una cubierta verde de *Lolium multiflorum* pueden afectar las actividades microbianas del suelo relacionadas con la disponibilidad de los principales nutrientes (N, P) para el siguiente cultivo, y de qué modo lo hacen.

- II. Determinar cuál puede ser la mejor gestión de los residuos de esta cubierta verde para que la actividad microbiana edáfica no se vea afectada negativamente.

- III. Evaluar si un mismo residuo vegetal, aplicado al suelo de distintas maneras, afecta de modo diferente a las actividades enzimáticas microbianas relacionadas con la disponibilidad de los principales nutrientes edáficos.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización del ensayo y descripción climática de Arazuri

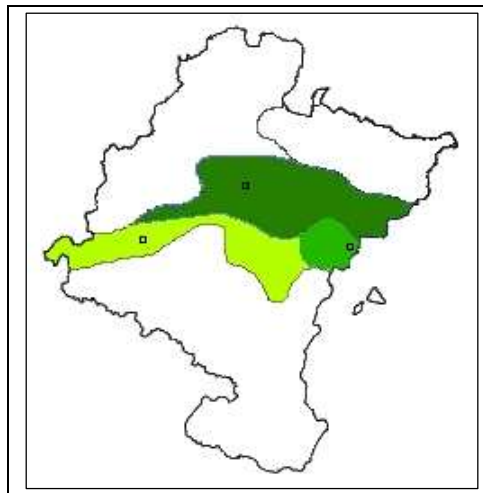
El estudio se realizó en la localidad de Arazuri (42°48'57"N, 1°43'13"O), a una altitud de 396 m, localizada en el municipio de la Cendea de Olza, situado en la Merindad de Pamplona, Cuenca de Pamplona. La localidad de Arazuri, está situada a 10 Km al oeste de la ciudad de Pamplona, a orillas del río Arga.

Por su ubicación geográfica, Arazuri se encuentra en la zona climática media de Navarra (Figura 1.) es decir, una zona ubicada en el centro de Navarra, que por el norte comprende las cuencas pre-pirenaicas de Pamplona y Aoiz-Lumbier, y el tramo más bajo de los valles pirenaicos.

En el suroeste abarca las tierras al pie de las sierras de Urbasa y Lóquiz, y su límite sur está en las cercanías de Arróniz, Puente la Reina y Cáseda, incluyendo la Sierra de Ujué.

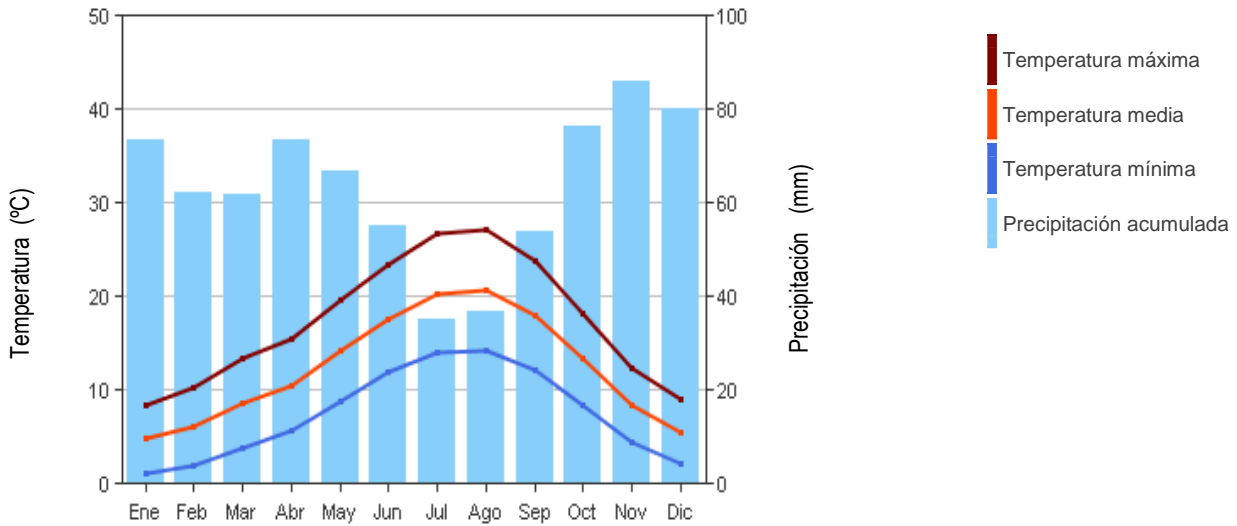
Esta zona se caracteriza por presentar climáticamente dos zonas de norte a sur. En el norte, que comprende las cuencas prepirenaicas y el tramo bajo de los valles pirenaicos, se presenta un clima suboceánico, marítimo de costa occidental con dos meses relativamente secos. En tanto el sur tiene un clima mediterráneo de veranos frescos ya que existe un verano seco.

Figura 1. Zona Media Climática de Navarra



Fuente: Meteorología y Climatología de Navarra, 2011

Figura 2. Diagrama Ombrotérmico de Arazuri, Navarra.



Fuente: Meteorología y Climatología de Navarra, 2011

La temperatura media anual de Arazuri es de 12°C, en los meses más cálidos la temperatura media es de 27°C y en los meses más fríos la temperatura media es de 1°C.

La precipitación media anual en Arazuri es de 978 mm, caracterizado por una distribución de las lluvias bien repartidas a lo largo del año, por lo que no existe una estación totalmente seca, aunque existen meses como julio y agosto con niveles bajos de precipitación, siendo los meses de noviembre, diciembre y parte de enero los meses con mayor precipitación (Figura 2). En esta zona se presenta un clima de transición entre el clima netamente oceánico, sin meses secos y el clima mediterráneo.

3.2 Descripción de la parcela de ensayo

La parcela agrícola de estudio está localizada sobre un terreno de suelo agrícola de textura arcillo-limosa presentando un pH con niveles superiores de 7. El contenido de nitrógeno total es bajo (0,18%) de una relación C/N alta (7,85), y presenta mayores concentraciones de nitrato (5,96 µg/g N-NO₃) que de amonio (0,64 µg/g N-NH₄) y una conductividad eléctrica para suelos no salinos (0,63 dS/m).

En la siguiente tabla se detallan las propiedades edáficas de la parcela de Arazuri:

Tabla 3. Propiedades edáficas parcela Arazuri, Navarra.

Propiedad Edáfica	
Arena (%)	27,68
Arcilla (%)	18,97
Limo (%)	52,04
pH Agua	7,61
pH KCl 1M	7,28
Materia orgánica (%)	2,42
Fosforo (P2O5) mg/kg	136,87
Potasio (K2O) mg/kg	341,57
N Total (%)	0,18
Amonio (µg/g N-NH4)	0,64
Relación C/N	7,85
Nitrato (µg/g N-NO3)	5,96
Carbonatos totales (%)	31,07
Caliza activa (%)	6,10
CE (dS/m)	0,63

Fuente: Canals M, 2008.

Los altos niveles de nitrato (NO₃⁻) presentes, son debidos a que la parcela ha sido utilizada durante muchos años para el cultivo de cereal y ha recibido fertilizaciones continuas.

3.3 Diseño del experimento

Se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA), en parcelas divididas para los cinco tratamientos a investigar, con seis repeticiones por tratamiento (5 x 6). En total 30 parcelas de 50 cm² cada una. Los tratamientos a seguir fueron los siguientes:

Tabla 4. Tratamientos utilizados en el estudio.

Tratamiento	Código
Suelo desnudo arado (Control)	CON
Suelos con residuos verdes de <i>Lolium</i> en superficie	LVS
Suelo con residuos verdes de <i>Lolium</i> enterrados	LVE
Suelos con residuos secos de <i>Lolium</i> enterrados	LSE
Suelo cultivado con <i>Lolium multiflorum</i>	CUL

Fuente: Grupo pastos y forrajes, UPNA.

El estudio consistió en colocar en cada parcela de estudio los tratamientos asignados al azar (Figura 3), el material de *L. multiflorum* por parcela se proporcionó de parcelas ya cultivadas de la gramínea, el cual, se procedió a cortar y dividirlo en porciones frescas de 900 g/m², seis porciones para enterrar (LVE) y seis para dejar en superficie (LVS). Para el residuo seco (LSE) se calculó un peso equivalente al peso de las porciones frescas (300 g/m²) para enterrar. Estos residuos se dejaron secar al sol durante una semana, y se estimó su contenido de humedad. Los residuos se enterraron con una azada a una profundidad de 10 cm. Las parcelas bajo el tratamiento de suelo cultivado (CUL) provienen de un ensayo anterior, y solamente se procedió a marcarlas para el estudio.

Figura 3. Distribución tratamientos por parcela.

<u>Distribucion Tratamientos Parcela Arazuri 2010-2011</u>						
LVE6	LVE5	LVS4				
LVS2	CON5	LSE4		CUL3		CUL6
LVS6	LVS5	LSE6		CUL2		
LSE3	CON2	LSE5		CUL1		CUL5
LVE2	LSE2	LVS3			CUL4	
CON1	LVE3	LVS1				
LSE1	LVE1	LVE4				
CON6	CON3	CON4				

Fuente: Grupo de pastos y forrajes, UPNA.

3.4 Establecimiento del ensayo y muestreos de campo

El ensayo se estableció en junio 2010, a los 3 meses (septiembre 2010), a los 7 meses (enero 2011) y a los 12 meses (junio 2011) de haber establecido el ensayo.

A la semana de haber establecido el ensayo, se procedió a realizar el primer muestreo (junio 2010), para ello se extrajeron muestras de un cilindro de suelo de 9 cm x 10 cm (diámetro x profundidad) y, en el caso de las parcelas con residuos en superficie, 20 g de residuo vegetal por parcela y se colocaron en bolsas con cierre hermético, para ser llevadas al laboratorio para sus respectivos análisis. Por muestreo se realizó la toma de 30 muestras correspondiendo a cada parcela, para un total de 120 muestras tomadas por los 4 muestreos en total.

Una vez en el laboratorio, cada muestra de suelo se mezcló y se homogenizó para tomar submuestras de humedad (24 h, 105 °C) y se procedió al análisis de las concentraciones de amonio y nitrato, N y C en la

biomasa microbiana, Nitrificación Potencial (NP) y actividades enzimáticas. A continuación se describen en detalle estas analíticas.

3.5 Concentraciones de NH_4^+ y NO_3^-

Uno de los procesos bioquímicos que afectan la disponibilidad de N en el suelo es la mineralización, es decir la conversión de N orgánico, proveniente de diferentes fuentes externas del suelo, a una forma mineral inorgánica que pueda ser absorbido por las planta.

Si el aporte de la fertilización como de la mineralización de la materia orgánica presente es amonio (NH_4^+), este puede ser transformado en el suelo de igual manera por microorganismos específicos a nitrato (NO_3^-) a través del proceso de nitrificación. Las bacterias que realizan dicho proceso son muy sensibles a los cambios ambientales. De esta manera, las tasas de nitrificación dependen de las condiciones del suelo como pH, humedad y temperatura. (Reigosa *et al.*, 2004).

El potencial de mineralización de un suelo, así como la cantidad de N mineral disponible, son puntos importantes a tener en cuenta en el manejo de la fertilización. Cuando esta llega a exceder a la inmovilización, el suelo se convierte en un proveedor neto de N mineral para las plantas, si al contrario, la inmovilización excede a la mineralización, los microorganismos del suelo competirán con las plantas por el N mineral y el fertilizante será inmovilizado sin poder ser utilizado. (Reigosa *et al.*, 2004).

Entre los factores más importantes que controlan las concentraciones de amonio (NH_4^+) y nitrato (NO_3^-), se encuentran la composición del residuo, las actividades enzimáticas relacionadas, las condiciones ambientales (temperatura y contenido hídrico del suelo) y las características del suelo.

Las concentraciones de amonio (NH_4^+) y nitrato (NO_3^-), en los diferentes tratamientos, se obtuvieron a través de la determinación por medio de la extracción con una solución de cloruro de potasio (KCl) 2 M, bajo un factor de dilución (1:5) para luego ser sometidas bajo un autocalizador.

3.6 C y N en la biomasa microbiana

A través de la biomasa microbiana de los suelos, se puede lograr medir la parte viviente de la materia orgánica, ésta que juega un papel como ya se mencionó anteriormente, de suma importancia en la transformación de todos los materiales presentes en el suelo a través del aporte de fertilizantes, residuos de cultivos de cobertura y exudados de raíces. En pocas palabras a través de la biomasa microbiana se logra captar el estado de salud de los suelos y si existe en ellos una presencia de transformadores orgánicos. La determinación del C y N en la BM sirve para determinar el tamaño aproximado de la comunidad microbiana

presentes en el suelo (Smith *et al.*, 1992; Alvear *et al.*, 2007). Así, cuantificar el carbono y nitrógeno en la BM a través del tiempo puede contribuir a un conocimiento más detallado de los procesos de inmovilización y mineralización (Ferrari *et al.*, 1997). La calidad ambiental y productiva de los agrosistemas, se encuentra fuertemente relacionada con el buen mantenimiento de la biomasa microbiana. (Vidal *et al.*, 1997). La biomasa microbiana ha demostrado ser un indicador entre los diferentes sistemas de cultivos a desarrollar, así como también ha logrado ser un indicador del nivel de toxicidad presente por la utilización de agentes contaminantes en el suelo (Horwath & Paul, 1994).

El carbono juega un papel fundamental en la disponibilidad de nitrógeno en los suelos, ya que a través de la relación C/N se establecerá la velocidad con la que el material se degradará. Además el carbono de la biomasa microbiana (CBM), puede ser un indicador del potencial de secuestro de C en el suelo (Tian *et al.*, 2010). El nitrógeno, además de formar parte de los seres vivos, ha retomado su importancia, debido a su alta participación en la contaminación ambiental. Las principales fuentes de contaminación ambiental por nitrógeno, provienen de los fertilizantes nitrogenados (Tilman *et al.*, 2001; Robertson and Vitousek, 2009; Vitousek *et al.*, 2009; Gomiero *et al.*, 2011). La recuperación por el cultivo del N aplicado, sea proveniente de residuos o fertilizantes, es el producto de mineralización neta y eficiencia con la cual el N inorgánico es asimilado por las plantas (Zagal *et al.*, 2003).

Para la determinación de carbono en la Biomasa Microbiana (CBM) se empleó el métodos de fumigación con cloroformo/extracción directa (CFDE) empleando muestras fumigadas y no fumigadas, seguido de ello, el método de Vance *et al* (1987) para la determinación del contenido en C procedente de la biomasa microbiana del suelo. En este método CFDE, unas muestras se fumigan con cloroformo contrario de otras, para provocar la liberación del carbono de la biomasa microbiana, este carbono es extraído junto con el carbono orgánico no microbiano, con una solución de sulfato potásico y se somete a una digestión sulfúrica en presencia de ácido crómico para CORG (carbono orgánico). A continuación el carbono es determinado espectrofotométricamente a 420 nm. Los valores obtenidos del carbono en la biomasa microbiana son resultado de la diferencia efectuada entre las muestras fumigadas y no fumigadas.

Para determinar el Nitrógeno de la Biomasa Microbiana (NBM), de la misma manera se empleó el método de fumigación/extracción directa (CFDE) (muestras fumigadas y no fumigadas) y a continuación se utilizó el protocolo de oxidación con persulfato, donde a cada muestra se le añadió el reactivo alcalino de persulfato potásico ($K_2S_2O_8$) para producir la liberación de amonio (NH_4^+), seguido de ello, se autoclavó durante 40

minutos/ 15 psi de presión para lograr la completa degradación del persulfato y la digestión del nitrógeno orgánico. Una vez autoclavadas las muestras, se pesaron para calcular la pérdida de masa por vapor y a continuación se analizaron a través del espectrofotómetro (medición colorimétrica) para determinar el amonio presente. Los valores obtenidos de N en la biomasa microbiana son resultado de la diferencia efectuada entre las muestras fumigadas y no fumigadas.

3.7 Nitrificación Potencial (NP)

La Nitrificación Potencial (NP), define el nivel de organismos nitrificante presentes, para que logre ocurrir una intensa mineralización bajo condiciones óptimas. Los residuos de cobertura y la fertilización constituyen importantes fuentes de nitrógeno al suelo, que afectan la magnitud de la población y la actividad enzimática de los microorganismos que intervendrán en el proceso de nitrificación.

En el protocolo utilizado para la determinación de la nitrificación potencial (NP), se empleó el procedimiento establecido por Belser (1979). Este método permite evaluar la tasa máxima de nitrificación de una muestra de suelo, al ser incubadas bajo condiciones ideales en el laboratorio. Las muestra de suelo tamizado (2 mm) fueron diluidas en una solución de fosfato de amonio (aproximadamente 1:10 proporción suelo / solución) para proceder a la medida del NO_3^- acumulado en un período aproximado de tiempo (≤ 24 horas).

3.8 Actividades enzimáticas estudiadas

El suelo es un sistema vivo donde toda actividad bioquímica se desarrolla por medio de procesos enzimáticos. La mayoría de las enzimas del suelo provienen de la descomposición microbiana de tejidos vegetales y animales que son incorporados como residuos orgánicos. (Giménez, 1984). Dependiendo del tipo de enzima que se encuentre, cada una juega un papel específico. Dichas enzimas ofrecen información sobre su capacidad potencial para llevar a cabo reacciones específicas, las cuales son importantes dentro del ciclo de nutrientes importantes tales como el C, N y P, aportando información clave sobre la calidad de los suelos. Ciertas enzimas muestran una gran sensibilidad frente a procesos no deseables tales como la contaminación de suelos, su degradación e incluso su desertificación (Giménez, 1984). Por lo tanto la actividad enzimática es una de las numerosas formas de medir la calidad del suelo (Kennedy et al., 1995) siendo un sensible y efectivo indicador de los cambios en calidad del suelo (Kennedy & Papendick, 1995; Park and Seaton, 1996; Monreal *et al.*, 1998).

Para la determinación de las actividades enzimáticas sobre suelos tamizados (2mm) se utilizó de acuerdo al tipo de enzima un protocolo establecido. En el caso de la determinación y cuantificación en suelo de la fosfatasa alcalina, involucrada en el proceso del ciclo del fósforo, se empleó el protocolo descrito de Taylor et al. (2002). Siguiendo dicho protocolo; cada una de las muestras fueron pesadas, siguiendo los procesos de inicio y final de la reacción, utilizando como sustrato de la reacción nitrofenilfosfato (PNP), el cual se determinó espectrofotométricamente a 400 nm el 4-nitrofenol (PN) liberado bajo un factor de dilución de (1:5). La actividad enzimática se expresó como mmoles de PN/kg de suelo seco *h.

La enzima β -Glucosidasa, implicada en el proceso del ciclo del C, desempeñándose en la degradación de los carbohidratos en el suelo, que podrán ser utilizados como una fuente de energía para los microorganismos presentes en el suelo. Para su análisis, se empleó el protocolo de Taylor *et al* (2002). De igual manera se siguieron los pasos establecidos en el protocolo; cada una de las muestras fueron pesadas, reaccionando con nitrofenil β -glucopiranosido, para medir espectrofotométricamente (medición calorimétrica) a 410 nm el p-nitrofenol (PN) liberado en la reacción, siguiendo los procesos de inicio y final de la reacción, centrifugación y dilución (1:5). La actividad de la enzima se expresó en mmoles PN/kg *h.

Para la determinación de la actividad de la enzima Ureasa, implicada en el proceso del ciclo del N, de particular interés con respecto a la degradación de la urea. Se empleó el protocolo de Kandeler & Gerber (1988). De igual manera se siguieron los pasos establecidos en el protocolo; las muestras fueron pesadas, añadidos los reactivos propuestos (urea 820 Mm) siguiendo los procesos de inicio y final de la reacción, centrifugación y dilución (1:16), para la determinación del amonio liberado después de una incubación del suelo y continuar su medición espectrofotométricamente a 670 nm. La actividad enzimática se expresó en mmoles N-NH₄⁺ /kg *h.

En el caso de la determinación y cuantificación en suelo de la actividad de la enzima amidasa, involucrada en la mineralización de N y catalización de la liberación de NH₄⁺, se empleó el protocolo de Acosta-Martinez & Tabatabai (2000). En dicho protocolo, cada una de las muestras fueron pesadas, y añadidos los reactivos propuestos : L-leucina β -naftilamida 8Mm, siguiendo los procesos de inicio y final de la reacción, centrifugación y dilución (1:1), para la determinación de β .naftilamina liberado en la reacción y continuar con la lectura en el espectrofotómetro (medición calorimétrica) 540 nm.

3.8 Análisis estadístico

Para el análisis de los datos proporcionados por los muestreos a lo largo del estudio, se empleó el programa estadístico SPSS Statistics® 2000. Se utilizó el método de análisis de varianza (ANOVA) utilizando un modelo lineal general univariante. Las variables fueron sometidas a los requisitos de los métodos paramétricos, utilizando la prueba de Kolmogorov-Smirnov (K-S 1) para realizar la comprobación. En algunas variables, se realizó la transformación de raíz cuadrada o logarítmica, y si ésta no lograba cumplir con los requisitos de los métodos paramétricos, como sucedió con la variable de NO_3^- , se empleó el método no paramétrico de Kruskal Wallis para muestras independientes.

El grado de significancia fue determinado con una probabilidad de 0.05, y se empleó una prueba de rango múltiple Tukey para la separación de medias.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Humedad

Los altos valores de humedad corresponden a la época estacional de invierno, donde existe una alta presencia de humedad que determinará el comportamiento de ciertas propiedades edáficas estudiadas más adelante y los bajos valores corresponden a la época estacional de verano, que concuerda con los valores del diagrama ombrotérmico (Figura 2) y con la distribución pluviométrica observada a lo largo del estudio (Figura 4).

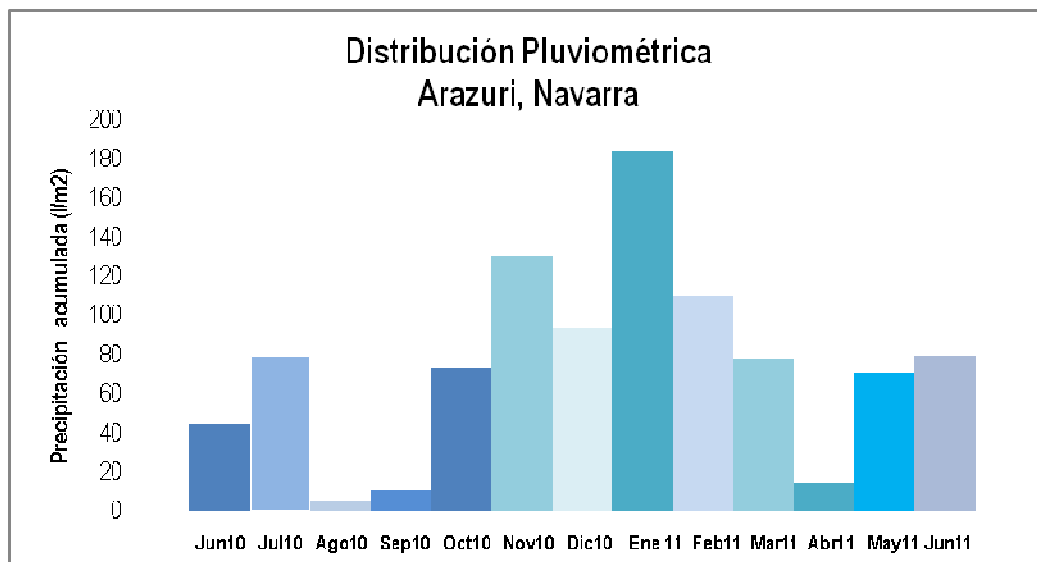


Figura 4. Distribución pluviométrica durante el estudio.

De igual manera, se presenta la distribución de las temperaturas medias observadas a lo largo del estudio, presentando las temperaturas más bajas para la época de invierno y las temperaturas más cálidas en la época de verano (Figura 5).

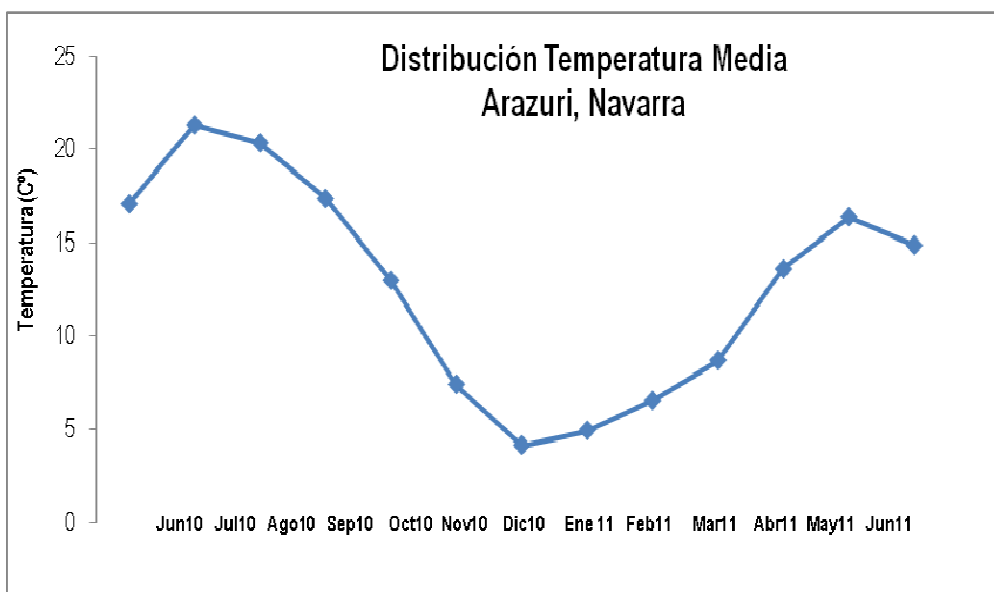


Figura 5. Distribución t° media mensual a lo largo del estudio.

Los suelos muestreados durante el estudio presentaron una variación significativa de la humedad entre los muestreos ($F= 277,619$; $p=0.000$), con un valor más alto en el mes de enero. (Figura 6).

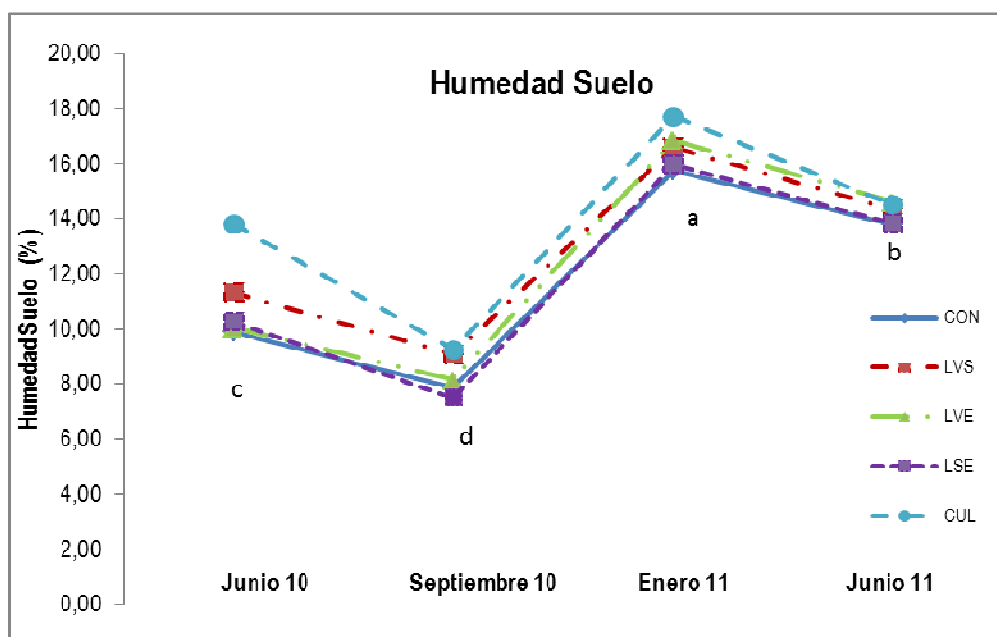


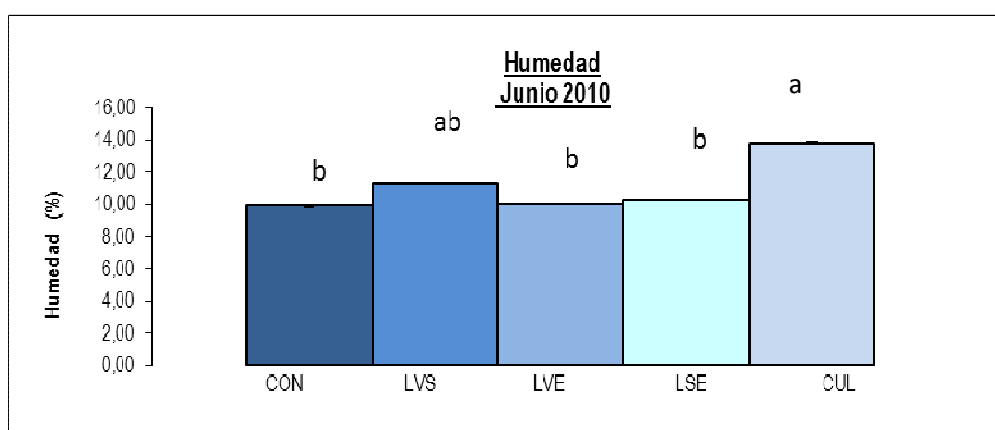
Figura 6. Humedad del suelo en el periodo de estudio.

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado.

De igual manera se observó una diferencia significativa entre tratamientos a lo largo del estudio ($F=11,438$; $p=0.000$), donde el suelo de *Lolium* cultivado (CUL) presentó los valores más altos de humedad en comparación con los otros tratamientos. Así mismo se presentó una interacción significativa entre Tratamiento * Fecha (T*F), donde se observan diferencias dentro de los muestreos de junio septiembre 2010 y enero 2011; Los resultados presentados en la Figura 7, presentan para cada muestreo el comportamiento obtenido, reflejando en cada uno de ellos la tendencia de superioridad en el suelo de *Lolium* cultivado (CUL).

El muestreo realizado en junio 2010, presentó un mejor nivel de humedad bajo los tratamientos CUL y LVS, ya que en estos tratamientos el suelo se encontraba cubierto por los residuos vegetales presentes, que permitieron una mayor retención de la humedad presente. Los residuos dejados en superficie por los sistemas de conservación, permanecen y sirven de eficaz protección contra la pérdida de humedad. (García & Gonzáles, 1997). Durante el muestreo de septiembre 2010, el cultivo y los residuos de *L. multiflorum* se han secado, las condiciones climáticas han contribuido para la disminución de la humedad en el suelo, observándose una disminución entre los valores de CUL y LVS que muestran una similitud con los demás tratamientos. Respecto al muestreo de enero 2011, se observó una diferencia significativa entre el CUL y los demás tratamientos, debido a la época estacional (invierno), donde las condiciones climáticas favorecen a un valor más alto de humedad en el ambiente que contribuye al crecimiento del *L. multiflorum* cultivado.

Los suelos cultivados con presencia de una cubierta vegetal presentaron mejores contenidos de humedad, probablemente por la presencia de raíces cultivadas que contribuyeron a un medio edáfico más húmedo.



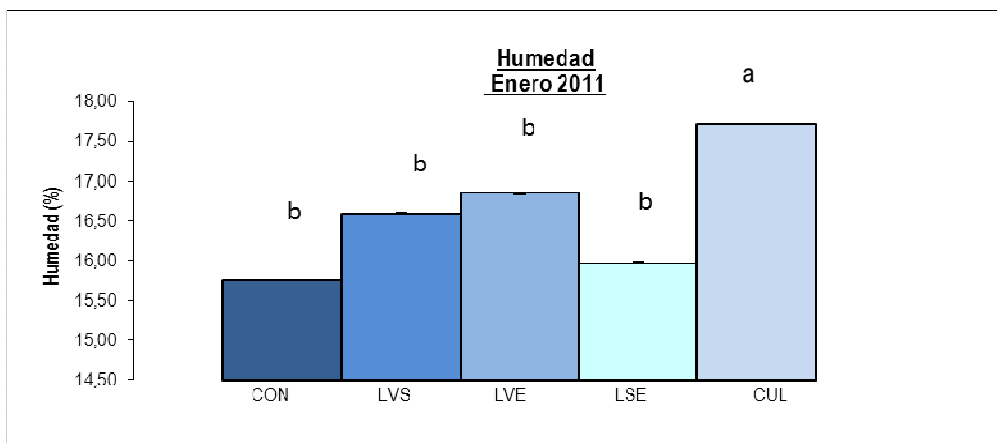
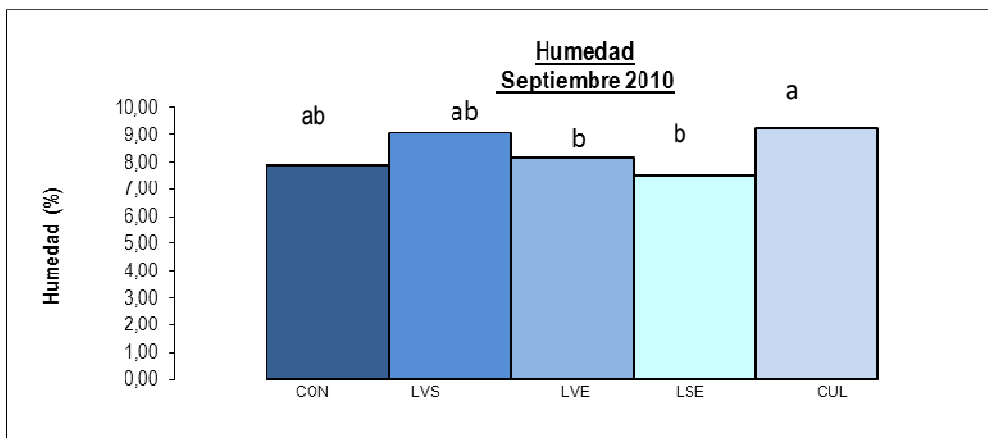


Figura 7. Medición humedad duelo junio 2010, septiembre 2010 y enero 2011.

4.2 N Mineral : Nitrato y Amonio

4.2.1 Nitrato (NO_3^-)

Los nitratos se ven afectados durante su transporte a través del suelo por un conjunto de procesos físicos, químicos y biológicos que influyen en su movimiento, transformación y distribución. Entre éstos están las reacciones de oxidación-reducción (nitrificación, desnitrificación), los procesos de adsorción y absorción, la volatilización de amoníaco y la mineralización de compuestos nitrogenados (Hill, 1996; Hunter *et al.*, 1998; Ruiz *et al.*, 2005). El nitrato es conocido típicamente por su gran movilidad dentro del perfil del suelo mucho más que el amonio (NH_4^+). El nitrógeno en la forma de nitrato alcanza los aguas subterráneas, se lixivia rápidamente debido a su alta solubilidad y su forma aniónica (Canter, 1997) que no permite sea retenido por el complejo de cambio del suelo.

De acuerdo con el Código de Buenas Prácticas Agrarias de Navarra CBPA (2005) una fertilización más allá de los límites razonables, provoca un aumento muy rápido de los restos de nitrógeno mineral dejado en el suelo tras la cosecha, como sucedió en nuestra parcela de estudio donde a continuación se muestran los resultados. Los rangos establecidos de fertilización de NO_3^- de acuerdo al Código de Buenas Prácticas de Navarra CBPA (2005) establecen una variabilidad de recomendaciones entre un rango de oscilación va de más de 180 Kg/ha a 0 Kg/ha de N, en lo que se refiere a dosis totales, variando su repartición.

La parcela de estudio anteriormente se encontraba sometida a fertilizaciones de NO_3^- como parte del sistema de producción de cultivo de cereal, mostrando altos niveles al inicio del ensayo ($5.96 \mu\text{g/g N-NO}_3$) esto, (65.5 Kg/ha N para los primeros 10 cm)¹ por encima de lo recomendado (60 Kg/ha N para los primeros 10 cm)¹ para el desarrollo de cultivos.

Arauzo *et al.*, (2003) muestra que si persiste el exceso de nitrato en la solución del suelo, también puede producirse lixiviación con la llegada de las lluvias invernales.

Para la realización del análisis estadístico se utilizó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis para muestras independientes, bajo un nivel de significancia de 0.05. Se obtuvieron diferencias significativas entre fechas de muestreo, indicando un comportamiento diferente para cada uno de ellos ($p=0.000$). La acumulación de nitrato (NO_3^-) en el suelo decreció a medida transcurrió el estudio, presentando niveles inferiores al final del estudio (Figura 8).

¹ Los resultados proporcionados son obtenidos a partir de la conversión de $5.96 \mu\text{g/g N-NO}_3 \rightarrow 65.5 \text{ Kg/ha N}$
Recomendación Dosis CBPA : $180 \text{ Kg/ha N} / 30 \text{ cm} \rightarrow 60 \text{ Kg/ha N}$ (primeros 10 cm)

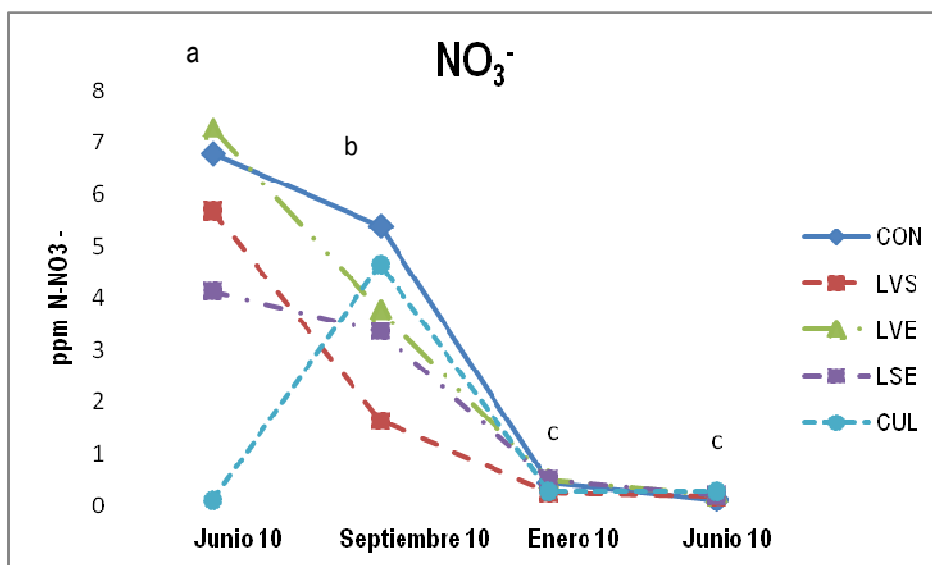


Figura 8. Concentración de NO₃⁻ en el suelo.

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado.

Las mayores pérdidas de nitrato (NO₃⁻) se presentaron durante el periodo de septiembre 2010 a enero 2011, durante esta época casi no se presentó alguna actividad vegetativa por la época estacional (otoño-primavera). Al mismo tiempo la alta humedad propia de la época contribuyó a que se produjera una probable lixiviación de nitratos, siendo este un elemento sumamente móvil. El anión nitrato (NO₃⁻), que en el suelo se mueve libremente al no ser retenido por ningún componente, si no es absorbido por las plantas o microorganismos puede emigrar de la zona explorada por las raíces gracias a un exceso de lluvia o riego (García & Gonzáles, 1997). La observación de la dinámica de evolución del nitrógeno mineral muestra que las pérdidas de nitrógeno se producen fundamentalmente durante el periodo invernal.

Se presentó una interacción entre T*F, ($p= 0.000$), solamente para el muestreo de junio 2010, donde se observa que el tratamiento de suelo cultivado (CUL) difiere completamente de los demás. (Figura 9). Es de resaltar el comportamiento que presentó el tratamiento de suelo cultivado con *L. multiflorum* (CUL), a diferencia de los demás tratamientos. Piñeiro (2008) lo cita como un cultivo de cobertura que evita el lavado de nitratos. En junio 2010 bajo el suelo cultivado (CUL), el cultivo ha estado bajo crecimiento toda la primavera y debido a ello los contenidos de NO₃⁻ en el suelo al final de dicha estación son bajos.

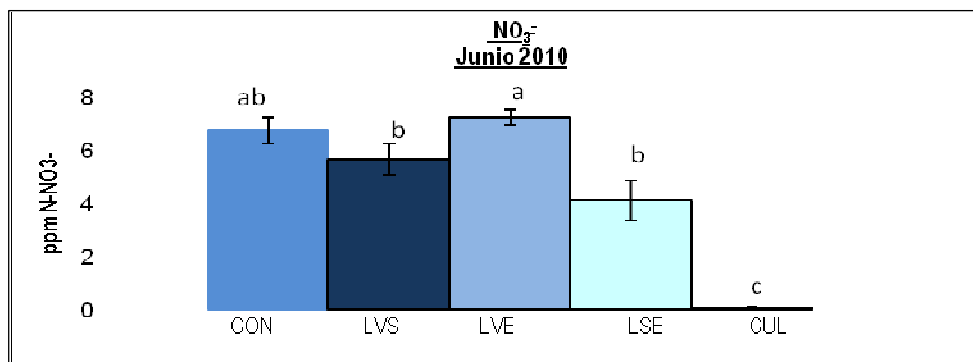


Figura 9. Concentración NO₃⁻ durante junio 2010.

Entre tratamientos no se presentó diferencia significativa ($p=0.241$) ya que se presentó un comportamiento similar, estableciendo que el diferente manejo de los residuos de *L. multiflorum* no ejercen influencia alguna en la producción de NO₃⁻.

4.2.2 Amonio (NH₄⁺)

La lixiviación del N por lo general ocurre cuando el N se encuentra en forma de NO₃⁻, el NO₃⁻ posee una carga negativa que permite se pueda mover libremente con el agua en el suelo, a menos que el suelo contenga una importante capacidad de intercambio de aniones. (Nieder & Bendi, 2008). Las pérdidas de amonio (NH₄⁺) en suelos no resultan un problema en su mayoría, a excepción de cuando es aplicado en grandes cantidades o si es aplicado en suelos de textura gruesa que presentan una baja capacidad de intercambio catiónico (CIC) (Nieder & Bendi, 2008).

Los rangos establecidos de fertilización de NH₄⁺ de acuerdo al Código de Buenas Prácticas de Navarra CBPA (2005) establecen una variabilidad de recomendaciones entre un rango de oscilación va de más de 180 Kg/ha a 0 Kg/ha de N, en lo que se refiere a dosis totales, variando su repartición.

La parcela de estudio anteriormente al estudio presento niveles bajos al inicio del ensayo (0,64 µg/g N-NH₄) esto, (7.04 Kg/ha N para los primeros 10 cm)¹ siendo lo recomendado (60. Kg/ha N para los primeros 10 cm)¹ La concentración de amonio edáfico durante el ensayo presentó diferencias significativas en las diferentes fechas de muestreo ($f=14,227$ $p=0.000$), observándose una mayor acumulación de éste durante el muestreo realizado en enero de 2011 en comparación a los demás muestreos que mostraron una menor concentración durante los muestreos de septiembre y junio (Figura 10). Los resultados propuestos difieren de los

¹ Los resultados proporcionados son obtenidos a partir de la conversión de 0.64 µg/g N-NO₃⁻ → 7.04 Kg/ha N
Recomendación Dosis CBPA : 180 Kg/ha N / 30 cm → 60 Kg/ha N (primeros 10 cm)

presentados por Parker & Schimel (2011) en un estudio de pastizales en California, donde se observaron rangos de concentración de NH_4^+ más altas durante finales de primavera y verano.

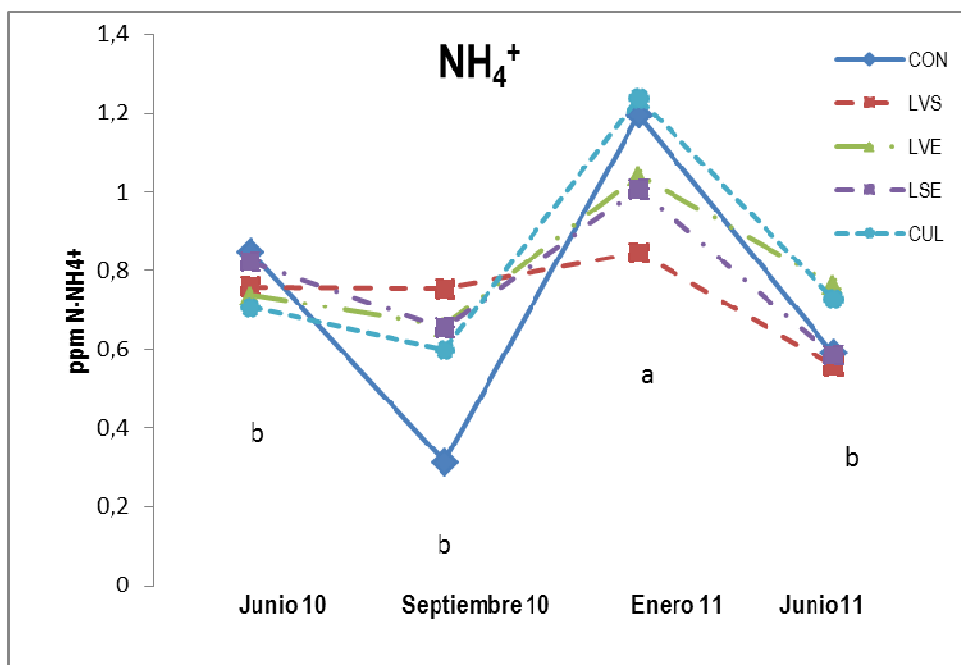


Figura 10. Concentración NH_4^+

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado.

Una mayor actividad de la enzima amidasa correspondiente a esta fecha de muestreo (enero 2011), como veremos más adelante, puede relacionarse con una mayor concentración de amonio en el suelo. Entre tratamientos no se presentó diferencia significativa alguna ($F= 0,386$; $p= 0.818$), comportándose de manera similar en todos los muestreos. La interacción Fecha * Tratamiento (F^*T) de igual manera no presentó diferencia significativa ($F= 1,259$ $p=0.255$).

4.3 C y N en la biomasa microbiana

4.3.1 C Biomasa Microbiana (CBM)

La biomasa microbiana se refiere a la parte viviente de la materia orgánica, sin considerar las raíces de plantas ni organismos de tamaño mayor de $5 \times 10^3 \mu\text{m}^3$ (Jenkins & Ladd, 1981) Esta biomasa microbiana juega un doble papel en el suelo: como un agente de transformación de todos los materiales orgánicos que llegan al suelo y como una reserva lábil de N, P y S (Jenkins & Ladd, 1981; Bonde *et al.*, 1988; Vidal *et al.*,

1997). Por lo tanto es de reconocer el papel que juegan los microorganismos en la retención y liberación de nutrientes en el suelo, así como en el mejoramiento de la fertilidad de los suelos.

Se observó una diferencia significativa entre las fechas de muestreo para la retención de C-biomasa microbiana, ($F= 29,063$; $p=0.000$). El muestreo de junio 2010 fue significativamente diferente a los demás, presentando la mayor cantidad de CBM, la recién incorporación de residuos supone un incremento del CBM. A partir de dicho muestreo se observó una tendencia a una disminución de la CBM debiéndose a la pérdida gradual de material fácilmente degradable y a una fuente de C para la BM (Figura 11).

Acosta & Paolini (2006), establecen que la escasa vegetación del suelo, como la disminución de residuos conlleva a una baja en la producción de la BMC y por lo tanto una baja en la actividad microbológica. Resultados contrarios fueron obtenidos por otros investigadores (Acosta & Paolini 2006; Tu *et al.*, 2006; Caravaca; Roldan,2003; Albiach *et al.*, 2000; García *et al.*,1998) donde la incorporación de la materiales orgánicos al suelo produjo un incremento en el valor de la BMC, una explicación a la diferencia de resultados, puede deberse a la incorporación constante del residuos.

Además, Nieder & Benbi (2008) establecen que en zonas con temporadas de frío, (climas árticos, alpinos y templadas) los microorganismos sufren un periodo de dormancia para la época de invierno.

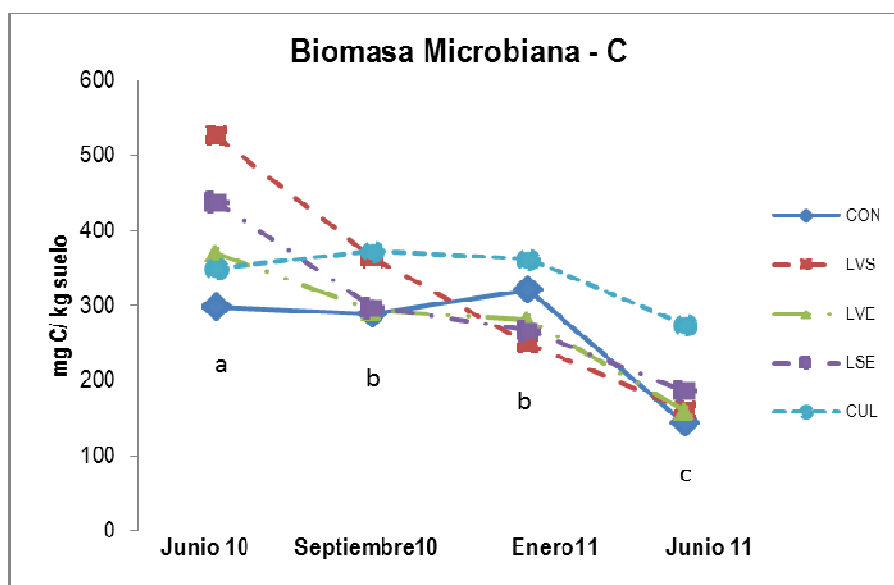


Figura 11. Medición Biomasa Microbiana Carbono (BMC).

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado.

Existió una tendencia hacia la significación entre tratamientos aplicados ($f=3,152$; $p=0,17$) siendo el cultivo de *Lolium* cultivado (CUL) el que presentó una mejor respuesta durante todo el estudio. Este tratamiento a lo largo del ensayo presentó un aporte continuo de exudados radicales fácilmente degradables que favorecieron al incremento del C en la biomasa microbiana. Con respecto al tratamiento control (CON) se observó una tendencia al crecimiento, a excepción del muestreo de junio 2011 (Figura 11), una explicación a ello se debe a que este tratamiento no contó con una fuente estable de C (suelo desnudo) a diferencia de los demás tratamientos que se vieron afectados por la disminución del material fácilmente degradable.

Se presentó una interacción significativa F*T únicamente para el muestreo de Junio 2010 ($F=3,478$; $p=0,022$) (Figura 12), observando una diferencia entre tratamientos, donde, el tratamiento que mayor aporte de C brindó, fue el de residuos en superficie (LVS), en ella el aporte de la materia orgánica favoreció una mineralización más rápida del C. Seguido de LVS le siguen los tratamientos de residuos secos enterrados (LSE), residuos frescos enterrados (LVE), y suelos cultivado (CUL) que presentaron similitud. El tratamiento control (CON) difirió significativamente del tratamiento LVS, debido a la falta de material orgánico fácilmente degradable.

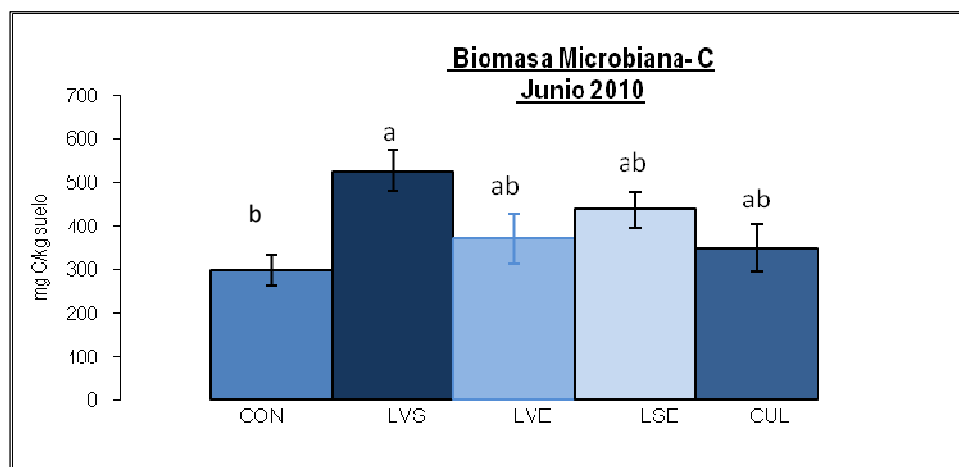


Figura 12. Medición Biomasa Microbiana Carbono (BMC) Junio 2010.

4.3.2 N Biomasa Microbiana (NBM)

La biomasa microbiana además de ser encargada de la transformación de la materia orgánica presente se relaciona con la mineralización e inmovilización del C y N en el suelo (Nieder & Benbi, 2008).

El efecto de la aplicación de los tratamientos fue significativo entre las diferentes fechas de muestreo ($F=53,911$; $p=0.000$). A lo largo del estudio se observó una tendencia al crecimiento del nitrógeno de la biomasa microbiana (BMN), mostrando para el último muestreo de Junio, un mayor N en la biomasa

microbiana que el resto de los muestreos (Figura 13). De igual manera Acosta & Paolini (2006) obtuvieron similares resultados en donde los incrementos en el N de la biomasa microbiana ocurrieron a medio plazo (septiembre, enero), indicando un estímulo en la mineralización de N a efecto de la adición de N con la incorporación de los residuos orgánicos frente al tratamiento control (CON).

Cabe mencionar que Dodor & Tabatabai (2002) indican la relación significativa y estrecha que existe entre el BMN y la actividad de la enzima ureasa, a diferencia de presentarse en este estudio una relación significativa del BMN con la enzima amidasa. Las actividades enzimáticas son medidores de la actividad microbiana de los suelos.

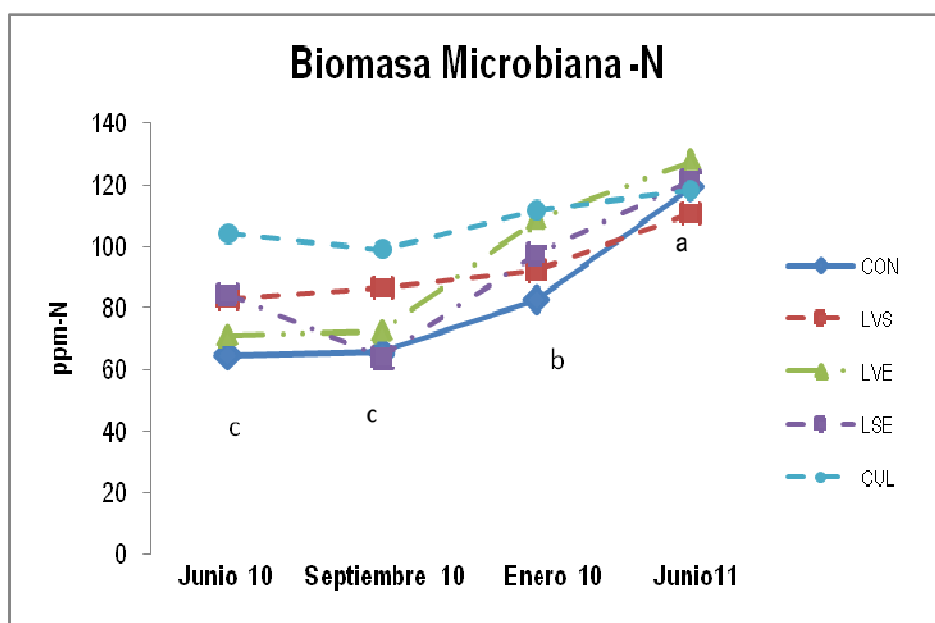


Figura 13. Medición Biomasa Microbiana Nitrógeno (BMN).

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado.

Entre los diferentes tratamientos aplicados, se observó una diferencia significativa ($F= 9,776$; $p= 0.000$). El suelo cultivado (CUL) presentó mayor biomasa microbiana durante el ensayo, debido a que estos suelos presentaron un aporte continuo de secreciones radiculares y material degradable utilizado como una fuente de N. En cambio el tratamiento control presentó las menores tasas de BMN, difiriendo completamente del tratamiento de suelo cultivado (CUL) y del tratamiento de residuos frescos enterrados (LVE).

Se observó una interacción F*T para los tres primeros muestreos que presentaron una diferencia significativa ($f=2,998$ $p=0,001$) entre tratamientos aplicados (Figura 14), mostrando una mayor respuesta bajo el tratamiento cultivado (CUL) para todas las fechas de muestreo, a excepción del muestreo de Junio 2011 que

no presentó una diferencia significativa entre tratamientos ($p > 0.05$). No se observó diferencias significativas para la distinta gestión de los residuos (residuos frescos, secos, en superficie o enterrados) durante el ensayo, indicando una igualdad en su comportamiento, suponiendo una situación intermedia entre el suelo cultivado y el suelo desnudo.

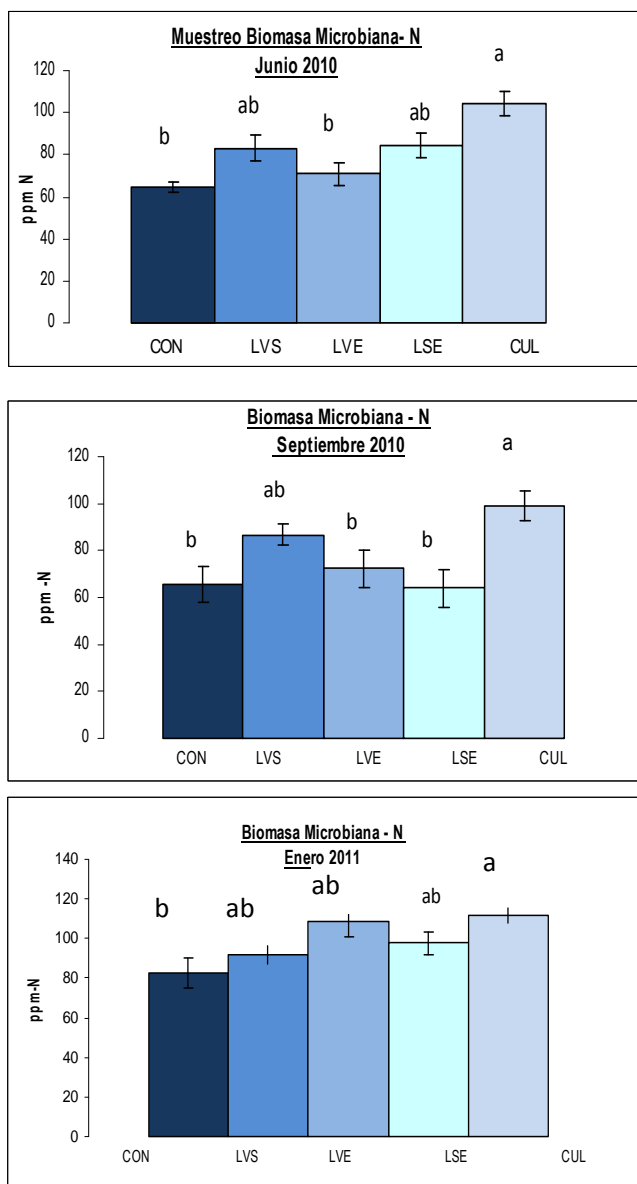


Figura 14. Biomasa Microbiana Nitrógeno (BMN) junio 2010, septiembre 2010, enero 2011.

En los suelos la absorción puede variar con la disponibilidad de N, como consecuencia del cambio de la actividad microbiana y la mineralización del N. Los suelos que se encuentran cubiertos, presentaron un mayor aumento que los suelos desnudos. .

4.4 Relación C/N de la biomasa microbiana.

Los cambios estacionales en la humedad y la temperatura del suelo, incorporación de raíces de cultivo y residuos de cultivo pueden tener gran efecto en la biomasa microbiana del suelo y su actividad (Ross, 1987; Ferrari *et al.*, 1997). La mineralización de las formas orgánicas de N es un proceso eminentemente microbiológico, es por eso que la biomasa microbiana, se ha constituido en una herramienta clave para conocer el potencial de fertilidad de un suelo (Anderson, Joergensen, 1997; Beck *et al.*, 1997; Delgado & España 2000).

Entre muestreos se observó una diferencia significativa ($f= 61,240$; $p=0.000$), siendo los muestreos de junio 2010 y septiembre 2010 los que presentaron un mayor tasa de C/N. La mayor parte de la materia orgánica para estos muestreos se encontraba sin descomponer por parte de los microorganismos y una baja presencia de N. En la Figura 15, se observa como a medida que disminuyen dichos restos degradables o son transformados, disminuye la relación C/N.

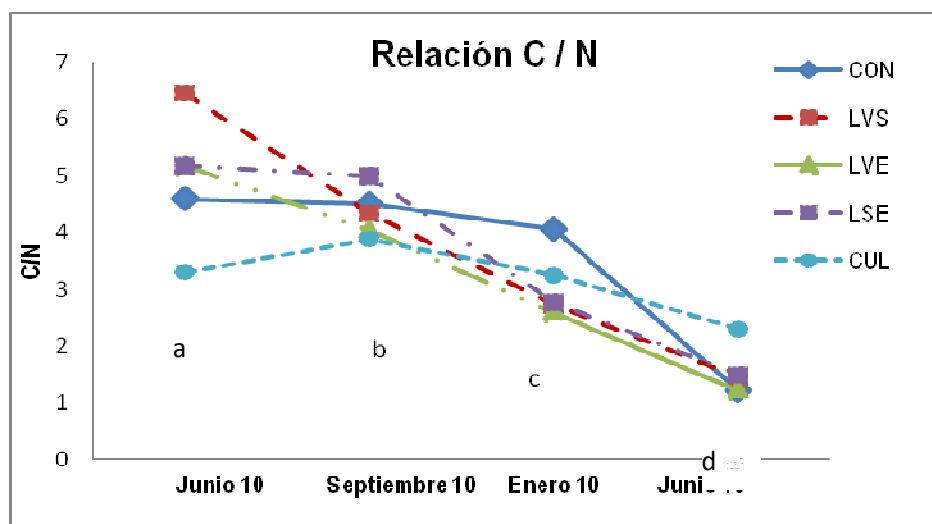


Figura 15. Relación Carbono/ Nitrógeno microbial (C/N).

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado.

Los resultados obtenidos en la BMC presentan similitud con los presentados en la relación microbiana C/N. El alto contenido de N retenido en la BM y la disminución del C en esta, establecen una baja relación C/N al finalizar el ensayo. Considerando que el CBM proporciona una idea de la actividad microbiana del suelo (Nannipieri, 1984; Acosta & Paolini, 2006), el suelo en estudio al finalizar el ensayo se ubica dentro de aquellos con baja actividad microbiana.

Los altos valores presentados de NH_4^+ coinciden con el crecimiento del contenido de NBM así como con los bajos valores de la relación microbiana C/N, indicando una intensa actividad microbiana relacionada con el ciclo del N.

Las tasas microbianas de C/N además de variar dependiendo del contenido de N presente en el suelo, varían de acuerdo al tipo de relación presente en el residuo utilizado. La incorporación de residuos con una relación C/N 80-120 como el trigo o la cebada, provocan una absorción temporal de N por parte de los microorganismos C/N 6 para poder suplir las necesidades de N en crecimiento. (Nieder & Benbi, 2008). Cabe mencionar que el escaso Nitrógeno total presente a nivel edáfico (0.18% N_{total}), establece una baja relación microbiana C/N con niveles intermedios de NH_4^+ indicando una baja tasa de mineralización al final del estudio.

La relación microbiana C/N tendió a evolucionar de manera diferente en el suelo dependiendo del tratamiento aplicado, como efecto de la interacción Fecha*Tratamiento (F*T), que presentó una diferencia significativa ($f=3,241$; $p=0.001$). Entre ellos, el muestreo de Junio 2010 presentó una alta relación C/N bajo los residuos verdes en superficie en comparación con los demás tratamientos de ese muestreo, seguida por los tratamientos de residuos verdes enterrados (LVE), residuos secos enterrados (LSE), Control (CON). El tratamiento de suelo cultivado (CUL) presentó la relación más baja, tomando como una explicación la falta de residuos para degradar. Entre tanto el muestreo de enero 2011, que también presentó diferencias significativas entre tratamientos, mantuvo bajo el tratamiento control (CON) la más alta relación C/N. Seguido de ello se encuentran los tratamientos de suelo cultivado (CUL), residuos verdes superficie (LVS) y residuos secos enterrados (LSE) presentaron similitud con el tratamiento control (CON). El tratamiento de residuos verdes enterrados (LVE) que presentó una relación más baja C/N difirió completamente con el tratamiento control (CON) (Figura 16).

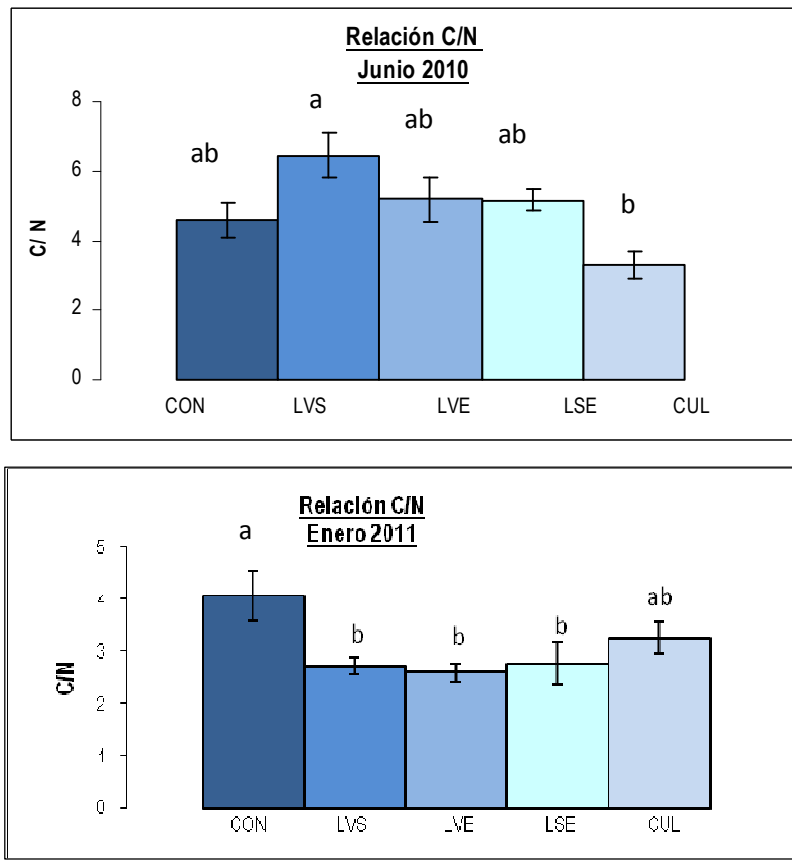


Figura 16. Relación C/N junio 2011, enero 2011.

4.5 Nitrificación Potencial (NP)

El proceso de nitrificación es definido clásicamente como el proceso de transformación de NH_4^+ a NO_3^- controlado por las bacterias nitrificantes. Dicho proceso puede verse alterado por diversos factores como solna estructura edáfica, la humedad del suelo, el pH, el O_2 , CO_2 , la materia orgánica o el contenido en sales del suelo. (Badia & Alcañiz, 1989). Estudios diversos han demostrado que tanto la sequía y rehidratación de los suelos, como la congelación y el incremento de la temperatura (calentamiento) estimulan la mineralización de la materia orgánica, y por consiguiente la nitrificación. (Aparicio, 2011). El contenido de NO_3^- en el suelo dado su fácil lavado por la lluvia o fácil acumulación por la vegetación y microorganismos, no parece indicativo de la actividad nitrificante del mismo, de ahí la determinación en laboratorio de la nitrificación potencial, que es expresada como el cociente $\mu\text{g N-NO}_3^-/\text{suelo seco}$ (Badia & Alcañiz, 1989).

La nitrificación potencial durante el ensayo respondió mayoritariamente a patrones temporales, aumentó significativamente durante el segundo muestreo, pero siendo durante el muestreo de Junio 2011, donde alcanzó los mayores niveles observados ($F= 250,329$; $p=0.000$) (Figura 17). Una explicación a ello es la presencia de cantidades reguladas de precipitación típicas de la época, que pudieron afectar el desarrollo de poblaciones nitrificantes (Figura 4). De acuerdo con Nieder & Benbi (2008), el rango de temperatura de una adecuada nitrificación oscila entre los 30-35°C. Los resultados presentados muestran lo establecido por Badia & Alcañiz (1989), que bajo los periodos primaverales en que las condiciones ambientales son óptimas tanto para el crecimiento de los cultivos como para las bacterias nitrificantes, se obtiene una mayor actividad de NP, comprobado durante el periodo de los meses de enero-junio 2011.

Los resultados presentados también concuerdan con los presentados por Parke & Schimel (2011) que observan un incremento significativo de la nitrificación potencial durante la época de verano (junio-septiembre).

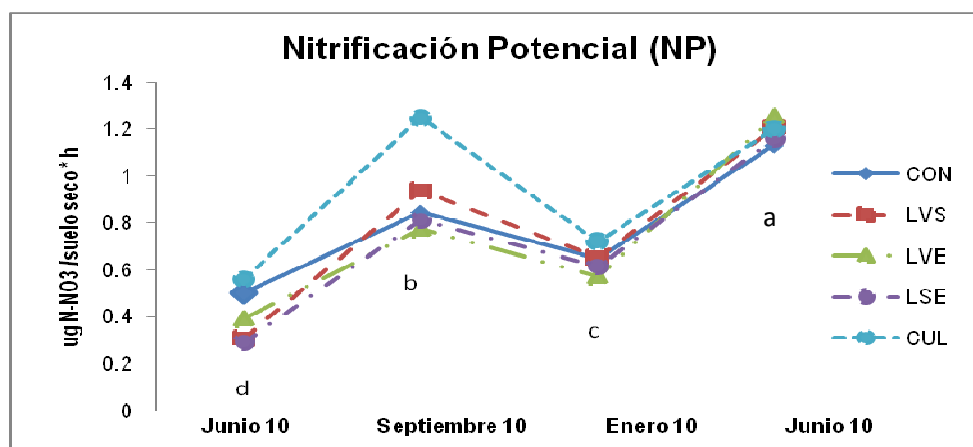


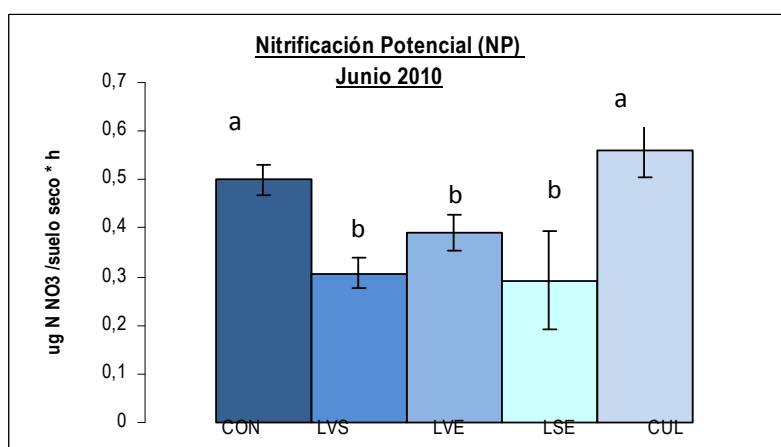
Figura 17 Nitrificación Potencial.

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado.

Los suelos húmedos permiten la difusión de las altas tasas de NH_4^+ hacia zonas donde se encuentran las bacterias nitrificantes (Parker & Schimel 2011; Chen & Stark, 2000 ; Jingguo & Bakken, 1997), sin embargo los altos valores de NH_4^+ presentados en el muestreo de enero 2011 no coinciden con los bajos valores de NP en dicho muestreo. El nivel de aireación, la T° , y la humedad, podrían haber afectado el crecimiento de las poblaciones nitrificantes. Las pérdidas por lavado de nitrato, pueden ser importantes durante las lluvias invernales (Carbonero, 1982) y haber influido de igual manera en la NP, así como la falta de un sustrato necesario para la producción de NO_3^- para las poblaciones nitrificantes.

Se mostró una respuesta significativa entre tratamientos durante el ensayo ($f=12,032$ $p=0,000$) donde el tratamiento bajo suelo cultivado (CUL) presentó los valores más alto de NP. Este resultado coincide con lo presentado en la medición de NBM, donde los suelos cultivados (CUL), presentaron un mayor contenido de N retenido. El tratamiento control no difirió de los demás tratamientos a lo largo de todo el ensayo, indicando esto que, con respecto a la gestión de residuos de cosecha de *L. multiforum* (frescos, secos, enterrados o en superficie) no se aprecia ningún diferencia que afecte la NP medida. De igual manera los resultados observados en respuesta a los tratamientos presentan la misma tendencia del estudio realizado por San Emeterio *et al.* (2008) donde los tratamientos evolucionaron de manera diferente.

La interacción Tratamiento * Fecha (T*F), presentó diferencias significativas para la NP, se observó una respuesta diferente por cada época y tratamiento aplicado ($F=41,333$ $p= 0.000$). En los muestreos de septiembre 2010 y junio 2010, se observaron diferencias significativas entre tratamientos, presentando una mejor respuesta para los suelos cultivados (CUL) con una respuesta más evidente en septiembre 2010 (Figura 18).



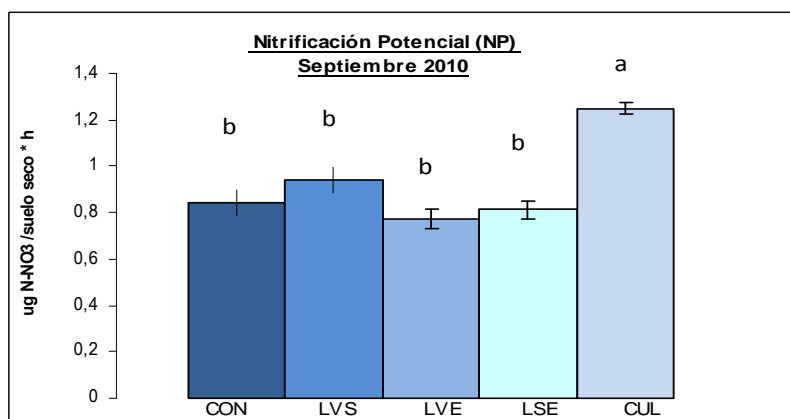


Figura 18. Nitrificación Potencial junio 2010, septiembre 2010.

4.6 Actividades Enzimáticas

Dentro de las actividades enzimáticas medidas se encontraron diferentes respuestas para cada una de las enzimas correspondientes de acuerdo al tratamiento aplicado y al tiempo de muestreo.

Fosfatasa:

Las enzimas hidrolíticas tienen un papel fundamental en la degradación de los residuos vegetales participando en la producción de formas asimilables de los nutrientes. Las fosfatasa y las proteasas juegan un importante rol en los ciclos del P y N, respectivamente (Kang & Freeman, 1999). Sus actividades pueden variar con el tipo de cubierta vegetal y pueden presentar algunas variaciones estacionales (Boerner *et al.*, 2005).

Los resultados indican que no existen diferencias significativas entre las fechas de muestreo ($F=1, 162; p=0.328$), indicando que el factor tiempo no ha sido un punto determinante para el estudio del comportamiento enzimático de la fosfatasa (Figura 19).

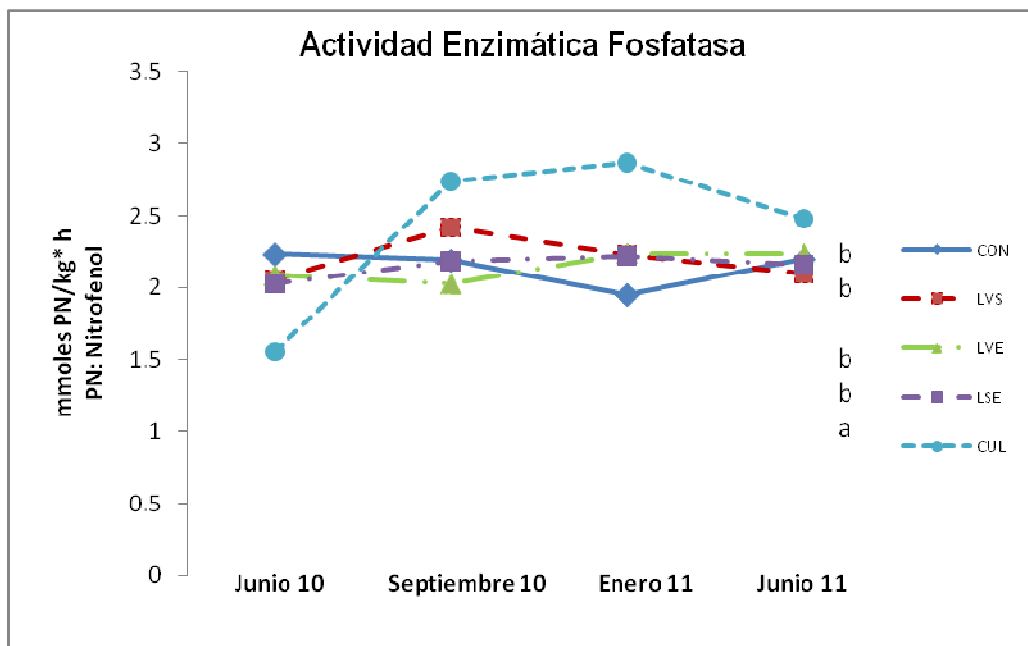


Figura 19. Actividad Enzimática Fosfatasa

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado

Este resultado concuerda con lo indicado por Bi *et al* (1974) donde se establecen que las actividades de la fosfatasa muestran pequeñas variaciones estacionales, mientras que muestran una notable influencia sobre suelos cultivados. Esto determina que existe una alta persistencia de dicha enzima durante largos periodos de tiempo, frente a factores climáticos, que en este caso se presentan como las diferentes estaciones del año a las cuales el estudio fue sometido.

Sin embargo, se determinó la existencia de diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos aplicados ($f=14,110$; $p=0.000$), observando una alta diferencia y mayor proporción de fosfatasa bajo el tratamiento de suelo cultivado (CUL) con respecto a los demás tratamientos que presentaron un comportamiento similar entre ellos (Figura 17). Los resultados concuerdan con otros autores, como Bi *et al* (1974) quien establece que se presenta una mayor influencia de fosfatasa en terrenos cultivados. De igual manera Zibilske & Bradford (2003) demostraron que por efectos del manejo del suelo, cambiara significativamente la actividad de la fosfatasa con respecto a suelos no cultivados, así como Roldan *et al* (2003) que indica que los valores más alto de la enzima fosfatasa son encontrados en los suelos bajo cultivo y aportes de residuos.

La interacción Tratamiento * Fechas (T*F) ($p=0.197$), no fue significativa para el caso de la fosfatasa, indicando que el comportamiento fue similar entre los mismos tratamientos para cada fecha de muestreo, concordando con lo descrito anteriormente.

Ureasa:

En el suelo bajo la acción de la enzima ureasa, la urea es transformada a través del proceso de hidrólisis en dos productos NH_4^+ y CO_3 , y dependiendo de las condiciones ambientales presentes se producen NH_3 , CO_2 y H_2O (Kiss & Simihaian, 2002). Su alto interés se debe a su relación con el ciclo del nitrógeno y por el amplio uso que se le ha dado a la urea como fertilizante nitrogenado en la agricultura (Sastre & Lobo 2003; García *et al*, 1997) ya que el nitrógeno presente, es liberado al suelo en forma inorgánica.

Durante el ensayo, bajo los tratamientos aplicados al contrario de la enzima fosfatasa, no se mostró ninguna diferencia entre ellos, sin deferir del tratamiento control (CON) presentando todos un comportamiento similar ($F=1,292$; $p=0.278$). Sin embargo a diferencia de la enzima Fosfatasa, el factor estacional sí presentó una diferencia significativa entre los muestreos realizados ($F= 14,366$; $p=0.000$). La actividad de la enzima ureasa fue significativa en el mes de junio y septiembre 2010 (Figura 20). Varias investigaciones sugieren que la actividad ureasica varía con la estación y con la vegetación, disminuyendo con la profundidad y estando correlacionada con el contenido de materia orgánica (Franz, 1973; Verdi 1984).

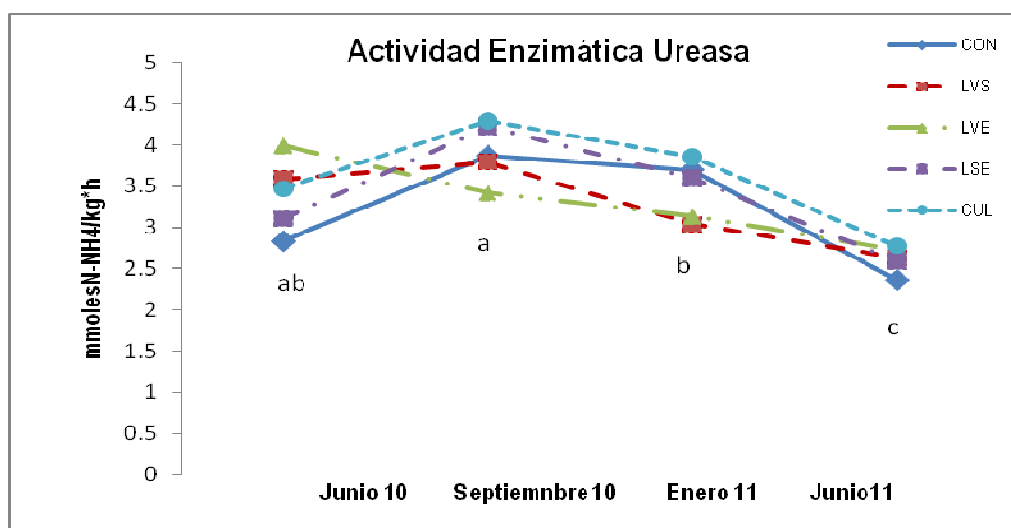


Figura 20. Actividad Enzimática Ureasa.

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado.

Cabe mencionar que únicamente durante la época de verano (junio, julio, agosto) se logró observar un crecimiento de la actividad enzimática que coincide con lo observado por Hernández *et al* (2006) que obtuvo altos valores durante la época de verano. Sin embargo ambos resultados no coinciden con los presentados por Montero *et al.*, (2009). A partir de la fecha de muestreo de septiembre se observa un decrecimiento, probablemente debido a las altas condiciones de humedad prolongadas estarían afectando la actividad de la ureasa, así como la disminución de la materia orgánica.

La interacción Tratamiento * Fechas (T*F) ($f=1,110$; $p=0.361$), no fue significativa para la enzima ureasa, indicando que se presentó un comportamiento similar entre los mismos tratamientos para cada fecha de muestreo.

Amidasa:

La amidasa es la enzima que cataliza la hidrólisis de las amidas produciendo (NH_3^-) y el correspondiente ácido carboxílico (R-COOH). Actúa sobre los enlaces carbono-nitrógeno que unen los péptidos con las amidas lineales (Lizaola *et al.*, 2003) La amidasa perteneciente al grupo de las amidohidrolazas, representa el potencial del suelo para hidrolizar el N orgánico, y poder liberar N inorgánico que pueda ser utilizado por la planta. (Dodor; Tabatabai, 2002). Por dicha razón, la amidasa implicada en el ciclo del nitrógeno, desempeña un papel de fundamental importancia en la liberación de NH_4^+ en el suelo. Previos estudios sugieren que las amidohidrolazas, se consideran factores que limitan la velocidad de la mineralización del N orgánico del suelo (Cantarella & Tabatabai, 1983; Dodor & Tabatabai, 2002) y pueden ser consideradas para predecir el potencial de dicha mineralización. (Dodor & Tabatabai, 2002).

Se observó diferencias significativas entre las fechas de muestreo ($F= 42,218$; $p=0.000$), siendo el muestreo realizado en el mes de enero de 2011, el que aportó las mayores cantidades de amidasa frente a los demás muestreos. (Figura 21). Sin embargo no se mostró ninguna diferencia entre los tratamientos ($F=1,627$ $p=0,173$), ni se presentó ninguna interacción significativa F*T durante el ensayo ($F=0,563$; $p=0,867$).

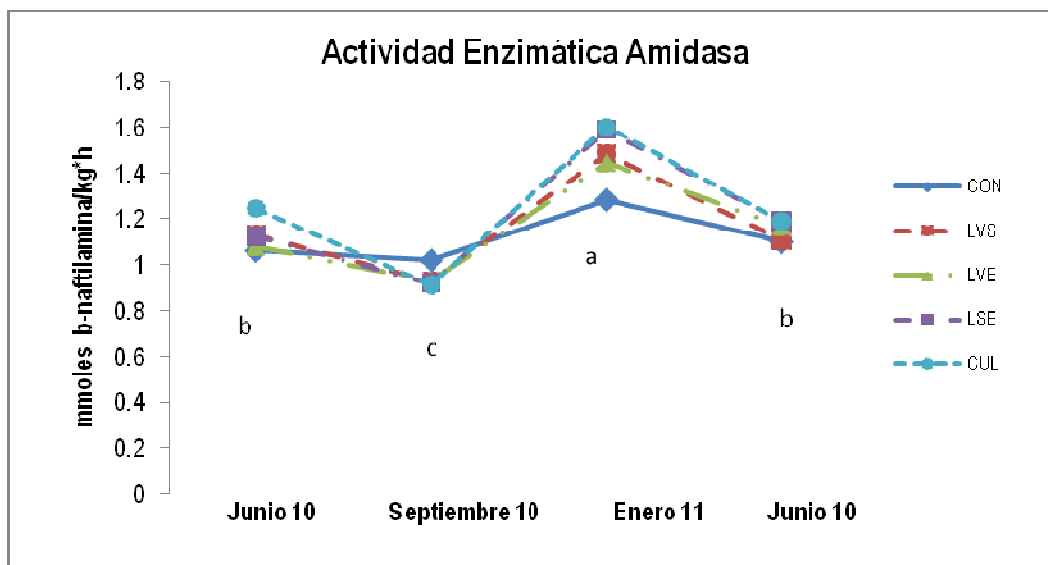


Figura 21. Actividad Enzimática Amidasa.

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado.

A partir de lo proporcionado por el estudio, se puede mencionar que las diferentes gestiones de los residuos de *L. multiflorum* no aportaron ninguna diferencia frente al tratamiento de suelo cultivado (CUL) y control (CON) en los diferentes muestreos. El muestreo de enero de 2011, presentó la mayor diferencia significativa entre fechas de muestreo, las condiciones climáticas (humedad) indujeron a una mayor retención de N en la biomasa microbiana en los meses más desfavorables y a una mayor producción de amidasa, resultando en una mayor producción y liberación de NH_4^+ , que concuerda con los resultados medidos anteriormente en otros factores edáficos.

Los resultados presentados por Dodor & Tabatabai (2002) muestran un mayor incremento de la actividad enzimática con el incremento de N y una mayor proporción de mineralización del N. Hallazgos similares fueron encontrados por Klose & Tabatabai (2002) indicando que el incremento del N, proporciona un incremento de la amidasa como se muestra en el presente ensayo. Sin embargo, Dick *et al* (2008) demostró que la actividad de la ureasa, y amidasa decreció con la aplicación de fertilizantes a base de amonio como fuente de N.

β-Glucosidasa:

La enzima β-Glucosidasa es responsable de la liberación de moléculas de monosacáridos a partir de moléculas orgánicas más complejas como los glucósidos. Esta enzima juega un papel importante en la degradación de los carbohidratos del suelo, proporcionando así sustratos sencillos que pueden ser un aporte de energía inmediato para la actividad microbiana del suelo (Quilchano, 2002).

Los resultados observados muestran diferencias significativas ($F= 15,365$; $p = 0.000$) entre la fecha de muestreo, sin observar diferencias entre los tratamientos aplicados ($F= 0.744$; $p=0.544$).

El comportamiento que presentó la enzima β-Glucosidasa fue de una tendencia al incremento, observándose en el último muestreo las mayores cantidades presentes en el suelo. (Figura 22). Quilchano (2002), observó que la humedad del suelo en la estación favorece la actividad de esta enzima, así como otros estudios (García *et al.*, 1994; Gorres *et al.*, 1998; Barnejee *et al.*, 2000, Quilchano 2002.) establecen que existe una relación positiva entre la humedad edáfica y la actividad enzimática del suelo. De esta manera se observa un incremento de la actividad enzimática a partir del otoño, correspondiendo con el incremento de la humedad edáfica del suelo durante los meses de otoño, invierno y primavera.

Es de mencionar el comportamiento que presentó el tratamiento control (CON), que aunque no presentó alguna diferencia significativa con respecto a los demás, a los tres meses de estudio se observó un descenso drástico, esto puede deberse a la falta de un material como fuente de C (suelo desnudo), ya que fue el único tratamiento con un descenso tan notable.

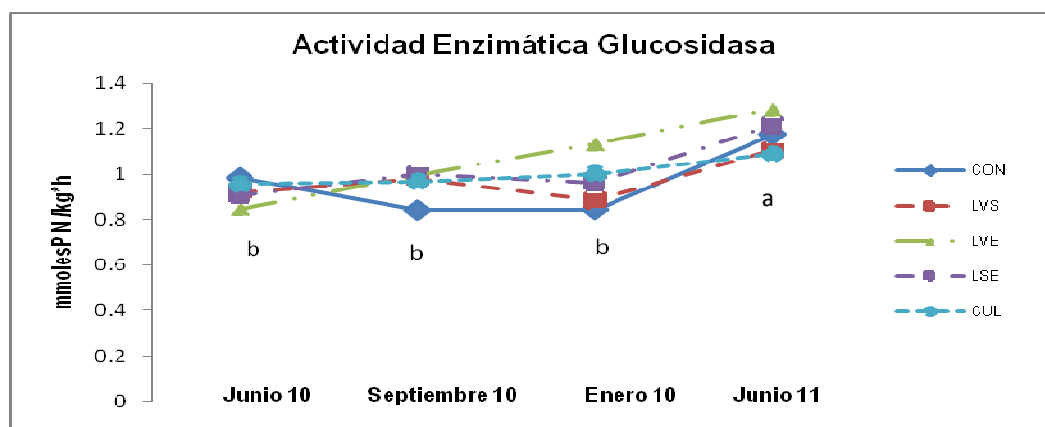


Figura 22. Actividad Enzimática Glucosidasa

*CON : Suelo desnudo, LVS: Suelo residuos verdes superficie, LVE: Suelo residuos verdes enterrados; LSE : Suelo residuos secos enterrados, CUL: Suelo cultivado.

Sin embargo al realizar el análisis de la interacción Fecha * Tratamiento (F*T), no se observó una tendencia significativa en el caso de la enzima β -glucosidasa ($F=1,651$; $p=0,90$).

Las enzimas de suelo como la β -glucosidasa, amidasa y ureasa no se vieron estimuladas por los diferentes tratamientos aplicados, en ninguna se observó diferencias significativas en el manejo de residuos (superficie, enterrado, seco, fresco) del tratamiento control o el suelo cultivado. A excepción de la enzima fosfatasa, que presentó un mayor estímulo bajo el tratamiento de suelo cultivado (CUL).

5. CONCLUSIONES

1. La actividad enzimática del suelo evolucionó de manera similar entre los tratamientos aplicado, respondiendo únicamente a patrones temporales, a excepción de la enzima Fosfatasa que presentó una mayor actividad bajo el tratamiento de suelo cultivado con *L. multiflorum* (CUL) en todo el estudio.
2. El nitrógeno presente en la biomasa microbiana presentó una tendencia a evolucionar positivamente durante el estudio, y fue mayor en los suelos cultivados de *L. multiflorum*. Respecto a la retención de N microbiano los residuos en campo suponen una situación intermedia entre el suelo cultivado y el suelo desnudo.
3. El carbono de la biomasa microbiana tendió a decrecer a medida que los residuos orgánicos fueron degradándose. Se presentó una tendencia significativa bajo el tratamiento de suelo cultivado (CUL), que mostró los valores más altos de C microbiano.
4. La relación C/N en la biomasa microbiana tiende a disminuir progresivamente a lo largo del muestreo, y lo hizo de modo distinto para los diferentes tratamientos.
5. Respecto a la nitrificación potencial (NP), se observó una respuesta significativa a patrones estacionales, que correspondió probablemente a momentos de mayor/ menor desarrollo de poblaciones nitrificantes en función de la temperatura y humedad del suelo. A pesar de ello, los suelos bajo cultivo de *L. multiflorum* presentaron una NP significativamente mayor frente a los demás tratamientos, relacionado con una mayor presencia de N en la biomasa microbiana que permite un mayor proceso de NP. Entre las diferentes gestiones del manejo de residuos no se observó alguna diferencia entre los tratamientos aplicados.
6. El NO_3^- del suelo presentó una disminución paulatina, sin observar alguna diferencia significativa entre tratamientos aplicados, debido a la elevada movilidad que presentan los nitratos y su previsible lavado. Contrariamente el NH_4^+ evolucionó de acuerdo a los patrones estacionales y se relacionó con una mayor actividad de la enzima amidasa, que parece estar relacionada con el estado hídrico del suelo, sin ser esta influenciada por el tipo de tratamiento aplicado.
7. A medio y largo plazo no se comprobó la inhibición de procesos enzimáticos por parte de los diferentes tipos de manejo de residuos de *Lolium multiflorum*, ni se observó efectos del manejo de estos residuos en los principales parámetros relacionados con el ciclo del N.

6. BIBLIOGRAFÍA

1. Acosta, Y & Paolini J. 2006. Dinámica de la Biomasa Microbiana (C y N) en un suelo de la península de Paraguana tratado con residuos orgánicos. *Multiciencias* (en línea). 6(2) pp.180-187. ISSN: 1317-2255 Disponible en: <http://redalyc.uaemex.mx/pdf/904/90460212.pdf>
2. Alvear, M; Urra, C; Huaiquilao, R; Astorga, M; Reyes, F.2007. Actividades biológicas y estabilidad de agregados en un suelo del bosque templado chileno bajo dos etapas sucesionales y cambios estacionales. *J. Soil Sc.Plant Nutr.* 7 (3). 38-50 p. (en línea) Disponible en : http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0718-27912007000300004&script=sci_arttext&lng=en
3. Anaya, A. 1999. Allelopathy as a tool in management of biotic resources in agroecosystems. *Critical Reviews in Plant Science* CRC press LLC. 18 (6) 697-739 p.
4. Andueza, D; Muñoz F; Delgado I. 1999. Valores Nutritivos de Diferentes Variedades de *Lolium sp.* Actas de la XXXIX Reunión Científica de la Sociedad Española para el Estudio de Pastos. 335-339 p.
5. Arauzo, M; Díez J.A.; Hernaiz P. 2003. Estimación de balances hídricos y lixiviación de nitratos en sistemas agrícolas. *Estudios de la zona saturada del suelo.* Vol. VI. 39-45 p
6. Arroyo, A; San Emeterio L; Canals R.M. 2004. Potencial alelopático de *Lolium rigidum* Gaud. en el crecimiento temprano de tres especies de pastos asociados. *Blackwell Publishing Ltd. Grass and Forage Science*, 59. 107-112 p.
7. Badia, D & Alcañiz, JM. 1989. Nitrificación Potencial en Agrosistemas del Ebro Medio. *Opciones Mediterraneennes. Series Seminaires.* 3. 195-198 p. (en línea) Disponible en <http://ressources.ciheam.org/om/pdf/a03/C1000533.pdf>
8. Bi.AC; Ovkshc :Hknskaya, Z. K.; Danchnko N.A (1974): *Pochvovetlenic*, 10: 124-130.
9. Boerner, R; Brinkman JA; Smith A. 2005. Seasonal variations in enzyme activity and organic carbon in soil of a burned and unburned hardwood forest. *Soil Biol. Biochem.* 37: 1419-1426 p.
10. Boccolini , M; Aimetta, B; Lorenzon, C; Cazorla, C; Baigorria, T; Conde, B; Faggioli, V. 2010. Resultados Preliminares sobre el efecto de cultivos de Cobertura la fertilización en propiedades del suelo relacionadas al ciclo del Nitrógeno. XXII Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo. (en línea) Disponible en : <http://www.inta.gov.ar/mjuarez/info/documentos/Suelos/cultcobftrn10.pdf>
11. Bueno, J; Amiama, C; Hernanz, JL. 2006. No tillage drilling of Italian ryegrass (*Lolium multiflorum* L.): Crop residue effects, yields and economic benefits. *Soil and Tillage Research.* 95 (1) 61-68. (en línea). Disponible en : www.sciencedirect.com
12. Canter, L. 1997. Nitrates in Groundwater.. CRS press United States of America. 260 p.

13. Carbonero, P. 1982. Monografía: Química del Suelo y los Fertilizantes. Catedra XVI. Bioquímica y Química Agrícola. Madrid, España. 201 p.
14. Crovetto, C. 1999. Agricultura de conservación: el grano para el hombre, la paja para el suelo. Eumedica, Madrid, 3 ° ed. 306 p.
15. Código de Buenas Prácticas Agrarias de Navarra. 2005. C.B.P.A Navarra. (en línea) 118 p. Disponible en : <http://www.navarra.es/NR/rdoonlyres/829F80F0-9BC4-44ED-86E2-FB0F58B54453/54709/indicebuenas.pdf>
16. Chung M & Miller D. 1995. Allelopathic influence of nine forage grass extracto on germination and seedling growth of Alfalfa. Agron J. 87 (1) 767-772 p.
17. De la Cruz, R. La aleopatía en el manejo de malezas. 1987. Manejo Integrado de Plagas. Aspectos Socioeconomicos (en línea) 6. 36-43 p. Disponible en : <http://web.catie.ac.cr/informacion/rmip/rmip54/indice-a.htm>
18. Delgado R & España M. 2000. Evaluación de la biomasa microbiana por los métodos de fumigación-incubación y fumigación extracción y su relación con la disponibilidad de nitrógeno en suelos de Venezuela. Agronomía Tropical 50 (4). 537-551 p. (en línea) Disponible en : http://sian.inia.gob.ve/repositorio/revistas_ci/Agronomia%20Tropical/at5004/arti/delgado_r.htm
19. Dodor, D.E & Tabatabai, M.A. 2002. Amidohydrolases in soils as affected by cropping systems. Applied Soil Ecology. 24 (1) 73-90. (en línea) Disponible en : www.sciencedirect.com
20. Dick, R.P., Rasmussen, P.E., Kerle, E.A., 1988. Influence of long-term residue management on soil enzyme activities in relation to soil chemical properties of a wheat-fallow system. Biol. Fertil. Soils 6, 159-164.
21. Ferrari J; García F; Echeverría H. Evolución del Carbono y Nitrógeno de la Biomasa Microbiana durante el desarrollo del cultivo de Trigo.1997. Ciencias del Suelo. 15 (1) 64-70. Disponible en : http://www.suelos.org.ar/publicaciones/vol_22n%202/videla_83-91.pdf
22. García, L & Gonzales, P. 1997. Agricultura de Conservación, Fundamentos Agronómicos y Económicos. Asociación Española Laboreo de Conservación/Suelos Vivos (AELC/SV). Tipografía Católica, S.A. España.
23. García-Izquierdo, C., Gil-Sotres, F, Hernández-Fernández, T. y Trasar-Cepeda, C. 2003. Técnicas de Análisis Bioquímicos en suelos: Medida de Actividades Enzimáticas y Biomasa Microbiana. GGHT Ediciones y Mundi-Prensa, España 125-130 p.
24. Giménez Verdu, I. 1984. Efecto Inhibidor de algunos biocidas sobre la Actividad enzimática del Suelo. Bol. Serv. Plagas, 10: 257-298 p. Disponible en : www.marm.es/ministerio/pags/.../pdf_plagas%20FBSVP-10-02-257-298.pdf

25. Gomiero, T; Pimentel, D; Paoletti, MG. 2011. Is there a need for more Sustainable Agriculture? *Critical Reviews in Plants Science*. 30 (1.2). 6-23 p. (en línea) Disponible en: <http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/07352689.2011.553515>
26. Hernández, M; Chocano, C; Melgares de Aguilar, J; Gonzáles, D; García, C. Incidencia de enmiendas orgánicas sobre la calidad del suelo en ciruelo ecológico. VII Congreso SEAE Zaragoza 2006 N° 26.
27. Horwath W.R. & Paul E.A. 1994. Microbial Biomass. *Methods of soil analysis. Part 2 Microbiological and Biochemical Properties*. SSSA. Wisconsin, USA. 753-751 p.
28. Kang, H & Freeman, C. 1999. Phosphatase and arilsulphatase activities in wetland soils: annual variation and controlling factors. *Soil Biol. Biochem.* 31: 449-455 p.
29. Klose S & Tabatabai, MA. 1999. Urease activity of microbial biomass in soils as affected by cropping systems. Springer-Verlag 2000. 31(3), pp. 191-199. Disponible en : <http://www.springerlink.com/content/x709f9ek2vqgnffm/>
30. Kaneko M; Uozumi S; Touno E; Deguchi S. 2011. No till, no herbicide forage soybean (*Glycine max* (L.) Merrill) cropping system with an Italian ryegrass (*Lolium multiflorum* Lam.) living mulch. *Grassland Science* 57 (1) 28-34 p. (en línea). Disponible en: <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1744-697X.2010.00205.x/abstract>
31. Kennedy, A. & Papendick, R. 1995. Microbial characteristics of soil quality. *J. Soil Water Conserv.* 50:243-248 p.
32. Kiss; S & M. Simihaian. 2002. Improving Efficiency of Urea fertilizers by Inhibition of Soil Urease Activity. Kluwer Academic Publishers. The Netherlands. 391 p.
33. Kramberger, B; Gselman, A; Janzekovic, M; Kaligarić M; Bracko, B. 2009. Effects of cover crops on soil mineral nitrogen on the yield and nitrogen content maize. *European Journal of Agronomy*. 31 (1). 103-109. (en línea) Disponible en: www.sciencedirect.com
34. Labrador, J. 1996. La Materia Orgánica en los Agrosistemas. I Edición. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. MultiPrensa. España. 174 p.
35. Lithourgidis, A; Dordas, C; Damalas, C; Vlachostergios, D. 2011. Annual intercrops: an alternative pathway for sustainable agricultura. *Australian Journal of Crop Science*. 5 (4). 396-410 p. (en línea) Disponible en: http://www.cropl.com/anastasios_5_4_2011_396_410.pdf
36. Lizaola, R, Ferrera-Cerrato R, Etchevers J., García N., Rodríguez R, Alcántar; G; Aguilar A. 2003. Enzimas que Trabajan en el Proceso de Vermicompostaje. *Terra*. 21 (1) 73-80 p. (en línea) Disponible en: <http://redalyc.uaemex.mx/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=57321109>

37. Lovett, J. & Jessop R. 1982. Effects of Residues of Crop Plant on Germination and Early Growth of Wheat. *Aust. J.Agric.* 33. 909-916 p. (en línea). Disponible en : http://www.publish.csiro.au/?act=view_file&file_id=AR9820909.pdf
38. McGill, WB; KR Cannon; JA Robertson & FD Cook. 1986. Dynamics of soil microbial biomass and water-soluble organic C in Breton L after 50 years of cropping to two rotations. *J. Soil Sci.* 66: 1-19.
39. Montero F. & Sagardoy M. 2009. Actividad enzimática de ureasa en suelos de Buenos Aires, entre ríos, Cordoba y San fe. (en línea) Disponible en : <http://www.engormix.com/MA-agricultura/foros/articulo-actividad-enzimatica-ureasa-t17081/p0.htm>
40. Moore, JM; Klose S; Tabatabai, MA. 1999. Soil microbial biomass carbon and nitrogen as affected by cropping systems. Springer-Verlag 2000. 31 (3). 200-210 p. (en línea) Disponible en : <http://www.springerlink.com/content/6bx37crcv52kmnc1/>
41. Monreal, C.M., H. Diné, M. Schnitzer, D.S. Gamble and V.O. Biederbeck. 1998. Impact of carbon sequestration on functional indicators of soil quality as influenced by management in sustainable agriculture. p. 435-458. In R. Lal et al. (ed.) *Soil processes and the carbon cycle*. Adv. Soil Sci. Ser. CRC PRESS, Boca Raton, FL.
42. Nannipieri, P. 1984. *Microbial Biomass and Activity Measurement on Soils: Ecological Significance*. M.T.Klug and C.A.Reddy (Eds). American Society for Microbiology. Washington.
43. Nieder, R. & Benbi, DK. 2008. *Carbon and Nitrogen in the Terrestrial Environment*. Springer. Lightning Source. United Kingdom. 415 p.
44. Parker S & Schimel J. 2011. Soil Nitrogen availability and transformations differ between the summer and the growing season in a California grassland. *Applied Soil Ecology.* 48 (1) 185-192. Disponible en : www.sciencedirect.com
45. Phillips, S & Young, H. 1975. *Agricultura sin Laboreo, Labranza Cero*. Editorial Agropecuaria Hemisferio Sur S. R. L., Uruguay. Trad. Marchesi, E.
46. Piñeiro, J; Díaz Díaz N; Pérez, M. 2001. Raigrass Italiano. *Agricultura*, 827. 436-443 p.
47. Pordomingo, A. J., N. A. Romero, A. B. Pordomingo y G. Volpi Lagre. 2004. Evaluación de la producción y la composición nutritiva de ryegrass anual en la region este de la Pampa. Argentina.
48. Rice, E. 1984. *Allelopathy*. II Edición. Academic Press. New York.
49. Ruiz E; Martínez M; García C; Uriarte JA; Antigüedad I. 2005. Degradación de Nitratos del Humedad de Salburua (País Vasco). *Estudios de la Zona No Saturada del Suelo Vol. VII.* 119-124p.
50. Roldan A; Caravaca F; Hernández MT; Garcia C; Sanchez-Brito C; Velasquez M; Tiscareño M. No-tillage, crop residue additions, and legume cover cropping effects on soil quality characteristics under maize in Patzcuaro watershed (Mexico).2003. *Soil & Tillage Research* 72 (1) 65–73 p.(en línea) Disponible en www.sciencedirect.com

51. Quilchano, C.2002. Actividades Biológicas en Suelos Forestales Mediterraneos.149-156 p. (en línea) Disponible en: <http://www.mancomunidadcg.es/iecg/doc/revistas/Almoraima%2027-Articulo%2016.pdf>
52. Saavedra, M; Pastor, M; Castro J; Humanes, M.D. 1998. Implementación y Manejo de Cubiertas Verdes. Agricultura. 218-222 p.
53. San Emeterio L; Mújica, L; Canals, RM. 2010. Efecto del manejo de residuos de *Lolium multiflorum* dejados en campo sobre fauna microbiana y la actividad enzimática del suelo. Depto. Producción Agraria. Universidad Pública de Navarra. España. 1-8 p.
54. Tian Y; Liu J; Wang X; Gao L. 2010. Carbon mineralization in the soils under different cover crops and residue management in an intensive protected vegetable cultivation. Scientia Horticulturae 127 :198-206 p.
55. Vidal I; Etchevers J; Fischer A. 1997. Biomasa Microbiana de un suelo sometido a diferentes manejos de Labranza y Rotación. Agricultura Técnica (Chile) 57 (4). 272-281 p. Disponible en : www.inia.cl/medios/biblioteca/agritec/NR22306.pdf
56. Zagal, E; Rodríguez, N; Vidal, I; Hofmann, G. 2003.Eficiencia en el uso y dinámica del nitrógeno en una rotación con y sin uso de residuos. Agricultura técnica (CHILE) 63 (3) 298-310 p. (en línea). Disponible en : <http://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=1237312>
57. Zibilske, L. & Bradford J. 2003. Tillage effects on phosphorus mineralization and microbial activity. Soil Sci 168: 677-685 p.

7. ANEJOS

Análisis Estadístico SPSS Statistics®

1. Humedad

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Humedad
N		120
Parámetros normales ^{a,b}	Media	,125642
	Desviación típica	,0342575
Diferencias más extremas	Absoluta	,120
	Positiva	,120
	Negativa	-,116
Z de Kolmogorov-Smirnov		1,310
Sig. asintót. (bilateral)		,065

a. La distribución de contraste es la Normal.

b. Se han calculado a partir de los datos.

Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente: Humedad

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	,126 ^a	19	,007	47,439	,000
Intersección	1,894	1	1,894	13582,290	,000
Fecha	,116	3	,039	277,619	,000
Tratamiento	,006	4	,002	11,438	,000
Fecha * Tratamiento	,003	12	,000	1,894	,044
Error	,014	100	,000		
Total	2,034	120			
Total corregida	,140	119			

a. R cuadrado = ,900 (R cuadrado corregida = ,881)

1.1 Fecha de muestreo:

Humedad

DHS de Tukey^{a,b}

Fecha	N	Subconjunto			
		1	2	3	4
2	30	,083733			
1	30		,110733		
4	30			,142233	
3	30				,165867
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,000.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 30,000

b. Alfa = ,05.

1.2 Tratamiento

Humedad

DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto		
		1	2	3
Control	24	,118292		
LSE	24	,119083	,119083	
LVE	24	,124167	,124167	
LVS	24		,128417	
CUL	24			,138250
Sig.		,425	,055	1,000

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,000.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

b. Alfa = ,05.

1.3 Muestreo Junio 2010

Humedad

DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto	
		1	2
CON	6	,099000	
LVE	6	,100500	
LSE	6	,102833	
LVS	6	,113167	,113167
CUL	6		,138167
Sig.		,478	,052

1.4 Muestreo Septiembre 2010

Humedad

DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto	
		1	2
LSE	6	,075167	
Control	6	,078667	,078667
LVE	6	,081500	,081500
LVS	6		,090833
CUL	6		,092500
Sig.		,693	,061

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = 7,11E-005.

- a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000
- b. Alfa = ,05.

1.5 Muestreo Enero 2010

Humedad
DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto	
		1	2
CONTROL	6	,157667	
LSE	6	,159833	
LVS	6	,166167	,166167
LVE	6	,168500	,168500
CUL	6		,177167
Sig.		,170	,159

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = 6,51E-005.

- a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000
- b. Alfa = ,05.

2. Carbono de la Biomasa Microbiana (CBM)

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		BMC
N		139
Parámetros normales ^{a,b}	Media	301,879527
	Desviación típica	118,1951725
Diferencias más extremas	Absoluta	,068
	Positiva	,068
	Negativa	-,058
Z de Kolmogorov-Smirnov		,800
Sig. asintót. (bilateral)		,543

a. La distribución de contraste es la Normal.

b. Se han calculado a partir de los datos.

Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente: BMC

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	1,037E6	19	54566,930	6,869	,000
Intersección	1,080E7	1	1,080E7	1359,511	,000
Fecha	692654,846	3	230884,949	29,063	,000
Tratamiento	100169,753	4	25042,438	3,152	,017
Fecha * Tratamiento	243947,063	12	20328,922	2,559	,005
Error	794441,400	100	7944,414		
Total	1,263E7	120			
Total corregida	1831213,062	119			

a. R cuadrado = ,566 (R cuadrado corregida = ,484)

2.1 Fecha de Muestreo:

BMC

DHS de Tukey^{a,b}

Fecha	N	Subconjunto		
		1	2	3
dia 4	30	184,767728		
dia 3	30		296,023714	
dia 2	30		322,975636	
dia 1	30			396,261767
Sig.		1,000	,646	1,000

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = 7944,414.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 30,000

b. Alfa = ,05.

2.2 Tratamiento

BMC
DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto	
		1	2
Control	24	262,713824	
LVE	24	275,804244	275,804244
LSE	24	296,959331	296,959331
LVS	24	325,037414	325,037414
CUL	24		339,521244
Sig.		,118	,104

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = 7944,414.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

b. Alfa = ,05.

3.3. Interacción Fecha x Tratamiento

Muestreo Junio 2010

BMC
HSD de Tukey^a

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
CON	6	297,807692	
CUL	6	349,197859	349,197859
LVE	6	369,732986	369,732986
LSE	6	438,031764	438,031764
LVS	6		526,538535
Sig.		,256	,093

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000.

3. Nitrógeno en la Biomasa Microbiana (NBM)

Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente:BMN

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	48351,358 ^a	19	2544,808	12,458	,000
Intersección	1065948,803	1	1065948,803	5218,113	,000
Fecha	33038,596	3	11012,865	53,911	,000
Tratamiento	7987,901	4	1996,975	9,776	,000
Fecha * Tratamiento	7324,860	12	610,405	2,988	,001
Error	20427,860	100	204,279		
Total	1134728,022	120			
Total corregida	68779,218	119			

a. R cuadrado = ,703 (R cuadrado corregida = ,647)

3.1 Fecha de Muestreo:

BMN

DHS de Tukey^{a,b}

Fecha	N	Subconjunto		
		1	2	3
2	30	77,516865		
1	30	81,427974		
3	30		98,532397	
4	30			119,519457
Sig.		,715	1,000	1,000

3.2 Tratamiento

BMN
DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto		
		1	2	3
Control	24	83,037467		
LSE	24	91,795976	91,795976	
LVS	24	93,096300	93,096300	
LVE	24		94,949997	
CUL	24			108,366128
Sig.		,114	,940	1,000

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = 204,279.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

3.3 Interacción Fecha x Tratamiento

Muestreo Junio 2010

BMN

HSD de Tukey^a

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
CON	6	64,605817	
LVE	6	70,904890	
LVS	6	82,962445	82,962445
LSE	6	84,381608	84,381608
CUL	6		104,285110
Sig.		,098	,064

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000.

Muestreo Enero 2010

BMN

HSD de Tukey^a

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
CONTROL	6	82,638114	
LVS	6	92,051824	92,051824
LSE	6	97,542095	97,542095
LVE	6		108,674536
CUL	6		111,755416
Sig.		,437	,184

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000.

4. Relación C/ N Microbial

Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente:CN

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	255,356 ^a	19	13,440	11,984	,000
Intersección	1449,825	1	1449,825	1292,795	,000
Fecha	206,037	3	68,679	61,240	,000
Tratamiento	5,709	4	1,427	1,273	,286
Fecha * Tratamiento	43,610	12	3,634	3,241	,001
Error	112,147	100	1,121		
Total	1817,327	120			
Total corregida	367,502	119			

a. R cuadrado = ,695 (R cuadrado corregida = ,637)

4.1 Fecha de Muestreo:

CN

DHS de Tukey^{a,b}

Fecha	N	Subconjunto		
		1	2	3
4	30	1,53013		
3	30		3,07644	
2	30			4,35503
1	30			4,94199
Sig.		1,000	1,000	,146

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = 1,121.

- Usa el tamaño muestral de la media armónica = 30,000
- Alfa = ,05.

4.2 Tratamientos

CN

DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto
		1
CUL	24	3,18207
LVE	24	3,25463
Control	24	3,59211
LSE	24	3,60632
LVS	24	3,74437
Sig.		,357

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = 1,121.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

b. Alfa = ,05.

4.3 Interacción Fecha x Tratamiento

Muestreo Junio 2010

CN

HSD de Tukey^a

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
CUL	6	3,30106	
CON	6	4,59571	4,59571
LSE	6	5,17345	5,17345
LVE	6	5,18062	5,18062
LVS	6		6,45913
Sig.		,116	,121

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000

Muestreo Septiembre 2010

CN

HSD de Tukey^a

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
LVE	6	2,58874	
LVS	6	2,72427	2,72427
LSE	6	2,76707	2,76707
CUL	6	3,24573	3,24573
CONTROL	6		4,05641
Sig.		,677	,084

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000.

5. 1 Nitrificación Potencial

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		NP
N		120
Parámetros normales ^{a,b}	Media	,791349
	Desviación típica	,3307758
Diferencias más extremas	Absoluta	,091
	Positiva	,083
	Negativa	-,091
Z de Kolmogorov-Smirnov		1,001
Sig. asintót. (bilateral)		,269

a. La distribución de contraste es la Normal.

b. Se han calculado a partir de los datos.

Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente:NP

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	11,648 ^a	19	,613	44,669	,000
Intersección	75,148	1	75,148	5475,679	,000
Fecha	10,307	3	3,436	250,329	,000
Tratamiento	,661	4	,165	12,032	,000
Fecha * Tratamiento	,681	12	,057	4,133	,000
Error	1,372	100	,014		
Total	88,168	120			
Total corregida	13,020	119			

a. R cuadrado = ,895 (R cuadrado corregida = ,875)

5.1 Fecha de Muestreo

NP

DHS de Tukey^{a,b}

Fecha	N	Subconjunto			
		1	2	3	4
1	30	,410121			
3	30		,642237		
2	30			,923571	
4	30				1,189468
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,014.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 30,000

b. Alfa = ,05.

5.2 Tratamiento

NP

DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto	
		1	2
LSE	24	,719904	
LVE	24	,746626	
LVS	24	,775863	
Control	24	,781310	
CUL	24		,933042
Sig.		,370	1,000

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,014.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

b. Alfa = ,05.

5.3 Interacción Fecha x Tratamiento

Muestreo Junio 2010

NP

HSD de Tukey^a

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
LSE	6	,292859		
LVS	6	,307307		
LVE	6	,390652	,390652	
CON	6		,499349	,499349
CUL	6			,560438
Sig.		,340	,244	,756

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000.

Muestreo Septiembre 2010

NP
Tukey B^a

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
LSE	6	,772671	1,248841
LSE	6	,811837	
Control	6	,845164	
LVS	6	,939343	
CUL	6		

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000.

6. NH₄⁺

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Raíz Cuadrada (NH ₄ ⁺)
N		120
Parámetros normales ^{a,b}	Media	,7703
	Desviación típica	,35415
Diferencias más extremas	Absoluta	,097
	Positiva	,097
	Negativa	-,049
Z de Kolmogorov-Smirnov		1,060
Sig. asintót. (bilateral)		,211

a. La distribución de contraste es la Normal.

b. Se han calculado a partir de los datos.

Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente: Ramonio

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	5,558 ^a	19	,293	3,123	,000
Intersección	71,197	1	71,197	760,044	,000
Fecha	3,998	3	1,333	14,227	,000
Tratamiento	,145	4	,036	,386	,818
Fecha * Tratamiento	1,415	12	,118	1,259	,255
Error	9,367	100	,094		
Total	86,122	120			
Total corregida	14,925	119			

a. R cuadrado = ,372 (R cuadrado corregida = ,253)

6.1 Fechas de Muestreo

NH₄⁺

DHS de Tukey^{a,b}

Fecha	N	Subconjunto	
		1	2
2	30	,5956	
4	30	,6454	
1	30	,7745	
3	30		1,0655
Sig.		,114	1,000

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,094.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 30,000

b. Alfa = ,05.

6.2 Tratamientos

NH₄⁺
DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto
		1
LVS	24	,7291
Control	24	,7367
LSE	24	,7668
LVE	24	,8010
CUL	24	,8177
Sig.		,854

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,094.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

b. Alfa = ,05.

7. Actividad Enzimática:

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Amidasa	Fosfatasa	Ureasa	Glocosidasa
N		120	120	120	120
Parámetros normales ^{a,b}	Media	1,459010	2,257725	3,331728	,716225
	Desviación típica	,7600197	,3565059	,9023792	,4330465
Diferencias más extremas	Absoluta	,194	,079	,072	,212
	Positiva	,194	,079	,072	,196
	Negativa	-,141	-,042	-,040	-,212
Z de Kolmogorov-Smirnov		2,125	,863	,792	2,321
Sig. asintót. (bilateral)		,000	,446	,558	,000

a. La distribución de contraste es la Normal.

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Amidasa	Fosfatasa	Ureasa	Glocosidasa
N		120	120	120	120
Parámetros normales ^{a,b}	Media	1,459010	2,257725	3,331728	,716225
	Desviación típica	,7600197	,3565059	,9023792	,4330465
Diferencias más extremas	Absoluta	,194	,079	,072	,212
	Positiva	,194	,079	,072	,196
	Negativa	-,141	-,042	-,040	-,212
Z de Kolmogorov-Smirnov		2,125	,863	,792	2,321
Sig. asintót. (bilateral)		,000	,446	,558	,000

a. La distribución de contraste es la Normal.

b. Se han calculado a partir de los datos.

1. Ureasa:

Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente:Ureasa

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	36,930 ^a	19	1,944	3,241	,000
Intersección	1332,050	1	1332,050	2221,184	,000
Fecha	25,846	3	8,615	14,366	,000
Tratamiento	3,099	4	,775	1,292	,278
Fecha * Tratamiento	7,985	12	,665	1,110	,361
Error	59,970	100	,600		
Total	1428,950	120			
Total corregida	96,900	119			

a. R cuadrado = ,381 (R cuadrado corregida = ,264)

1.1 Fecha de Muestreo

Ureasa
DHS de Tukey^{a,b}

Fecha	N	Subconjunto		
		1	2	3
4	30	2,617863		
3	30		3,394164	
1	30		3,396815	3,396815
2	30			3,918073
Sig.		1,000	1,000	,051

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,600.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 30,000

b. Alfa = ,05.

1.2 Tratamiento

Ureasa
DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto
		1
Control	24	3,104654
LVS	24	3,261167
LVE	24	3,316233
LSE	24	3,380366
CUL	24	3,596222
Sig.		,189

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,600.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

Ureasa

DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto
		1
Control	24	3,104654
LVS	24	3,261167
LVE	24	3,316233
LSE	24	3,380366
CUL	24	3,596222
Sig.		,189

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,600.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

b. Alfa = ,05.

Fosfatasa

2.1 Fecha de Muestreo

Fosfatasa

DHS de Tukey^{a,b}

Fecha	N	Subconjunto
		1
1	30	2,187879
4	30	2,233270
3	30	2,299854
2	30	2,309897
Sig.		,376

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,086.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 30,000

b. Alfa = ,05.

2.2 Tratamiento

Fosfatasa
DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto	
		1	2
Control	24	2,141877	
LSE	24	2,145853	
LVE	24	2,146420	
LVS	24	2,197019	
CUL	24		2,657456
Sig.		,966	1,000

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,086.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

3.1 Muestreo Junio 10

Fosfatasa

HSD de Tukey^a

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
LSE	6	2,027368	
LVS	6	2,051055	
LVE	6	2,085799	
CON	6	2,231672	2,231672
CUL	6		2,543502
Sig.		,368	,063

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000.

Muestreo Septiembre 2010

Fosfatsa

Tukey B^a

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
LSE	6	2,023964	
LSE	6	2,183678	
Control	6	2,189528	
LVS	6	2,414959	2,414959
CUL	6		2,737353

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000.

Muestreo Enero 2011

Fosfatasa

HSD de Tukey^a

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
CONTROL	6	1,947617	
LSE	6	2,217453	2,217453
LVS	6	2,226371	2,226371
LVE	6	2,238190	2,238190
CUL	6		2,869638
Sig.		,737	,074

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 6,000.

3. Amidasa (Corregidos)

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Raiz Cuadrada amidasa
N		120
Parámetros normales ^{a,b}	Media	1,175809
	Desviación típica	,2777133
Diferencias más extremas	Absoluta	,145
	Positiva	,145
	Negativa	-,094
Z de Kolmogorov-Smirnov		1,592
Sig. asintót. (bilateral)		,013

a. La distribución de contraste es la Normal.

b. Se han calculado a partir de los datos.

3.1 Fecha de Muestreo:

Amidasa

DHS de Tukey^{a,b}

Fecha	N	Subconjunto		
		1	2	3
2	30	,933479		
1	30		1,128036	
4	30		1,149959	
3	30			1,491764
Sig.		1,000	,972	1,000

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,038.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 30,000

b. Alfa = ,05.

3.2 Tratamiento

Amidasa

DHS de Tukey^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto
		1
Control	24	1,126228
LVE	24	1,135489
LVS	24	1,171526
LSE	24	1,192616
CUL	24	1,253187
Sig.		,171

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,038.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

b. Alfa = ,05.

4. Glucosidasa (Corregidos)

Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente: Glucosidasa

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	2,405 ^a	19	,127	3,632	,000
Intersección	117,499	1	117,499	3371,507	,000
Fecha	1,606	3	,535	15,365	,000
Tratamiento	,108	4	,027	,774	,544
Fecha * Tratamiento	,691	12	,058	1,651	,090
Error	3,485	100	,035		
Total	123,389	120			
Total corregida	5,890	119			

a. R cuadrado = ,408 (R cuadrado corregida = ,296)

4.1 Fecha de Muestreo

Glucosidasa

Tukey B^{a,b}

Fecha	N	Subconjunto	
		1	2
3	30	,8900	
1	30	,9245	
2	30	,9580	
4	30		1,1855

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,035.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 30,000

b. Alfa = ,05.

4.2 Tratamiento

Glicosidasa

Tukey B^{a,b}

Tratamiento	N	Subconjunto
		1
LSE	24	,9462
LVS	24	,9734
Control	24	,9887
CUL	24	1,0034
LVE	24	1,0360

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,035.

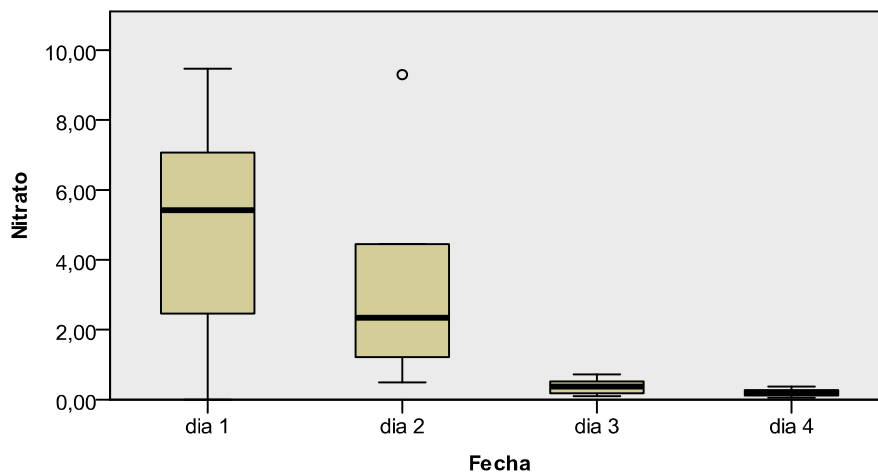
a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 24,000

b. Alfa = ,05.

8. NO₃⁻

Fecha de muestreo:

Prueba de Kruskal-Wallis para muestras independientes

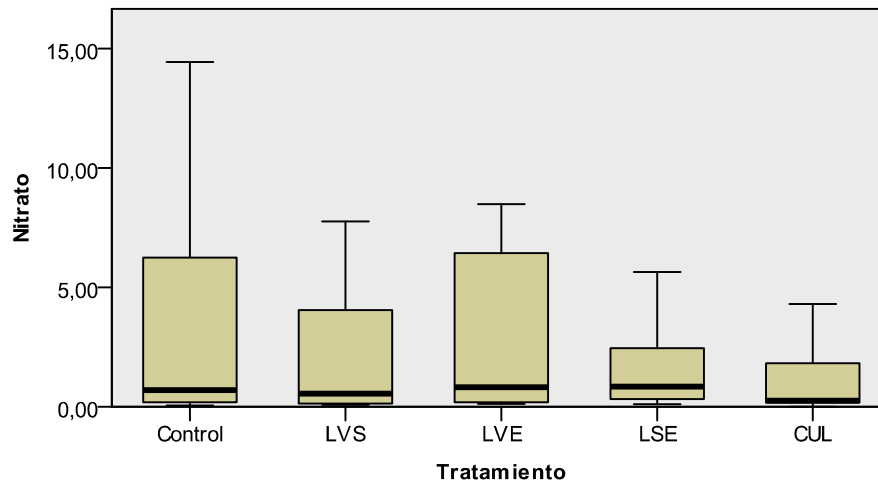


N total	120
Estadístico de contraste	65,344
Grados de libertad	3
Significación asintótica (prueba bilateral)	,000

1. Las estadísticas de prueba se ajustan para empates.

Tratamiento :

Prueba de Kruskal-Wallis para muestras independientes



N total	120
Estadístico de contraste	5,485
Grados de libertad	4
Significación asintótica (prueba bilateral)	,241

1. Las estadísticas de prueba se ajustan para empates.