

**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA
UNAN – LEON**

**FACULTAD DE CIENCIAS
CARRERA DE INGENIERÍA EN AGROECOLOGÍA TROPICAL**



**EFFECTO DEL CULTIVO DE LEGUMINOSAS, SOBRE EL SUELO DE LA FINCA LA
MAJADA (LECHECUAGOS, LEÓN), 2003.**

AUTOR:

Br. LENIN ANTONIO ROMERO SALAZAR.

Previo para optar al título de ingeniero en agroecología tropical

TUTORES:

Dra. XIOMARA CASTILLO.

MSc. PATRICIA CASTILLO.

León, Noviembre del 2004.

INDICE GENERAL

INDICE DE GRÁFICOS.....	i
INDICE DE TABLAS.....	ii
AGRADECIMIENTO.....	iii
DEDICATORIA.....	iv
RESUMEN.....	1
I. INTRODUCCIÓN.....	2-3
II. OBJETIVOS.....	4
2.1 Objetivo General.....	4
2.2 Objetivos Específicos.....	4
III. HIPÓTESIS.....	5
IV. MARCO TEÓRICO.....	6
4.1 Características Generales de las Leguminosas.....	6-9
4.2 Características de las leguminosas de estudio.....	9-13
4.3 Características de las bacterias <i>Rhizobium</i>	13
4.4 Proceso de Fijación Biológica de Nitrógeno (FBN).....	14
4.4.1 Diferentes enfoques para mejorar la fijación biológica de Nitrógeno en ecosistemas.....	14-15
4.5 Efecto de las leguminosas en el suelo.....	16
4.6 Manejo agronómico de las leguminosas.....	16-17
4.7 Hábito de crecimiento.....	17
4.8 Integración de las leguminosas en sistemas de cultivos.....	17-18
4.9 Poder germinativo y longevidad de la semilla.....	18
4.10 Capacidad de fijar nitrógeno según tipos de leguminosas.....	19
4.11 Efecto de la aplicación de nitrógeno al suelo sobre las leguminosas.....	19-20
4.12 Generalidades de algunas características físico-químicas del suelo.....	20
4.12.1 Conductividad Eléctrica (CE).....	20
4.12.2 Densidad Aparente (DA).....	20-21
4.12.3 Densidad Real (DR).....	21
4.12.4 Materia Orgánica (MO).....	21-22
4.12.5 Nitrógeno (N).....	22-26
4.12.6 Fósforo (P).....	26-29
4.12.7 Cationes Básicos: K, Na, Mg, Ca.....	29-31
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	32-37
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	38-48
VII. CONCLUSIONES.....	49-50
VIII. RECOMENDACIONES.....	51
IX. BIBLIOGRAFÍA.....	
X. ANEXOS.....	

INDICE DE GRÁFICOS

GRÁFICO 1. Croquis del área de estudio y puntos de muestreo antes de la incorporación.	34
GRÁFICO 2. Descripción del área útil de cada parcela y puntos de extracción de las muestras para el análisis posterior del suelo.....	34
GRÁFICO 3. Vista frontal del área de estudio (forma de la cañada).....	35
GRÁFICO 4. Vista de un nódulo activo y las raíces de una planta con nódulos.....	47
GRÁFICO 5. Efecto de la producción de biomasa fresca en relación a la producción de nódulos para el tratamiento Alacín-30.....	48

INDICE DE TABLAS

TABLA 1. Composición química del tejido en estado de floración y formación de Vainas de: <i>Vigna radiata</i>	10
TABLA 2. Composición química del tejido en estado de floración y formación de Vainas de: <i>Vigna unguiculata</i>	12
TABLA 3. Descripción de los tratamientos.....	33
TABLA 4. Métodos de análisis.....	37
TABLA 5. Resultados del análisis químico del suelo antes del uso de leguminosas... .	38
TABLA 6. Resultados del análisis químico del suelo después de la incorporación de las leguminosas.....	39
TABLA 7. Aporte de nutrientes al suelo en dependencia de la densidad y especie de leguminosa.....	42
TABLA 8. Biomasa fresca obtenida en cada tratamiento.....	43
TABLA 9. Biomasa seca obtenida en cada tratamiento.....	44
TABLA 10. Densidad de plantas establecidas y obtenidas en dependencia de los tratamientos.....	45
TABLA 11. Promedio de nódulos por planta y su relación con la efectividad de fijación de nitrógeno.....	46

ANEXOS

TABLA 12. Tabla para la interpretación del análisis de suelo.	
TABLA 13. Tabla usada para evaluar los niveles de pH en el suelo.	
TABLA 14. Hoja de muestreo usada para las variables número de nódulos, biomasa fresca y seca.	
TABLA 15. Datos promedios del aporte de biomasa fresca y seca en dependencia de los tratamientos (n = 25).	
TABLA 16. Datos totales del aporte de biomasa fresca y seca en dependencia de los tratamientos (n = 25).	
TABLA 17. Altura, número de nudos y hojas promedio de las plantas de los cuatro tratamientos (n = 25).	
TABLA 18. Resultados del análisis de varianza (T-Test) para biomasa fresca.	
TABLA 19. Resultados del análisis de varianza (T-Test) para biomasa seca.	
TABLA 20. Resultados del análisis de varianza (T-Test) para la producción de nódulos.	
TABLA 21. Resultados del análisis de estadística descriptiva para variables continuas realizado a Biomasa-F y Biomasa-S.	
TABLA 22. Resultados del análisis de regresión entre las variables número de nódulos Vs Biomasa fresca.	

AGRADECIMIENTO

Agradezco a **Dios**, por haberme brindado la fuerza y sabiduría necesaria para lograr todas mis metas, guiándome por el camino correcto, y sobre todo por impedir que todos mis errores tuviesen consecuencias lamentables. Por permitirle a mis padres hacer para mí este sueño una realidad.

A mis padres **María Salazar y Cristóbal Romero**, por haber trabajado incesantemente para que esto fuera posible sin importar que tanto tuvieran que sacrificar, especialmente a mi madre por ser muy condescendiente conmigo, por su comprensión y apoyo total.

A mis tutoras, **MSc. Patricia Castillo** y especialmente a **Dra. Xiomara Castillo**, por ofrecer tanto empeño y dedicación para que este trabajo refleje calidad y profesionalismo. Sus esfuerzos por hacer de mis compañeros y yo excelentes profesionales son objeto de admiración. Agradezco además, su amistad que tiene un valor invaluable.

A mis tíos, **Angel Alfonso Mendoza y Otilio Romero**, porque siempre se mostraron muy interesados y orgullosos por mis avances académicos, su apoyo moral y afecto sincero son muy importantes para mí.

A mis amigos, **Ceferino Vivas y Analda Méndez**, productores de la comarca Lechecuagos, donde además de realizar mis prácticas profesionales, realice mi trabajo de investigación. Ambos, junto a sus hijos me brindaron su tiempo, trabajo y sobre todo su amistad que permitieron la culminación de mi tesis con éxito.

A todo el claustro de **Docentes** de la carrera de **Agroecología** y demás profesores que colaboraron con mi formación profesional. Asimismo, a todos aquellos que a pesar de no impartir clases realizan una labor importante y necesaria que permite el buen funcionamiento de este proceso de formación profesional.

A mi compañero **Francisco Vargas**, por haberme ayudado en muchas ocasiones y finalmente a un gran amigo **Juan Carlos Hernández**.

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a mis padres **María Salazar y Cristóbal Romero**, por ser los promotores e impulsores de todos mis éxitos. A mi padre, que siempre deseó tener la satisfacción de que sus hijos fueran profesionales. A mi madre, que merece más que nadie que sus esfuerzos sean retribuidos, siendo este logro el inicio de mi propósito.

A mis tutoras, **MSc. Patricia Castillo y Dra. Xiomara Castillo**, porque sus esfuerzos las convierten en personas dignas de merecer esto y más.

A mi tío, **Angel Alfonso Mendoza**, quien siempre se preocupó por mí, ayudándome y animándome a seguir adelante; me enseñó que la mayor aspiración de un hombre debe ser la continua superación en todos los sentidos, trabajando por ser mejor cada día.

A mi hermana, **Helen Romero**, por apoyarme en todo y compartir conmigo los momentos más importantes.

A mi novia, **Darlyng Yessenia Velásquez**, por estar pendiente del avance de mi trabajo, animándome siempre a dedicarle más tiempo.

Finalmente, a una gran amiga, **María Teresa Soto**, ya que sus consejos fueron piezas claves en la mayoría de mis decisiones de carácter personal.

Br. Lenin Antonio Romero Salazar

RESUMEN

La fijación biológica de nitrógeno de las leguminosas es una alternativa para la nutrición nitrogenada de las plantas. Las leguminosas son fuentes baratas de nitrógeno, ya que lo producen aprovechando la energía solar sin consumir recursos no renovables. El uso de leguminosas como abonos verdes provee a los suelos de muchos beneficios. El objetivo de esta investigación consiste en evaluar el efecto de dos especies de leguminosas sobre el contenido de nutrientes en el suelo, a través de la comparación de las condiciones químicas del suelo antes y después de la incorporación del abono verde, así como determinar la producción de biomasa de las plantas y la formación de nódulos en sus raíces. Para ello se eligieron dos especies de leguminosas: *Vigna radiata* (Mungo) y *Vigna unguiculata* (Alacín), las cuales fueron sometidas a tratamientos que consisten en una densidad de siembra y una especie de leguminosa, se evaluaron dos densidades de siembra para cada especie: 30 y 50 cm entre surcos; 3 y 5 cm entre plantas para *V. radiata* y 5 y 10 cm entre plantas para *V. unguiculata*. Se realizaron muestreos de suelo antes y después del uso de leguminosas para determinar el contenido de Nitrógeno, Fósforo, Potasio, Materia Orgánica y Conductividad Eléctrica, además de muestreos en 25 plantas de cada tratamiento a las cuales se les determinó biomasa fresca y seca, producción de nódulos, altura, número de nudos y hojas y el porcentaje de nódulos activos durante el muestreo. Se obtuvieron los siguientes resultados: **1.** En el contenido de nutrientes se mostró un marcado incremento principalmente en Fósforo de **200 %** y de la Materia Orgánica desde **0** hasta **2.7 %**; asimismo, el Nitrógeno incrementó desde **0.03 %** hasta **0.10 %** en promedio de los tratamientos. En cambio el Potasio disminuyó en un **35 %** y más aún la Conductividad Eléctrica con un **91 %**. **2.** El aporte de Biomasa fresca fue mayor en Alacín-30 (**1.73 kg/m²**) y menor en Mungo-50 (**0.79 Kg/m²**). **3.** La producción de nódulos fue mayor en Alacín-30 (**41 nódulos**) y menor en Mungo-30 (**13 nódulos**). En conclusión la especie que mayores beneficios provee al suelo a través de su incorporación como abono verde es Alacín sembrado a 30 cm entre surcos y 5 cm entre plantas. Es recomendable realizar nuevos estudios sobre el tema haciendo análisis de suelo a los 15, 30 y 45 días después de la incorporación del abono verde, bajo estas condiciones de estudio y con otras especies de leguminosas para comparar resultados. Usar estas especies en la agricultura de modo que se puedan aprovechar correctamente sus beneficios evitando las pérdidas de nutrientes en el tiempo.

I. INTRODUCCIÓN

El interés en la fijación biológica de nitrógeno mediante las leguminosas se había perdido por el uso de fertilizantes químicos. Actualmente, dado al alto costo de estos, las **Leguminosas** están ganando importancia, reemplazando en parte la fertilización química, debido a su potencial como fuentes baratas de nitrógeno, ya que estas lo fijan aprovechando la simbiosis con las bacterias *Rhizobium*. Las leguminosas como abonos verdes han adquirido un papel importante en los sistemas de agricultura orgánica y sostenible en todo el mundo, introduciéndolas en las prácticas de conservación de suelo evitando a largo plazo la degradación de los mismos. El uso de leguminosas dentro del sistema de producción agrícola es de una amplia gama, se pueden integrar mediante su siembra en la rotación para la cosecha de granos, como cultivos forrajeros, abono verde, cultivos en relevo, en asociación con cultivos anuales, intercaladas con cultivos perennes, como cultivos en callejones y en barbecho mejorado (Binder, 1997). Todas estas alternativas tienen como propósito fundamental proteger los suelos de la degradación y mejorar sus condiciones de fertilidad.

La necesidad de implementar algunas de las prácticas antes citadas, en la comarca **Lechecuagos** surge con el propósito de restablecer la fertilidad y las óptimas condiciones agronómicas de los suelos agrícolas de ésta comarca, ya que la capacidad productiva de los suelos disminuye consecuentemente por el efecto erosivo de los fenómenos naturales y el mal manejo de este recurso.

Cabe mencionar que los pobladores de Lechecuagos y muchos nicaragüenses, han experimentado y sufrido las consecuencias de las erupciones volcánicas desde los siglos pasados. En años recientes las erupciones del **Cerro Negro**, especialmente en los años 1968, 1971, y 1992 provocaron grandes pérdidas en la agricultura, muerte del ganado, colapso de las viviendas y desalojo de la población rural afectada, sin mencionar el martirio impuesto por el volcán a los habitantes de la ciudad de León, donde cayeron espesas lluvias de cenizas acarreadas por los vientos. Pese al daño temporal que causan las erupciones, los volcanes benefician a la región circundante con las cenizas que fertilizan los suelos donde caen (Enciclopedia de Nicaragua). Los cambios que este fenómeno provocó en algunas características de los suelos de estudio, como aumento el contenido de arena, aumento de la temperatura del suelo, alta tasa de descomposición de la materia orgánica, alta tasa de evaporación de agua superficial, etc, facilitó la degradación de los mismos. Considerando además las características topográficas (pendientes del 20 %) de la zona, influyen marcadamente en este proceso de degradación,

por las grandes escorrentías que se forman con las altas precipitaciones y con ello el arrastre de las partículas de suelos y materia orgánica a las partes más bajas.

El presente estudio está dirigido a contribuir en la generación de información específica sobre el uso de leguminosas como abonos verdes en sistemas agrícolas en la zona de Lechecuagos. Las especies que utilizaremos son: *Vigna unguiculata* y *Vigna radiata*. El propósito fundamental de su utilización consiste en evaluar el efecto de estas especies sobre el contenido de nutrientes en el suelo, comparando algunas condiciones químicas antes y después de su incorporación.

Se considera que la incorporación de estas leguminosas como abonos verdes, aumentan el contenido de nutrientes en el suelo. Según Binder (1997), la mayoría de las leguminosas usadas como abonos verdes, ayudan a proteger el suelo reduciendo la erosión, fijando el nitrógeno atmosférico al suelo y aumentando el contenido de nutrientes a través de su incorporación.

Datos cualitativos específicos sobre los beneficios que proporcionan a los suelos las especies en estudio, y bajo las condiciones edáficas y climáticas de la zona de Lechecuagos no están disponibles y es por ello la importancia de generar información local con la presente investigación.

II. OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GENERAL

- Evaluar el efecto de dos especies de leguminosas sobre el contenido de nutrientes en el suelo.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Comparar las condiciones químicas del suelo antes y después de la incorporación del abono verde.
- Determinar la producción de biomasa de las leguminosas, antes de su incorporación al suelo.
- Comparar la formación de nódulos a diferentes densidades de siembra del abono verde.

III. HIPÓTESIS

La incorporación de las leguminosas (*Vigna unguiculata* y *Vigna radiata*) a diferentes densidades de siembra en el suelo, aumenta el contenido de nutrientes.

IV. MARCO TEÓRICO

El abono verde (AV) se cultiva con el propósito específico de mejorar el suelo y a menudo se escogen las leguminosas por su capacidad de fijar nitrógeno, controlar la erosión causada por el agua y el viento, además de aumentar la materia orgánica del suelo (Soule 1987. citado por Meja & Bucardo, 1998). Los abonos verdes están constituidos por la masa verde de las plantas, la cual se incorpora en el suelo con el fin de enriquecerlo de sustancias nutritivas principalmente nitrógeno y de mejorar su régimen de agua, aireación y temperatura.

Un buen abono verde debe proporcionar de 20 a 50 t / ha de biomasa con un contenido de materia seca de 10 a 15 %. Al incorporar este material al suelo, los resultados que se esperan dependerán de las condiciones climáticas de la región y del grado de erosión que presente el suelo (Morales, 1996. citado por Meja & Bucardo, 1998). Las leguminosas se utilizan comúnmente como abonos verdes porque aumentan las reservas de N del suelo. Sin embargo sólo se desarrollan de forma adecuada y fijan N suficiente si el suelo contiene una reserva adecuada de Ca, fosfatos y K (Arzola et al, 1981. citado por Meja & Bucardo, 1998).

4.1 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS LEGUMINOSAS

La utilización de los abonos verdes constituye una práctica muy antigua en la agricultura. Su empleo hasta los años 50, antes de la introducción de los agroquímicos, estaba muy difundido en los sistemas de producción agrícola.

a) Taxonómicas:

La familia de las leguminosas se divide en tres subfamilias: *Mimosoidea*, *Caesalpinoideae*, y *Faboideae* (sinónimo: *Papilionoideae*).

Casi todas las leguminosas tropicales son plantas de vida corta, o sea, florecen cuando el fotoperíodo es de 10 – 13 horas (*Glycine*, *Canavalia*, *Vigna*, *Mucuna*, *Cajanus*, *Lablab*, *Centrosema*, *Desmodium*, etc.). Las plantas de día corto reaccionan a la disminución de la duración de luz entrando a floración, aunque no hayan terminado su ciclo vegetativo. Las especies de los géneros *Arachis*, *Phaseolus* y *Macroptilium* no reaccionan a la variación del número de horas de luz y pueden ser referidas al grupo de plantas neutrales al fotoperíodo.

La floración, la producción de semillas y la actividad fijadora de las bacterias están directamente ligadas a la fotosíntesis y exigen una alta iluminación. La mayoría de las leguminosas no toleran mucha sombra; en condiciones naturales son escasas en las asociaciones vegetales compactas, densas, bajo el follaje de otras plantas y en ambientes con poca luz. Calopo (*Calopogonium mucunoides*), kudzu, *centrosema spp.* y *Vigna unguiculata*, son especies tolerantes a la sombra. Otras especies desarrollan guías largas y trepan agresivamente en otras plantas para alcanzar la luz (frijol terciopelo - *Mucuna pruriens*).

Las leguminosas son angiospermas que pertenecen al orden de los Rosales (según el sistema de Engler y/o Bentham y Hooker). La familia de las leguminosas ha existido desde el periodo cretácico (hace más de 60 millones de años) y es extremadamente diversificada cerca de 650 géneros de los cuales 400 son nativos en las Américas y 18,000 especies, entre ellas numerosos árboles, arbustos, plantas herbáceas y plantas cultivadas que suministran parte de la dieta humana. La amplia variabilidad taxonómica de las leguminosas se refleja en una distribución cosmopolita. Se encuentran desde climas cálidos hasta fríos y desde la zona ecuatorial hasta las latitudes cerca de los polos.

b) Botánicas:

- Raíces por lo general pivotantes y profundas; existen especies con raíces superficiales y en algunos casos la raíz se convierte en carnosa y funciona como órgano de reserva de sustancias alimenticias y agua.
- La mayoría de las especies tienen nódulos radicales o en el tallo, donde se albergan bacterias fijadoras de nitrógeno atmosférico.
- Hojas por lo general compuestas, pinnadas o trifoliadas, raras veces simples, alternas y estipuladas.
- Tallo herbáceos o leñosos, erecto (forma arbustiva), rastrero o trepador; estos últimos pueden ser volubles, es decir, que se enroscan sobre soportes, o trepan por medio de zarcillos foliares o del tallo.
- Inflorescencia axilar o terminal, en racimos, panículas, espigas o glomérulos, o solitarias.
- Flores generalmente hermafroditas, zigomorfas, raramente actinomorfas; corola y cáliz con 5 partes.
- El fruto es una legumbre (vaina), dehiscente por una o las dos suturas, ocasionalmente indehiscente. A veces el fruto es un lomento compuesto por varios segmentos.
- Semillas generalmente sin endospermo o con poco endospermo.

c) Interacción con otros organismos para la fijación biológica de nitrógeno (la simbiosis).

Una simbiosis es la interacción obligatoria y dependiente entre dos especies, de la cual ambas se benefician mutuamente (mutualismo).

La simbiosis fijadora de nitrógeno se basa en la asociación de bacterias del género *Rhizobium* con las plantas de la familia de las leguminosas. Las leguminosas suministran energía en forma de productos de la fotosíntesis a las bacterias y las bacterias proporcionan a las plantas el nitrógeno que fijan del aire. La asociación provoca la formación de un nuevo órgano, el nódulo, que generalmente se localiza en las raíces de las plantas. Es en el nódulo donde se lleva a cabo la fijación de nitrógeno atmosférico.

Las leguminosas son de importancia decisiva para el equilibrio de la naturaleza, por el hecho de convertir el nitrógeno gaseoso del aire en amonio, una forma soluble de nitrógeno, el cual puede aprovechar la planta. A nivel mundial, aun hoy en día, las leguminosas cultivadas aportan a los suelos mayor cantidad de nitrógeno que los fertilizantes minerales.

La nodulación de las leguminosas es un fenómeno frecuente, aunque algunas especies no pueden ser infectadas por los *Rhizobium*, y por tanto, no fijan nitrógeno. Las especies de la subfamilia *Mimosoidea* y *Faboideae* son, sin excepción, simbióticas, mientras que solo el 35% de las especies de la subfamilia *Caesalpinoideae* pueden formar nódulos. La fijación de nitrógeno no es un factor obligatorio para la nutrición de las leguminosas. En efecto, pueden alimentarse de nitrógeno de dos formas diferentes:

1. Por fijación del nitrógeno atmosférico que penetra a través del suelo hasta los nódulos, donde es reducido a amoníaco mediante una enzima denominada nitrogenasa, de la que disponen las bacterias *Rhizobium*. Este amoníaco es transformado luego en amonio, para producir aminoácidos y proteínas, ya sea en las bacterias o en la planta huésped.
2. Por absorción del nitrógeno del suelo en forma de nitrato y amonio a través de las raíces. Si no existen nódulos radicales o si son ineficientes, la planta tiene que satisfacer sus necesidades de nitrógeno recurriendo al contenido en el suelo.

Ambos mecanismos funcionan en la mayoría de los cultivos de leguminosas. Para economizar el nitrógeno del suelo y los fertilizantes, es importante tratar de maximizar la proporción de nitrógeno fijado y minimizar la proporción de nitrógeno absorbido. Desafortunadamente cuando la planta dispone

de las dos fuentes de nitrógenos, atmosférico y nitrato, opta por el nitrato que puede utilizar con mayor facilidad que el nitrógeno del aire. En este caso, la fijación se reduce y las plantas pueden agotar las reservas de nitrógeno del suelo. En todos los casos, se estima que a menudo un 20-30% del nitrógeno total de la leguminosa proviene del suelo.

Si se cosecha la planta entera, ocurrirá una pérdida del nitrógeno del suelo igual a la cantidad extraída. Si se dejan las raíces, la pérdida será insignificante. En este caso extraer los granos únicamente, habrá en general una ganancia neta de nitrógeno en el suelo, aunque la mayoría del que se obtuvo de la atmósfera, será exportado con el grano. Si se deja la leguminosa en el suelo como un cultivo de abono verde, la ganancia neta será igual a la cantidad de nitrógeno que la planta fija del aire con la ayuda de las bacterias *Rhizobium*.

4.2 CARACTERÍSTICAS DE LAS LEGUMINOSAS DE ESTUDIO

a) *Vigna radiata* (L.) Wilczek (frijol Mungo).

Sinónimos: *Phaseolus radiatus* L ; *P. Aureus* Roxb.

Nombres comunes: Mungo: frijol chino.

Origen: la India y Asia Central (Pakistán).

Descripción: Altura de 50-80 cm; raíces pivotantes y fibrosas; tallos hasta de 80 cm de largo, delgados, estriados, cubiertos de pelos de color castaño; hojas trifoliadas, folios anchos, finos, ovados, folíolo central triangular, 6-8 cm de largo, pecíolos cortos; inflorescencia en racimos axilares con 10-20 flores de las cuales se abren 5-8 flores amarillas, 1 cm de largo; fruto cilíndrico, delgado, algo recurvado, de 6-8 cm de largo, indehiscente, veloso en estado tierno con pelos sedosos, desparramados y caedizos; semillas de 10-12, 3.5 mm de largo, casi esféricas, con tegumentos estriados, de color verdoso a verde dorado.

Ecología: la planta se desarrolla a temperaturas de 20-40° C, óptimo de 28-30° C; con una precipitación promedio anual de 0-1325 o bien de 0-1850 mm. Es tolerante a la sequía y la sombra, tolera ligeramente la inundación, no tolera la quema. Se adapta bien a casi todos los suelos con pH de 5.0-7.0 (óptimo de 6.0 - 6.6), en suelos de textura franco a arcillo-arenosa, no tolera salinidad.

Fisiología: es una planta neutral al fotoperíodo, el desarrollo inicial es rápido y el crecimiento productivo es alto.

Ciclo: Su ciclo es de 70-130 días, la maduración es muy desuniforme, se hacen 3-4 cosechas.

Rendimiento: de 4 -15 hasta 30 qq/mz. La composición de la semilla en porcentaje es de 11.9 de humedad, 21.5 proteínas, 0.9 grasas, 4.5 fibra, 3.3 ceniza. Las semillas son ricas en hierro y vitaminas del complejo B; no es tóxico ya que el grano está exento de glucósidos y alcaloides.

Utilización: tiene gran utilidad; los granos verdes pueden ser consumidos como verdura, los granos secos, cosidos en sopas, caldos etc; las semillas germinadas, conocidas como gérmenes de soya, son ricas en vitaminas y se aprovechan en ensaladas; la harina de las semillas se emplea para fideos, queso artificial y gelatinas. En la agricultura sirven como: monocultivo para granos, abono verde en rotación con arroz, algodón, ajonjolí, sorgo, etc; intercalado o como cobertura en caña y henequén, asociado a cereales y gramíneas, además, como forraje para el ganado a través de la fabricación de heno y ensilaje.

La siembra es apropiada en sistemas de cultivo con un barbecho de 2-3 meses. Se puede usar como cultivo trampa para mosca blanca (*Bemisia tabaci*) y el gusano cogollero (*Spodoptera spp*). Los rastrojos se aprovechan para la alimentación animal. Esta leguminosa es un buen contribuyente del suelo, incrementa el contenido de nitrógeno desde **100** hasta **530 lbs/mz/año**; sin embargo, reduce un poco la erosión y controla moderadamente las hierbas invasoras.

Siembra: peso de 1000 semillas de 33 - 66 gr. Se siembra al voleo (90-120 lbs/mz) o en surcos; para abono verde y cobertura: de 30-50 cm de distancia entre surcos y 20 semillas / m lineal (30-60 lbs / mz); asociado: 20-25 lbs / mz. Profundidad de siembra de 2-4 cm.

Rendimiento: es capaz de producir de 60-80 qq / mz de materia seca.

Tabla 1. Composición química del tejido en estado de floración y formación de vainas de: *Vigna radiata*. (Binder, 1997).

Caracterización de la muestra.	Nutrientes (en % de materia seca)						Relación C/N
	N	P	K	Ca	Mg	C	
70 días, Brasil.	2.09	0.21	4.94	1.48	0.75	52.47	25.10
50 días, Nicaragua.	2.01	0.40	2.34	----	----	----	
60 días, Nicaragua.	1.52	0.20	1.57	1.50	0.87	----	

Plagas.

En el follaje: *Spodoptera spp.*, *Ceratomyxa ruficornis*, *Diabrotica balteata*, *Empoasca kraemeri*, *Aphis craccivora*, *Bemisia tabaci*, saltamontes.

En los órganos reproductivos: *Maruca testulalis*, *Nezara viridula*, *Thyantha perditor*, *Apion godmani*.

Enfermedades.

En las partes aéreas: *Ascochyta sp.*, *Cercospora sp.*, *Colletotrichum lindemuthianum*, *Erysiphe poyigoni*, *Oidium sp.*, *Phytophthora spp.*, *Pseudomonas syringae pv.*

En las raíces: *Fusarium sp.*, *Rhizoctonia solani*, *Esclerotium rolfsii*.

Nemátodos: *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchus reniformis*. (Brinder, 1997).

b) Vigna unguiculata (L.) Walp.

Sinónimos: *V. sinensis* (L.) Savi ex Hassk.: *V. catjang* (Barn) Walp

Nombres comunes: caupí, frijol Alacín, frijol de vara: pizul, frijol vaca; frijol lombriz; frijol varilla.

Origen: África central o la India.

Descripción: Altura 20-60 cm; raíces pivotantes; tallos glabros, poco ramificados; hojas trifoliadas, foliolos aovados a lanceolados, folio terminal de mayor tamaño que los laterales que son oblicuos, puntiagudos, 4-15 X 6-8 cm, de color verde oscuro, pilosos, pecíolos 2.5-12.5 cm de largo; inflorescencia en racimos axilares sobre pedúnculos de 15-30 cm de largo, con flores apretadas en el ápice del pedúnculo, de toda la inflorescencia sólo 3-4 flores se convierten en vainas; flores blancas, amarillentas o azul violeta, hasta 3 cm de largo; fruto cilíndrico, colgante, recto o ligeramente curvado, comprimido sobre la semilla, con pergamino, liso, deiscente, 10-30 X 1 cm; semilla 5-10, de forma variable, con superficie arrugada o lisa, 4-8 X 3-4 mm de color blanco, amarillo, púrpura, pardo, negro o mateado.

Ecología: la planta se desarrolla a temperaturas de 13-28° C, óptimo de 20-28 ° C. Con una precipitación anual de 400-2000 mm, con un óptimo de 750-1000 mm. A una altura de 0-1500 msnm, con un óptimo de 0-800 msnm. La planta es tolerante a la sequía y a la sombra, tolera ligeramente la inundación y resiste la quema. Se adapta a casi todos los suelos, incluso los más pobres de poca profundidad y de bajos contenido de fósforo; a un pH de 4.3-7.9 (Opt. 4.8-7.5); textura arenosa a arcillo-arenosa. No tolera suelos salinos.

Fisiología: planta de día corto; hay variedades neutrales al fotoperíodo. En las variedades arbustivas, la floración es determinada y la maduración uniforme, en las variedades rastreras y enredaderas la floración es indeterminada y la maduración no uniforme, encontrándose en una misma planta flores y

vainas maduras. En este caso se tiene que hacer 3-4 cosechas. El desarrollo inicial es rápido, el crecimiento productivo es alto.

Ciclo: De 60-150 días según variedad.

Rendimiento de semilla: 12.5-15 (hasta 45) qq/Mz.

Composición de la semilla en %: humedad 9.0, proteínas 18.9, grasa 1.5, fibra 3.2, ceniza 3.6.

Toxicidad: los granos tienen una ligera toxicidad, contienen sustancias que bloquean la tripsina y la quimotripsina, por lo tanto requiere cocción.

Varietades: existen cientos de variedades, que se agrupan según la forma de las vainas y semillas o por un ciclo vegetativo: variedades precoces (60-80 días), semitardías (80-120 días) y tardías (120-150 días). Las variedades precoces y algunas semitardías tienen un porte erecto, mientras que la mayoría de las variedades semitardías y las tardías son enredaderas y tienen vainas especialmente largas.

Utilización: en la alimentación humana, se utilizan los granos secos y vainas verdes como verdura, así como la semilla germinada. Además se puede intercalar o como cobertura en yuca y caña, asociado con maíz, sorgo, algodón, maní y arroz; y como alimentación para el ganado a través del pastoreo. También se siembra en relevo con maíz o sorgo y como cobertura en cultivos perennes, antes de que el cultivo principal domine el campo. Es cultivo trampa para *Meloidogyne spp.* y mosca blanca. Como cultivo forrajero se puede asociar con maíz, sorgo o *Sorghum sudanense*. Los rastrojos se usan para toda clase de ganado.

Siembra: peso de mil semillas: 115-300 gr. Se siembra al voleo (de 70-150 Lbs/Mz), o en surcos; para abono verde y cobertura: 40 cm de distancia entre surcos y 20 semillas por metro lineal (de 90-120 Lbs/MZ); asociado: 40-60 lbs/Mz. Profundidad de siembra: 3-4 cm.

Rendimiento: produce de 80-125 qq/mz de materia seca. En 4-5 meses.

Tabla 2. Composición química del tejido en estado de floración y formación de vainas de: *Vigna unguiculata*. (Binder, 1997).

Caracterización de la muestra.	Nutrientes (en % de materia seca).						Relación C/N
	N	P	K	Ca	Mg	C	
75 días, Brasil.	2.62	0.20	2.82	0.93	0.28	45.42	17.33
50 días, Nicaragua.	2.54	0.67	2.66	----	----	----	
70 días, Nicaragua.	1.69	0.24	1.54	4.18	0.70	----	

Plagas:

En el follaje: *Spodoptera exigua*, *Estigmene acreae*, *Trichoplusia ni*, *Eliothis spp.* , *Lamprosema indicata*, *Epilachna varivestis*, *Diabrotica balteata*, *Cerotoma ruficornis*, *altica sp.*, etc.

Enfermedades:

En las partes aéreas: *Ascochyta phaseolorum*, *Cercospora canescens*, *Colletotrichum lindemutianum*, *Erysiphe poligoni*, etc. y algunos nemátodos del orden *Meloidogyne*.

A pesar de los posibles ataques de plagas, enfermedades, virus y nemátodos, normalmente no es necesario efectuar un control.

Potencial como planta forrajera: como forraje verde es excelente, después de acostumbrarse el ganado, el caupí es muy palatable. El corte se hace al inicio de la floración, es decir, a los 60-90 días, a una altura de 15 cm, proporciona un heno muy bueno, pero el espesor de los tallos dificulta la henificación. Las semillas se pueden emplear como pienso concentrado para el ganado bovino.

4.3 CARACTERÍSTICAS DE LAS BACTERIAS *RHIZOBIUM* (MICROSIMBIONTES)

Son bacterias gramnegativas, aerobias y su temperatura óptima de crecimiento se encuentra entre 25 y 30°C, si bien soportan temperaturas entre 3 y 33°C. Su hábitat natural es el suelo. Ahí pueden sobrevivir en estado libre, separados de las plantas huéspedes, en forma saprófitas. Donde han existido leguminosas huésped, las bacterias persisten, sin embargo, disminuye, si las condiciones edáficas y climáticas se vuelven desfavorables. Como fuente de carbono los *Rhizobium* utilizan diferentes tipos de azúcares (pentosas, hexosas); Como fuente de nitrógeno puede usar nitrato o amonio del suelo. El nitrógeno molecular solo no es suficiente para lograr la multiplicación de las bacterias.

En el estado de vida libre en el suelo las bacterias *Rhizobium* son pequeñas células en forma de bastoncitos que tienen movilidad propia por medio de flagelos periféricos. En los nódulos de las raíces pierden la movilidad, se vuelven más grandes y se convierten en células asociadas e irregulares denominadas bacteroides. En este estado son capaces de fijar el nitrógeno molecular, pero han perdido la habilidad para vivir por sí mismas de forma saprófitas.

4.4 PROCESO DE FIJACIÓN BIOLÓGICA DE NITRÓGENO (FBN).

Las bacterias realizan la FBN con ayuda de la enzima nitrogenasa. Ésta contiene hierro y molibdeno como metales encargados del transporte de electrones, necesarios en la reducción del nitrógeno molecular a amoníaco. Los nódulos respiran tres veces más que las raíces. Necesitan oxígeno para la respiración, mientras que la nitrogenasa es un agente reductor. La leghemoglobina es un pigmento rozado muy parecido a la hemoglobina animal que regula la cantidad de oxígeno para que no sea excesiva (con lo que se darían procesos de oxidación en el nódulo) y no interfiera en la reducción del nitrógeno molecular. El color rozado de la leghemoglobina oxigenada es un indicador visual de que la fijación está ocurriendo en los nódulos. El procesamiento del nitrógeno atmosférico por las bacterias requiere mucha energía (2-15 ATP para 1 mol de N₂). Los *Rhizobium* obtienen esta energía a partir de la absorción y oxidación de carbohidratos, productos de la fotosíntesis de las leguminosas (Binder, 1997).

Otro punto interesante en este contexto es la FBN en asociaciones de cultivos. Pineda et al. (1994), demostraron en la región Cajamarca, Perú, que en la asociación maíz/frijol el rendimiento del frijol aumentó solamente en 10 % en el promedio de cinco cepas de *Rhizobium* y 10 ensayos realizados, al mismo tiempo que el rendimiento del maíz se incrementó en 83 %. Existen muchos indicios de que la asociación con otras plantas estimula la FBN por el sistema leguminosa *Rhizobium*, ya que la competencia por el N del suelo obliga a la leguminosa a adquirir un mayor porcentaje de este nutriente de la atmósfera (Van Noordwijk & Dommergues, 1990; Hardarson, 1993).

4.4.1 DIFERENTES ENFOQUES PARA MEJORAR LA FIJACIÓN BIOLÓGICA DE NITRÓGENO EN ECOSISTEMAS

1. Incremento del porcentaje de leguminosas.
2. Selección de cepas de *Rhizobium* para variedades específicas.
3. Mejoramiento de la disponibilidad de P, Mo y Fe.
4. Selección de leguminosas productivas, noduladoras eficientes, resistentes y adaptadas a condiciones adversas.
5. Aumento de MO del suelo (humedad, condiciones físicas, etc.)
6. Encalado de suelos ácidos.
7. Co-inoculación de diferentes microorganismos (*Micorrizas*, *Rhizobium*, *Azospirillum*, *Pseudomonas*, etc.)

8. Mejoramiento de las técnicas de producción, conservación e inoculación de *Rhizobium* (Benzing, 2001).

Los *Rhizobium* generalmente están presentes en el suelo y comienzan a multiplicarse en la rizosfera de una leguminosa cuando germina la semilla. Esta multiplicación en la inmediata proximidad de los pelos absorbentes de la raíz ocurre con gran intensidad, a consecuencia de las excreciones de material genético y sustancias estimulantes de crecimiento. Fuera de la rizosfera, los *Rhizobium* se reproducen de forma mucho más lenta. La proliferación de los *Rhizobium* a su vez produce un encurvamiento de los pelos absorbentes, debido a una serie de secreciones hormonales del tipo de las auxinas. En el punto donde los pelos se rizan, las bacterias penetran en las células y se alinean en forma de un cordón o hilo que luego se ramifica. El cordón de infección formado por las bacterias induce la división de las células de la corteza, liberándose así los *Rhizobium* del hilo de infección en los tejidos corticales de la raíz y multiplicándose en el citoplasma de dichas células. Como consecuencia de esta proliferación de bacterias, la célula huésped se ve estimulada a una activa división, pasando los *Rhizobium* a las células hijas de las sucesivas divisiones. Este proceso produce un abultamiento en la raíz que constituye el nódulo.

Cada nódulo corresponde a una raicilla modificada y tiene el carácter de un órgano de cinco elementos. Presenta un meristemo de pequeñas células no infectadas por los *Rhizobium*, una zona de degeneración de tinte rojo por leghemoglobina, la zona de degradación de tinte verde, también sin actividad de fijación, y los vasos que suministran los carbohidratos y exportan el nitrógeno fijado.

La vida de un nódulo generalmente es corta. En las leguminosas anuales dura algo menos que la propia planta. En las perennes se renueva de una estación a otra. La nodulación se inicia en el momento de brotar la primera hoja verdadera de la planta. En la floración se produce la lisis de los bacteroides y la leghemoglobina se degrada. La destrucción del nódulo comienza por la dispersión de las bacterias a los espacios intercelulares; el material de reserva acumulado en los nódulos es transportado hacia las semillas; posteriormente, los bacteroides se liberan en el suelo por la desintegración del nódulo viejo.

Cuando los nódulos degeneran, pierden su tinte rojo y se produce un ennegrecimiento general de todos los tejidos; las superficies se arrugan y los tejidos pulposos se ablandan. Es en esta fase, cuando los nódulos se desprenden de las raíces por el estrecho punto de inserción en ellas.

4.5 EFECTO DE LAS LEGUMINOSAS EN EL SUELO

a) Efecto nematicida.

Las leguminosas poseen una mayor variedad de toxinas que cualquier otra familia de plantas, tales como flavonoides (p.e. rotenona), alcaloides (L-dopa), aminoácidos no proteínicos y proteínas poco comunes. Estas toxinas se encuentran en hojas, vainas, semillas, y raíces. La mayoría de estos metabolitos influyen en la nutrición, adaptación, competencia, distribución, estímulo y supresión de hierbas invasoras, insectos y fitopatógenos en el suelo.

El uso de algunas leguminosas es eficaz en la reducción del daño causado por nemátodos fitoparásitos. El efecto nocivo de los nemátodos es, posiblemente, debido a la liberación de diferentes ácidos y sustancias aleloquímicas, como lecitinas solubles (p.e. maní forrajeros), de los tejidos y raíces, que influyen sobre las poblaciones del suelo.

b) Efecto alelopático.

La exudación radical de aleloquímicos puede inhibir el crecimiento de otras especies. Por ejemplo, frijol terciopelo y canavalia han demostrado efectos supresores en el coyolillo (*Cyperus rotundus*). Asimismo, *Crotolaria juncea* es efectiva ante diversas hierbas invasoras.

4.6 MANEJO AGRONÓMICO DE LAS LEGUMINOSAS

Las leguminosas crecen bien en suelos neutros a moderadamente ácidos. Algunas especies prosperan también en suelos ácidos y son tolerantes a altas concentraciones de aluminio (Al) y manganeso (Mn) y al bajo contenido de fósforo (P) entre estas tenemos: variedades de caupi, dólicus, maní forrajero (*arachis pintoi*), estilosantes (*Stylosanthes guianensis*), centrosema (*Centrosema spp*) y otras.

En suelos pesados, es decir, de textura arcillosa, la mayoría de las leguminosas tropicales no prosperan por falta de oxígeno (O₂) y alta humedad en el suelo, mientras que otras no se adaptan a suelos arenosos. Hay una serie de leguminosas que tienen pocos requerimientos en cuanto a la fertilidad del suelo. Gandul, frijol terciopelo, dólicus y otras se desarrollan bien en suelos pobres y se pueden utilizar para recuperar suelos degradados. Al contrario, la soya y el frijol común (*Phaseolus spp*) exigen una buena disponibilidad de nutrientes y una buena estructura del suelo para producir rendimientos aceptables.

Por su simbiosis con las bacterias *Rhizobium*, las leguminosas son capaces de fijar nitrógeno. Por ende, a pesar del elevado contenido de nitrógeno en las hojas y granos, el requerimiento de este elemento para las leguminosas es pequeño, debido a que gran parte del nitrógeno necesario lo reciben como resultado de la actividad de las bacterias fijadoras. El nitrógeno del suelo sólo lo consumen durante los primeros 15-25 días de desarrollo, hasta que la formación de nódulos en las raíces permite a las bacterias fijadoras desarrollarse.

La mayoría de las leguminosas necesitan mucho fósforo en el suelo, en comparación con los cereales. Sin embargo, las leguminosas aprovechan el contenido de fósforo del suelo con mayor facilidad que otras plantas, ya que sus raíces producen un elevado grado de acidez, disolviendo de ésta manera formas insolubles del fósforo. Además, lo asimilan mejor, debido a su mayor superficie de absorción radicular.

4.7 HÁBITO DE CRECIMIENTO

Se distinguen dos leguminosas, con crecimiento determinado e indeterminado. En la terminología botánica las palabras “determinado” o “indeterminado” se refieren al hecho de que el eje principal termina en una flor o capullo, o no. Si el tallo principal produce una inflorescencia terminal, la planta detiene su crecimiento vegetativo y de ésta manera no compite la fase vegetativa con la reproductiva. Si el hábito de crecimiento es indeterminado, coincide la floración y fructificación con el continuo crecimiento vegetativo y nuevas inflorescencias axilares.

Las diferencias en el hábito de crecimiento influyen en el rendimiento. Las especies y variedades de crecimiento indeterminado tienen un potencial más alto de rendimiento. Por otro lado las variedades de crecimiento determinado son más precoces que las de crecimiento indeterminado.

4.8 INTEGRACIÓN DE LAS LEGUMINOSAS EN SISTEMAS DE CULTIVOS

Las plantas no pueden crecer sin nitrógeno. Aunque este elemento abunda en la atmósfera, representando el 78% del aire atmosférico, es el factor limitante entre los nutrientes para el crecimiento vegetal. Las plantas mismas no pueden absorber el nitrógeno molecular del aire. La única vía racional para introducir el nitrógeno molecular en el suelo y que esté disponible para las plantas, es la fijación de nitrógeno a través de las bacterias *Rhizobium* y algunos otros microorganismos que disponen de la

enzima nitrogenasa, esta ventaja permite integrar a las leguminosas en los sistemas de cultivos de diversas maneras:

- a) Como abono verde:** Es la práctica que consiste en incorporar al suelo plantas verdes, vivas, ricas en agua y proteínas y con poco contenido de lignina. Esto se hace con la finalidad de preservar o restaurar la producción de las tierras agrícolas, ya que los abonos verdes funcionan como fuente de nutrientes y materia orgánica.
- b) Cultivos precedentes:** Es la siembra del abono verde como cultivo principal.
- c) Cultivos en relevo:** La época del abono verde se solapa con el inicio o final de otro cultivo.
- d) Intercalado con cultivos perennes:** Es la siembra simultánea de leguminosas en plantaciones de cultivos perennes (frutales, café, cacao, palma africana).
- e) Cultivo asociados a cultivos anuales:** Es la siembra de leguminosas de granos o de cobertura asociadas a un cultivo de granos básicos, p.e. maíz- fríjol o maíz- fríjol terciopelo (*Mucuna pruriens*).
- f) Barbecho mejorado:** En terrenos que ya no son productivos, se siembran los abonos verdes para agregar materia orgánica y nutriente al suelo y, a la vez, para proteger el terreno contra la erosión.
- g) Cultivo en callejón:** Se siembran arbustos o árboles en hileras de 4 a 8 metros de distancia, asociadas con un cultivo. El material vegetal que se aplica al suelo son las hojas y ramas delgadas provenientes de la poda de los arbustos o árboles.
- h) Barreras vivas de especies de leguminosas arbóreas:** Se siembran arbustos o árboles leguminosos en contorno en terrenos con pendientes para que sus raíces amaren el suelo y formen una barrera contra la erosión. Las hojas provenientes de la poda se utilizan como abono verde.

4.9 PODER GERMINATIVO Y LONGEVIDAD DE LA SEMILLA

El poder germinativo es alto (85-95% en leguminosas de granos). En cuanto a la longevidad de las semillas, las leguminosas son probablemente el grupo botánico más notable, siendo algunas especies capaces de mantener su poder germinativo durante 50 años. La duración más usual es de 3-8 años, aunque algunas especies mejoradas como la soya pierden su poder germinativo en semanas.

4.10 CAPACIDAD DE FIJAR NITRÓGENO SEGÚN TIPOS DE LEGUMINOSAS

El factor limitante para la fijación de nitrógeno de una simbiosis eficiente es la energía en forma de carbohidratos proporcionados por la planta a las bacterias *Rhizobium*. La cantidad de carbohidratos disponibles para ser utilizados como fuente de energía, tanto por la planta como por las bacterias, depende de la asimilación de CO₂ y actividad fotosintética de las plantas, es decir, de su tasa de crecimiento. Así, pues, las leguminosas con mayor crecimiento fijan mayor cantidad de nitrógeno. Usualmente por cada 1000 Kg/ha de materia seca producida se fijan entre 20 y 30 Kg/ha de nitrógeno. En la capacidad de fijación, en definitiva, incluyen el ciclo de vida de la especie (las leguminosas perennes tienen mayor capacidad que las leguminosas anuales), el ciclo de vegetación (las variedades de ciclo largo, con floración tardía y escalonada, son mejores que las variedades de ciclo corto) y el hábito de crecimiento de las plantas (las trepadoras fijan más que las rastreras y estas a su vez más que las arbustivas).

Los primeros veinte días después de la siembra todavía no hay fijación de nitrógeno. En este período las bacterias y las plantas compiten por el nitrógeno del suelo. Después de los 20 días empieza la actividad de fijación, llegando a su máximo al inicio de la floración. Posteriormente los *Rhizobium* compiten con las flores y frutos de las leguminosas por el suministro de energía, saliendo favorecidos los órganos reproductivos, que constituye un “receptáculo” más cercano de las hojas “fuente”. Por lo tanto, en esta etapa, la actividad de las bacterias disminuye por falta de energía. La mejor época para revisar los nódulos es el pico de la floración.

4.11 EFECTO DE LA APLICACIÓN DE NITRÓGENO AL SUELO SOBRE LAS LEGUMINOSAS

La capacidad de fijación de nitrógeno cede a causa de algunas fuentes externas de nitrógeno fácilmente asimilable. Este fenómeno ocurre cuando se fertilizan las leguminosas con nitrógeno mineral. La reducción de la cantidad de nódulos, del tamaño y de la actividad de la fijación de nitrógeno es proporcional al aumento de la concentración de iones de nitrato y amonio en el suelo, debido a que estos bloquean la síntesis de nitrogenasa y repercuten negativamente en la actividad enzimática. Por consiguiente, queda impedida la fijación del nitrógeno atmosférico y, más tarde, las bacterias mueren.

Además, un alto nivel de nitrógeno en el suelo puede obstaculizar el rizado de los pelos absorbentes de las raíces, reduciéndose así las posibilidades de infección. Niveles muy bajos de nitrógeno en el suelo pueden reducir o retardar la fijación de nitrógeno, debido al desarrollo lento de las plántulas en los primeros 20 días.

4.12 GENERALIDADES DE ALGUNAS CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS DEL SUELO

4.12.1 Conductividad Eléctrica (CE)

Los principales constituyentes de las sales comunes en los suelos son Calcio, Magnesio, Sodio y Potasio, como cationes unidos a los iones sulfatos, cloruros, bicarbonatos y en ocasiones nitratos. También se encuentran en ciertas condiciones algunos otros como Litio, Boro y metales pesados.

El agua es un conductor muy pobre de la electricidad, pero cuando tiene sales disueltas puede conducirla en proporción directa a la cantidad de sales presentes. Por esta razón la Conductividad Eléctrica del extracto de saturación (CEe), es un indicador muy útil de la salinidad del suelo. La CE de las soluciones acuosas salinas aumenta a medida que aumenta la temperatura, aprox. 2 % por cada °C. (Amézquita & Navas, 1989).

4.12.2 Densidad Aparente (DA)

La Densidad Aparente (DA) conocida también como densidad de volumen (densidad bulk), se refiere a la relación entre el peso y la unidad de volumen de una masa de suelo, incluyendo su espacio poroso. Por esta razón la DA es útil para el cálculo de la porosidad total del suelo y para convertir porcentaje de agua en peso a porcentaje en volumen. La DA está íntimamente relacionada con otras propiedades físicas como textura, estructura, retención y movimiento de agua y color específico. Un valor alto en la DA es índice del grado de compactación del suelo, y por tanto de la dificultad para la penetración y desarrollo del sistema radicular (Amézquita & Navas, 1989).

La DA es un parámetro útil en la génesis y clasificación de los suelos; así por ejemplo, para los suelos Andesoles, se estiman valores entre 0,4 – 0,8 gr/cm³ (Sánchez 1981). Mientras que otros autores

estiman la DA para estos suelos entre 1.3 – 1.8 gr/cm³ (Millar, et. al 1980). Esta característica también es utilizada para los cálculos de las láminas de riego.

4.12.3 Densidad Real (DR)

La Densidad Real (DR) o de partículas se refiere a la relación de peso por unidad de volumen de los sólidos del suelo sin tener en cuenta el espacio poroso. Esta característica guarda relación con la composición mineralógica y el contenido de materia orgánica del suelo.

Dentro de la fracción mineral se presentan variaciones desde cerca de 2 g/cm³ para arcillas hidratadas y hasta valores cercanos a 5 g/cm³ para óxidos de hierro. Para los minerales más comunes del suelo, se acepta un valor promedio de 2.65 g/cm³. Los compuestos orgánicos poseen DR próxima a 0.5 g/cm³, por lo tanto, a medida que aumenta la materia orgánica del suelo, disminuye la densidad real (Amézquita & Navas, 1989).

4.12.4 Materia Orgánica (MO)

La Materia Orgánica (MO) del suelo es un material constituido por un amplio número de sustancias, que incluyen células microbianas y tejidos vegetales y animales inalterados (sustancias no húmicas), como carbohidratos, proteínas, grasas, etc. Y sustancias modificadas química y biológicamente (sustancias húmicas), que muestran muy poca o ninguna semejanza con los compuestos orgánicos de donde se originan. Mediante el proceso de mineralización de la MO algunos elementos que son nutrientes para las plantas, se transforman de una forma orgánica no utilizable por las plantas en una forma inorgánica asimilable. Cuando las condiciones del suelo son adecuadas para el desarrollo de este proceso la MO se convierte en una importante fuente de suministro de Nitrógeno (N), Fósforo (P), Azufre (S) y algunos elementos menores aprovechables por las plantas. La MO tiene además gran importancia como compuesto mejorador de las propiedades físicas (agente Buffer), y como participe en la Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC) del suelo. Resultados obtenidos por el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), a través de investigaciones sobre suelos y fertilización en algunos cultivos, han permitido calibrar el contenido de MO como índice de disponibilidad de N en suelos para algunas especies de plantas. De ahí la importancia de su determinación en estudios de fertilidad de suelos.

Entre los elementos principales que constituyen la MO del suelo, el carbono (C) es el que mejor se puede cuantificar en forma rápida. Por tanto, la estimación de la cantidad de MO se ha basado en la determinación del carbono orgánico. En general la determinación de este elemento se fundamenta en procedimientos cuantitativos que implican la conversión de la forma orgánica a la inorgánica como CO₂. Esta transformación se puede inducir por procedimientos de combustión o por métodos de oxidación-reducción que involucra el tratamiento de la muestra con un agente oxidante fuerte.

El contenido de carbono orgánico en el suelo puede expresarse directamente en valor porcentual o ser estimado en forma de MO. En este caso el contenido de carbono orgánico se multiplica por 1.724 (factor de Van Bemmelen) y se basa en la hipótesis de que la MO del suelo tiene 58 % de carbono orgánico (Castillo & Gonzáles, 1989).

4.12.5 Nitrógeno (N)

El N es uno de los nutrimentos que se caracteriza porque en el suelo está sometido a una permanente dinámica de transformación y síntesis de carácter bioquímico que incluye procesos de ganancia y pérdida del elemento en períodos relativamente cortos. Este aspecto hace particularmente difícil llegar a establecer índices de disponibilidad que puedan ser fácilmente cuantificables con procedimientos analíticos de fácil aplicación práctica y ser interpretados como parámetros explicativos de la cantidad de N aprovechable para los cultivos de su ciclo vegetativo.

En general la mayor parte de N se encuentra formando parte de la MO. Sólo del 5 al 10 % de N se encuentra en formas inorgánicas: amonio (NH₄⁺), nitrato (NO₃⁻), o nitrito (NO₂⁻). Casi todo el nitrito y el nitrato se encuentran en la solución del suelo; mientras que la forma catiónica se encuentra bien sea en forma intercambiable o como amonio fijado en las estructuras de ciertos minerales.

Las plantas absorben del suelo las formas inorgánicas, las cuales constituyen sólo una pequeña fracción del N total; por tanto, la determinación del N del suelo debe considerarse más como una fuente de información para evaluar el factor de restitución o reserva de N que como instrumento para diagnosticar el índice de disponibilidad para los cultivos.

No obstante, cuando el suelo es muy pobre en N total (menos de 0.55 %), en cuyo caso no habrá duda de que será también pobre en N disponible, la determinación de N total tiene mejor aplicación práctica

como criterio de apoyo en las recomendaciones de fertilización nitrogenada. Por otra parte la determinación de N total, asociado con la determinación de N orgánico, permite conocer la relación C/N, la cual es muy útil para hacer predicciones sobre cambios que pueden ocurrir respecto al N cuando se descompone un residuo orgánico. Cuando la relación es alta (alto C y poco N), habrá tendencia a causar inmovilización neta, mientras que cuando la relación es estrecha, habrá tendencia a causar mineralización neta (Castillo, 1989).

a) Mineralización e inmovilización del N.

El suelo contiene una proporción relativamente grande de N no disponible (orgánico) y una pequeña proporción de N disponible (inorgánico). El N orgánico representa el 97–98 % de N total del suelo. El N inorgánico normalmente representa sólo entre el 2–3 %. De modo que el proceso mediante el cual las formas orgánicas, no disponibles, de N se hacen disponibles para las plantas es muy importante. Este proceso se llama; **mineralización**. Se produce a medida que los microorganismos descomponen las materias orgánicas para obtener su energía. A medida que la MO es descompuesta, los organismos utilizan parte de la energía liberada, más parte de nutrientes esenciales que se encuentran en la MO. Una vez que los organismos han utilizado todos los nutrientes que necesitan, el exceso (tal como el N) es liberado al suelo para el crecimiento de las plantas.

El N también puede convertirse de sus formas inorgánicas a formas orgánicas; este proceso se llama **inmovilización**. Es el proceso opuesto a la mineralización. Se produce inmovilización cuando se incorporan al suelo materias orgánicas frescas tales como residuos de cosechas. A medida que los microorganismos se encargan en forma vigorosa de descomponer ésta fuente de energía fresca, necesitan del N para construir la proteína de sus tejidos. A menos que los residuos sean relativamente altos en N, los organismos absorberán formas inorgánicas de N desde el suelo para satisfacer sus necesidades. En esta forma el N mineral del suelo es convertido en N orgánico en las proteínas microbianas, quedando no disponible para el crecimiento de las plantas. Sin embargo la mayor parte de este N volverá a su forma disponible a medida que los cuerpos de las bacterias se descomponen.

La mineralización y la inmovilización se presentan en los suelos en forma simultánea. El hecho de que los suelos tienden a incrementar las formas orgánicas o inorgánicas del N, dependerá en gran parte de la relación carbono-nitrógeno (**C/N**) de los materiales orgánicos que se están descomponiendo. Aquellos materiales con una relación C/N amplia (más de 30:1), favorecerán la inmovilización.

Aquellos materiales con una relación C/N estrecha (menor de 20:1), favorecerán una mineralización más rápida. En las proporciones C/N de 20 a 30:1, los dos procesos son casi iguales.

Cuando la inmovilización del N del suelo expende la mineralización prácticamente no se encontrará disponible para el crecimiento del cultivo, a menos que se hayan aplicado fertilizantes nitrogenados cerca de las raíces. Este proceso se llama **periodo de depresión de nitratos**. Se trata de un período crítico para el cultivo. Su duración dependerá de tres factores:

- 1- La relación C/N de la materia que se está descomponiendo.
- 2- La cantidad de residuo vegetal agregado al suelo.
- 3- Las condiciones ambientales del suelo (humedad, pH, contenido de oxígeno).

El agregar una cantidad mayor de residuos, generalmente alarga este período, mientras que una cantidad adecuada de N por lo general acorta dicho período. Para evitar este problema o sus efectos, se sugiere enterrar los residuos con bastante anticipación a la siembra para que se produzca una descomposición adelantada.

b) Nitrificación y Desnitrificación.

Bajo condiciones que favorezcan el crecimiento de las plantas, la mayor parte del N amoniacal será convertida a N nítrico por ciertas bacterias nitrificantes. Este proceso se denomina **Nitrificación**; es importante por tres razones:

- 1- Los nitratos son utilizados inmediatamente por los cultivos como por los microorganismos. Los organismos también usan NH_4^+ bajo condiciones aireadas.
- 2- Los nitratos tienen una movilidad muy alta en el suelo. Se mueven libremente con el agua del suelo. De modo que los nitratos pueden ser lixiviados del perfil del suelo, más profundamente en los suelos arenosos que en los suelos de texturas más finas con drenaje moderado y alta pluviosidad. Sin embargo, el manejo adecuado del N puede controlar su lixiviación a las aguas freáticas.
- 3- Los nitratos se pueden perder por **Desnitrificación**, un proceso mediante el cual los nitratos son reducidos a óxido nitroso (NO_2) o nitrógeno elemental (N_2) perdiéndose en la atmósfera como un gas.

La desnitrificación normalmente ocurre en suelos altos en materia orgánica, bajo periodos largos de inundación y con temperaturas altas. Existen cinco condiciones del suelo que parecen tener la mayor influencia en los procesos de nitrificación y desnitrificación:

- 1- **El pH del suelo:** la velocidad de nitrificación es por lo general lenta en suelos ácidos. Ha ocurrido entre los pH 4.5 y 10.0, pero el pH 8.5 es el óptimo. El encalado de los suelos ácidos beneficia a las bacterias nitrificantes. El encalado ha demostrado que aumenta la desnitrificación bajo ciertas condiciones.
- 2- **Humedad:** las bacterias nitrificadoras permanecen activas en condiciones bastante secas pero son inactivas en suelos inundados. Los suelos con humedad suficiente como para que el cultivo crezca, tendrá humedad suficiente para una nitrificación normal. Los suelos encharcados, no contienen oxígeno suficiente para ser usado por las bacterias nitrificadoras. Como resultado de ello, se producirán muy pocos nitratos. Cuando se excluye el oxígeno del suelo, puede presentarse desnitrificación bacteriana. Esta puede reducir el suministro de N en forma considerable.
- 3- **Temperatura:** la nitrificación comienza lentamente, justo por encima del punto de congelación, y sigue aumentando a medida que la temperatura sube hasta los 30 ° C. Por encima de esta temperatura la proporción disminuye. La proporción de las reacciones de desnitrificación aumenta también a medida que aumenta la temperatura del suelo.
- 4- **Aireación:** la nitrificación también requiere oxígeno. Un suelo de textura entre media y gruesa y bien aireado debería poder aumentar el oxígeno y acelerar la nitrificación mediante un buen drenaje e intercambio de aire entre el suelo y la atmósfera.
- 5- **Residuos vegetales:** la desnitrificación ocurre a medida que las bacterias del suelo oxidan los residuos orgánicos. Mayores cantidades de residuos en combinación con bajos niveles de O₂ en el suelo aumentan las reacciones de desnitrificación y las pérdidas de N (INPOFOS, 1997).

c) Pérdida de Nitrógeno (N).

El carácter poco estable de varias formas de N, así como la existencia de compuestos solubles y gaseosos, hacen que el N corra más peligro de perderse del agroecosistema que la mayoría de los elementos nutritivos. Las pérdidas ocurren básicamente por cinco vías: **erosión, quema, lixiviación, volatilización y desnitrificación**. Estos procesos no solamente merman la productividad del suelo, sino que muchas veces causan graves daños ecológicos.

Entre estos últimos, cabe destacar el aspecto de la **eutrofización** para la zona Andina. Como la concentración de oxígeno de por sí es baja en las montañas, la eutrofización en estas condiciones tiene efecto mucho más grave sobre la biocenosis de ríos y lagunas, que a nivel del mar (Jacobsen 1995), reducir estos efectos a un mínimo constituye uno de los grandes retos para una agricultura sostenible.

Con seguridad en la gran mayoría de los casos la erosión hídrica es la causa más importante de la pérdida de N. La lixiviación puede adquirir importancia cuando una precipitación alta o fuertes riegos coinciden con una situación donde los cultivos no están en capacidad de asimilar suficiente N. La desnitrificación aumenta con la humedad y la falta de oxígeno, así como la temperatura y la disponibilidad de C como fuente de energía para los microorganismos desnitrificadores. Por este último motivo los abonos orgánicos tiene mayor potencial de desnitrificación que los fertilizantes minerales, sobre todo cuando son incorporados a capas profundas del suelo (Bouwman, 1996).

d) Particularidades que distinguen el N de otros nutrientes.

- Existe en formas muy diversas como gas, en sales fácilmente solubles y en los más diversos compuestos orgánicos.
- Presenta valencias químicas muy variables, desde -3 hasta 5^+ .
- Como ningún otro elemento, el N es determinante para la productividad y calidad de las plantas.
- Es el principal factor limitante en la mayoría de los ecosistemas terrestres.
- Gran parte del N está en permanente circulación entre el suelo, biosfera (hidrósfera) y atmósfera, casi no existen minas explotables de N.
- El peligro de pérdida es muy alto (Benzing, 2001).

4.12.6 Fósforo (P)

El P es el elemento limitante para los ecosistemas acuáticos y también para muchos terrestres. Toda la corteza terrestre no contiene más que aprox. 0.05 % (Scheffer & Schachtschabel, 1982), a 0.13 % (Fassbender, 1980) de P. Los yacimientos explotables, en su mayoría formado por sedimentos marinos, constituyen solamente una mínima fracción de las reservas totales.

De acuerdo a diferentes proyecciones, estas minas se agotarán de 50–200 años. Mientas el uso de fertilizantes de P en los países industrializados se ha reducido durante las últimas dos décadas, en Asia se ha triplicado y en los demás continentes ha permanecido casi igual. El P es sujeto solo

mínimamente a lixiviación. Mientras en todo ecosistema se observan ciertas pérdidas de N, sean estas mayores o menores, el ciclo del P en ecosistemas naturales es casi completamente cerrado (Ulehlova, 1988). Al contrario de lo que ocurre con el N, grandes cantidades de P pueden acumularse en suelos y yacimientos en forma inorgánica. La principal vía de pérdida de P es a través de la erosión. Este proceso contribuye a la eutrofización de ríos, lagos y aguas costeras de los océanos (Carpenter et al, 1998).

Según Thiessen et al (1984) existe una relación positiva entre el contenido de MO y la disponibilidad de P, comprobado a través de un estudio realizado en 168 suelos de todo tipo de todas las regiones de los EE.UU. En suelos ácidos gran parte del P se encuentra absorbido a óxidos de hierro (Fe) y aluminio (Al). Este el caso de muchos suelos tropicales envejecidos (Oxisoles, Ultisoles, algunos Alfisoles). Al parecer es más bien excepcional que P absorbido pase a formar parte de formas cristalinas de fosfatos de Fe y Al (Mengel, 1991). En estudios de 15 suelos no volcánicos, la absorción de P estaba estrechamente relacionada con el contenido de Al intercambiable, el pH y la materia orgánica. El contenido de P total en suelos volcánicos tiende a ser más alto que en el promedio de los suelos. Sin embargo, Fassbender (1969), encontró en el 85 % de los suelos volcánicos centroamericanos estudiados un nivel muy bajo de disponibilidad de P. Este problema se presenta porque la absorción de P a cargas positivas en estos suelos aumenta radicalmente con su envejecimiento. Este proceso se llama también **Retención o Fijación de P**.

Cuando se aplican fertilizantes de P fácilmente solubles, la mayor parte del P es retenida rápidamente, en algunos casos hasta el 99 % (Guerrero et al 1972). La retención de P aumenta con el contenido de MO de los suelos volcánicos, aunque en realidad la MO como tal, no es responsable de este proceso, sino los complejos de Al-humus y alófana que retienen la mitad de P por la presencia de ácidos húmicos.

La mineralización e inmovilización de P orgánico se comporta de manera muy similar al N orgánico y depende básicamente de los mismos factores. En la separación del ión fosfato de los compuestos orgánicos intervienen enzimas llamadas fosfatasa. Tanto raíces de muchas plantas, como un gran número de microorganismos, producen fosfatasa. Existen fosfatasas ácidas que actúan en forma óptima a un pH de 4.2 a 5, y fosfatasas alcalinas, cuyo óptimo se ubica entre 7 y 8. Al parecer, un pH entre 5.5 y 7 es más favorable para la mineralización de fosfato orgánico (Fassbender, 1980), porque ambos tipos de fosfatasas están activas.

a) Fósforo en la planta.

Para un crecimiento óptimo las plantas requieren una concentración de P de 0.3 a 0.5 % (MS) durante la etapa vegetativa del desarrollo. P entre otros, es requerido para los ácidos nucleicos y para el almacenamiento y transferencia de energía en el sistema ADP–ATP. Los fosfolípidos constituyen piezas centrales de membranas biológicas, fitatos son las reservas de P en semillas y polen. En las vacuolas de las células, las plantas además acumulan reservas de P inorgánico (Marschner, 1995).

Plantas que sufren por la deficiencia de P son pequeñas y raquíticas, muestran una menor superficie foliar, una reducida relación parte aérea/raíz, un crecimiento erecto, una posición rígida de las hojas, así como tallos delgados. Una característica distintiva de la deficiencia de P es el color de las hojas que va de verde violeta hasta rojo. Además se retrasa el inicio de la floración, disminuye el número de flores y sobre todo la formación de semilla (Mengel, 1991; Marschner, 1995). La asimilación de P en concentraciones tóxicas en cambio, ocurre muy raras veces, porque el exceso del mineral es generalmente absorbido o fijado en el suelo. Mientras el aumento de N provoca generalmente una creciente susceptibilidad a plagas y enfermedades, y el aumento de K una creciente resistencia, en el caso del P los resultados son inconsistentes. Muchas veces los cultivos deficientes en P son propensos a sufrir los efectos de las heladas (Fuchs & Grossmann, 1972).

P no solamente tiene una baja disponibilidad en la mayoría de los suelos, sino que además su movimiento es lento, porque depende de la difusión. En condiciones secas, la velocidad del movimiento disminuye aún más. No obstante como las plantas han tenido que afrontar estas dificultades durante toda su evolución han desarrollado toda una gama de mecanismos para satisfacer sus requerimientos de p. entre estos mecanismos se debe destacar la formación de micorrizas. Las micorrizas incrementan el radio de acción de las raíces y la superficie con capacidad de asimilación. Las hifas tienen mayor afinidad para P que los pelos radiculares de las plantas y son capaces de absorberlo a mínimas concentraciones en el suelo (Bolan, 1991). Además, los hongos micorrícicos producen fosfatasa y almacenan p para tiempos de escasez. La planta puede acceder fácilmente a esta reserva que no corre peligro de ser inmovilizada. Raíces micorrizadas tienen mayor capacidad de quelatizar fosfatos de hierro (Fe) y aluminio (Al) que raíces no infectadas (Reid, 1990).

b) Efecto del abono orgánico sobre la disponibilidad de P.

El abonamiento orgánico mejora la disponibilidad de P de diferentes maneras. La incorporación de abono verde al suelo, p. ej; aumenta la actividad de fosfatasa y reduce la retención de P en un suelo

ácido. La comparación de varios ensayos de largo plazo demuestran que el abono orgánico contribuye más a la disponibilidad de P que el superfosfato. Reddy et al (1999), encontraron que se requieren 17.9 Kg de P/ha para elevar la concentración de P_{OLSEN} en 1 mg/Kg cuando se aplica superfosfato solo, pero solamente 5.6 Kg de P/ha con una aplicación combinada de superfosfato y estiércol.

c) Mecanismos a través de los cuales el abono orgánico contribuye a mejorar la disponibilidad de P en el suelo.

- Constituye una fuente de P similar o superior al superfosfato.
- Incrementa la MO del suelo, la cual sirve como reserva de P y reduce los requerimientos de P.
- Incrementa el pH de suelos ácidos, ayudando a una mayor disponibilidad de P orgánico e inorgánico.
- Aumenta la actividad biológica del suelo, lo que implica una mayor producción de fosfatasas, ácidos orgánicos y fenoles para la solubilización de fosfatos.
- Fomento de micorrizas a través de la mayor disponibilidad de C orgánico.
- Fosfatos orgánicos sustituyen al fosfato absorbido.
- El aumento de la capacidad de retención de la humedad, promueve una mejor difusión de P.
- Mejoramiento de la estructura del suelo, mejor crecimiento de raíces.

4.12.7 Cationes Básicos: K, Na, Mg y Ca

Potasio (K), sodio (Na), magnesio (Mg) y calcio (Ca), son absorbidos como cationes por las plantas, se tratan en conjunto porque en el suelo tienen un comportamiento similar. Minas de K, Na, Mg y Ca son por lo general depósitos marinos. Las más grandes minas de K se encuentran en Rusia, Canadá y Alemania. Según cálculos de Global 2000 (1981), las reservas de potasio alcanzarán entre 84 y 430 años de acuerdo al ritmo de explotación y los hallazgos de nuevos yacimientos. En estas minas, sales de K y Na siempre se encuentran en forma asociada (Scheffer & Schachtschabel, 1982).

a) K, Na, Mg y Ca en el suelo.

Al contrario de lo que ocurre con N, P y S, no existen reservas orgánicas de K, Na, Mg y Ca en el suelo. La mayor parte de estos elementos se encuentra de forma “estructural”, es decir en minerales primarios o secundarios que tienen que pasar por un proceso de meteorización para solubilizarse. En clima húmedo la lixiviación para Na y Ca es generalmente mayor que la meteorización, razón por la cual los suelos tienden a acidificarse, restando solamente trazas de Na. En ensayos de laboratorios con

Andosoles colombianos, López (1969), observó que riegos diarios de 100 mm al cabo de 5 días lixiviaron 94 % del K adicionado.

En clima árido, en cambio, la meteorización es casi inexistente; y en vez de lixivarse, los cationes tienden a acumularse cerca de la superficie. Según Valente & Oliver (1993), más del 80 % de los suelos andinos de Bolivia tiene un contenido bajo de Mg cerca del 40% de Ca, pero sólo 20 % de K, mientras alrededor de 16 % tiene una concentración de Na tan alta que se puede considerar problemática. Sobre todo este último valor es único para Bolivia entre los países andinos, pues en regiones de mayor pluviosidad no se presentan problemas de acumulación de Na.

Las concentraciones de Ca^+ y Na^+ intercambiables aumentan individualmente en forma significativa con el pH y para K^+ existe una tendencia en el mismo sentido, aunque con coeficiente de determinación muy bajo, mientras para Mg^{2+} no parece existir ninguna relación con el pH. En suelos con más K^+ intercambiable, aumenta generalmente también la concentración de Ca^{2+} y Mg^{2+} en los intercambiadores.

b) Potasio en la planta.

K y Na no forman parte de compuestos orgánicos en la planta. El K cumple un papel especial en la regulación de los estomas y en el transporte de azúcares en la planta. Por este último motivo, K fomenta la acumulación de almidón en los tubérculos de papas al parecer el cloro (Cl) contrarresta el transporte de los asimilados, razón por la cual se recomienda para el cultivo de papas aplicar K en forma de sulfato, no de muriato. En algunas especies de plantas, un cierto porcentaje de K puede ser sustituido por Na. La mayoría de las plantas en cambio, muestran una depresión en su desarrollo a partir de una cierta concentración de Na en el suelo.

c) Manejo de K, Na, Mg y Ca en la agricultura.

Pocas veces se ha observado una respuesta positiva de cultivos a la fertilización potásica en los Andes. Crecientes aplicaciones de K llevan a veces hasta una depresión del rendimiento, debido, entre otros, a la competencia con Mg (Mengel, 1991). El abono orgánico influye positivamente en la disponibilidad de cationes básicos a través de diferentes mecanismos. Por un lado, el abono contiene considerables cantidades de estos elementos; por otro lado, la regulación del pH, el aumento de la CIC y de la MO mejoran su disponibilidad y reducen su lixiviación. Todo lo que fomenta la actividad biológica del suelo ayuda a la meteorización de minerales como fuentes de K, Mg y Ca (Sparks, 2000), con el uso de abono orgánico disminuye la inmovilización de K^+ por minerales de arcilla y amorfos (Olk &

Cassmann, 1993). En un ensayo de 24 años de duración en Alemania, el 47 % de K fue aprovechado por los cultivos en la variante orgánica, pero solamente el 33 % del fertilizante mineral (Gutser, 1993). Abono orgánico, labranza reducida y la presencia de pasturas en la rotación fomentan las lombrices, las cuales contribuyen a devolver a la capa arable una parte de los cationes que han sido lixiviados a capas más profundas. También la inoculación con micorrizas puede mejorar el suministro de Mg y Ca, sobre todo en suelos ácidos con problemas de toxicidad de aluminio (Mendoza & Borie, 1998). Como K, Mg y Ca se encuentran en las partes vegetativas de las plantas, el reciclaje de residuos de la cosecha es de especial importancia (Daliparthy & Barker, 1994). Para evitar el empobrecimiento de K en los suelos, se debe optimizar además el manejo de la orina de los animales. Abonos minerales que comúnmente son aceptados en la agricultura orgánica son sulfatos de K y Mg, ceniza de leña, carbonato de Ca y rocas silíceas molidas. Cuando más finas se muelen estas últimas, tanto más rápida será su meteorización (Snoek & Wulfrath, 1983), por otro lado, el manejo de silicato extremadamente fino puede provocar serios problemas en los órganos respiratorios de las personas expuestas, cuando no se tiene el cuidado necesario. En algunos casos el procesamiento de este tipo de materiales minerales a través de la compostera aumenta su solubilidad, gracias a la actividad microbiológica (Von Fragstein & Vogtmann, 1983).

Una de las ventajas de los sulfatos de Mg y K, en comparación con los muriatos, es que el anión sulfático es absorbido sólo muy lentamente, al contrario de Cl^- . Esto obliga a la planta a producir aniones orgánicos, para mantener el equilibrio eléctrico. Estos aniones son responsables de gran parte del aroma de frutas y hortalizas, razón por la cual los mencionados fertilizantes contribuyen a una mejor calidad de los alimentos.

d) Medidas para contrarrestar el agotamiento de las reservas de cationes básicos en suelos de clima húmedo.

- El reciclaje de los residuos orgánicos.
- La siembra de árboles con raíces profundas que reciclan los cationes lixiviados.
- La permanente cobertura del suelo con vegetación.
- El mejoramiento de la CIC a través de la MO del suelo y el encalado (Benzing, 2001).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 MATERIALES

5.1.1 Descripción general del sitio.

El presente trabajo se realizó en la finca LA MAJADA, propiedad del productor CEFERINO VIVAS, ubicada en la comarca Lechecuagos, del municipio de León, aproximadamente a 13 Km. hacia el este de la carretera El By pass. El terreno seleccionado posee una pendiente promedio de 20 %, el área total utilizada está dividida en dos partes, las cuales convergen en una cañada cubierta por pequeños árboles (tigüilote, chaperno y muy pocos eucaliptos) con alturas no mayores de 7 m; donde se reúnen las aguas precipitadas durante el invierno. La zona presenta una Temperatura promedio de 28.8 °C, con una Humedad Relativa promedio de 76 %, Precipitación de 1530.5 mm en este año y Evaporación promedio de 6.2 mm al día (UNAN-León, 2003).

5.1.2 Descripción del diseño experimental.

El ensayo experimental se estableció en octubre del 2003. El área total de estudio es de 2163.42 m² (0.216 ha), dividida en dos parcelas de 826.16 m² y 1343.69 m² (parcelas completas), estas a la vez fueron divididas en dos subparcelas sumando un total de 4 pequeñas subparcelas, cada subparcela fue sometida a un tratamiento, que consistió en sembrar una especie de leguminosa a una densidad de siembra determinada. El área útil de cada subparcela fue de 280.89 m², evitando efectos de borde. El diseño experimental que se utilizó fue un Diseño De Parcelas Divididas, con dos factores a evaluar y la aplicación del segundo factor en dos niveles distintos.

5.1.3 Factores a evaluar:

1. Especies de leguminosas: para lo cual se eligieron dos; frijol Caupí o Alacín (*Vigna unguiculata*) y frijol Mungo (*Vigna radiata*). Este factor tiene dos niveles de densidades por cada especie.
2. Densidades de siembra: Los niveles del segundo factor son determinados por las distancias entre surcos de 30 y 50 cm, logrando así un número de surcos de 56 y 33 respectivamente, en el área útil de cada parcela.

Estas especies de leguminosas fueron elegidas para el experimento por su ciclo de vida corto, pudiéndose adaptar por su ecología a las condiciones de precipitación en la zona, por su rápido crecimiento y sobre todo por la velocidad de descomposición de la biomasa, principalmente de las hojas; lo cual permite obtener resultados de su efecto sobre los nutrientes del suelo en poco tiempo (Meja & Bucardo, 1998); Asimismo por su capacidad de producir gran cantidad de materia seca (60–80 qq/Mz), (Binder 1997). Para uso como abono verde, el Mungo se incorpora desde el período de floración completa hasta la formación de vainas (45 a 50 días), (Geert & Vega, 1992. citado por Meja & Bucardo, 1998).

5.1.4 Tratamientos aplicados a cada parcela de estudio.

Tabla 3. Descripción de los tratamientos.

Tratamientos	Leguminosas	Dists de siembra (cm)		Surcos/tratm	Plants/m lineal	Plants/ha
		Dist./surco	Dist./plant			
				280.89 m²		
1	Mungo	50	5	33	20	400,000
2	Alacín	50	10	33	10	200,000
3	Alacín	30	5	56	20	666,000
4	Mungo	30	3	56	33	1,098,900
5	Testigo	-----	-----	-----	-----	-----

Los tratamientos consisten en que cada especie de leguminosas tendrá densidades de siembra diferentes, para lo cual las distancias entre surcos serán de 30 y 50 cm, y las distancias entre plantas se escogieron de tal forma para garantizar un mayor número de plantas por área de estudio (Tabla 3). El testigo corresponde al tratamiento de la no-utilización de leguminosas.

Según Binder (1997), la profundidad de siembra para las dos especies es de 2–4 cm. Las distancias de siembra recomendadas por el autor para ambas especies son: de 30-50 cm entre surcos y 5 cm entre plantas para Mungo; y de 40 cm entre surcos y 5 cm entre plantas para Alacín. Sin embargo, para evaluar el efecto de la densidad poblacional sobre el aporte de biomasa al suelo, se hace necesario modificar estos valores, reduciendo, y aumentando incluso las distancias de siembra entre surcos y plantas para evaluar además el desarrollo de las mismas en densidades diferentes a las recomendadas.

5.2 DISEÑO DEL TRABAJO EXPERIMENTAL

A continuación se muestra una representación gráfica del arreglo de las parcelas en el campo y la ubicación de los puntos de muestreo para el análisis químico del suelo; inicial y posterior a la incorporación de las leguminosas (gráficas 1 y 2).

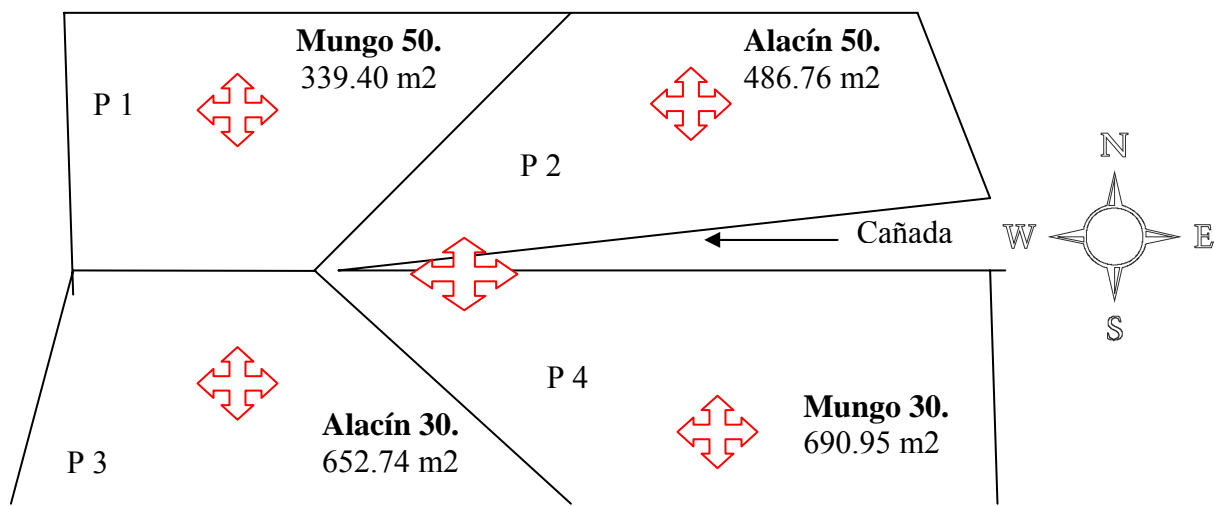


Gráfico 1. Croquis del área de estudio y puntos de muestreo antes de la incorporación.

P = Parcela. $P1 + P2 = 826.16 \text{ m}^2$ $P3 + P4 = 1343.69 \text{ m}^2$

 = puntos donde se extrajeron las primeras muestras de suelo de 0-30 cm de profundidad.

Área total de la parcela: ATP = **2163.42 m²** ----- **0.216 ha.**

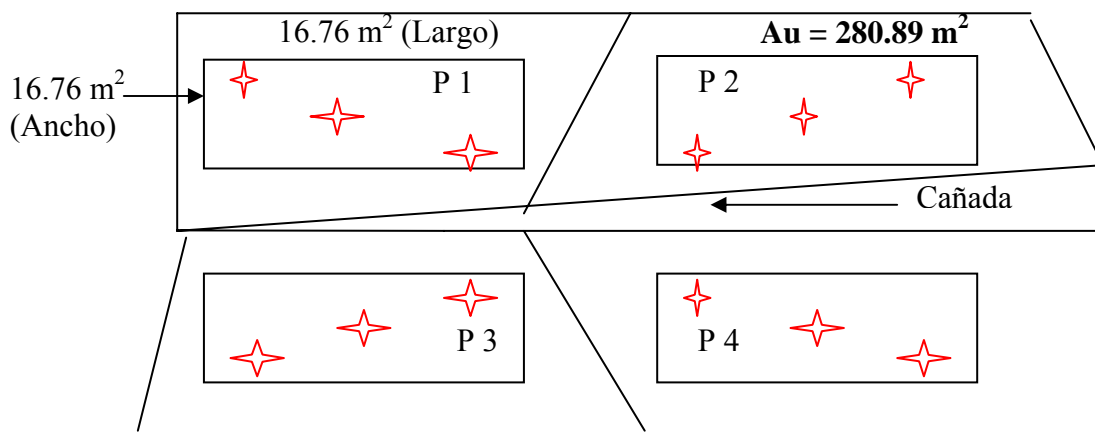


Gráfico 2. Descripción del área útil de cada parcela y puntos de extracción de las muestras para análisis posterior del suelo.


 = puntos de extracción de las muestras de suelo, tres meses después de la incorporación de las leguminosas. Área útil de cada parcela: **280.89 m²**. Área útil utilizada: **1123.56 m²**



Gráfico 3: Vista frontal del área de estudio (forma de la cañada).

5.3 DISEÑO DE MUESTREO

El primer muestreo ante de la incorporación se realizó en zig zag a lo largo y ancho del área de estudio (2163.42 m²). Se escogieron 5 puntos para la extracción de las muestras, las cuales están conformadas de 3 submuestras, para un total de 15 submuestras. Se procedió al mezclado de estas para formar una sola muestra mixta que representara el área de estudio bajo tratamiento. El segundo muestreo se realizó 3 meses después de haber incorporado las leguminosas. El procedimiento del muestreo fue diagonal al área útil de estudio (280.89 m²) de cada tratamiento, se extrajeron 3 muestras por tratamiento, las cuales se mezclaron para formar una muestra mixta por tratamiento. La profundidad del muestreo en ambos momentos fue de 0 a 30 cm.

5.3.1 Variables a medir en el suelo.

1. Contenido de nutrientes (N, P, K) materia orgánica (MO), pH y conductividad eléctrica (CE) en el suelo antes y después de la incorporación de las leguminosas, a través de un análisis químico de rutina.
2. Densidad aparente (DA).

5.3.2 Variables a medir en las plantas de estudio.

Las variables que se escogieron para el muestreo de las plantas, fueron las consideradas como indicadores en la producción de biomasa, así como aquellos parámetros de la efectividad de las leguminosas propias en la fijación biológica de nitrógeno (FBN).

1. Altura, número de nudos y hojas de 25 plantas, haciendo 5 estaciones al azar (5 plantas por estación) en cada parcela. Esta variable, al igual que las siguientes, se determinó cuando las plantas alcanzaron su pico máximo de floración, momento en que fueron arrancadas para luego ser incorporadas al suelo.
2. Número total de nódulos por planta. Para ello se tomó una muestra de 25 plantas en cada parcela, con características de altura y número de nudos similares, correspondientes al promedio determinado con la variable número 1.
3. Porcentaje de nódulos activos, en ese momento, para cada especie y en cada densidad. Para lo cual se hizo uso de un estereoscopio, analizando 10 nódulos por planta, localizados en las distintas partes de la zona radicular; tomando 5 de las 25 plantas muestreadas (plantas #s 5, 10, 15, 20, 25). Los nódulos que presentaron una coloración interna rojiza fueron clasificados como nódulos activos, los demás presentaban distintos grados de descomposición.
4. La determinación de la biomasa aportada por las leguminosas consiste en pesar todo el material vegetal producido por cada planta de muestreo, este valor representa la cantidad de biomasa húmeda (peso inicial), luego para determinar la cantidad de materia seca (peso final), las plantas fueron secadas en un horno, bajo una temperatura constante de 40° C, durante dos días.

A través del cálculo de la densidad poblacional y el peso de la biomasa de las plantas se determinó la cantidad de materia fresca y seca incorporada al suelo; asimismo, mediante el análisis químico se evaluó el efecto cualitativo y cuantitativo en el contenido de nutrientes en el suelo después de haber incorporado las leguminosas.

5.4 METODOLOGÍA PARA EL ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICO DEL SUELO

Los análisis de suelo se realizaron en el Laboratorio de Suelo y Agua de la UNAN-León. En la tabla 4 se muestran los diferentes métodos de análisis que son utilizados en dicho laboratorio.

Tabla 4. Métodos de análisis.

Análisis.	Método utilizado.
Químico.	
Nitrógeno total (Nt).	Kjeldhal.
Fósforo disponible (P).	Troug (azul molibdofosfórico).
Potasio disponible (K).	Extracción mediante acetato de amonio (determinación por fotometría de llama).
Materia orgánica (MO).	Oxidación mediante ácido crómico (determinación volumétrica).
PH en agua.	Solución acuosa con relación suelo-agua 1:2.5 (1g suelo-2.5 ml de agua).
Conductividad Eléctrica (CE).	Solución acuosa con relación suelo-agua 1:2.5 (1g suelo-2.5 ml de agua).
Físico.	
Densidad aparente (DA).	Método de cilindros.
Capacidad de retención de agua.	Método de absorción.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Resultados del efecto de los tratamientos en las propiedades químicas del suelo.

Los resultados del análisis de suelo antes de la incorporación de las leguminosas (Tabla 5), demuestran que su nivel de **pH** se encuentra en grado ligeramente alcalino con un valor de 7.91. La presencia de **Materia Orgánica (MO)** en estos suelos fueron de valores tan bajos que el equipo del laboratorio no pudo determinarlo, **Nitrógeno total (Nt)**, sin embargo se encontró presencia en el suelo con valor de 0.03%. Las concentraciones de **Fósforo (P)** y **Potasio (K)** se encuentran por debajo de los niveles óptimos. La **Conductividad Eléctrica (CE)** del suelo está por encima de las concentraciones óptimas, las cuales oscilan entre 300-800 ($\mu\text{s}/\text{cm}$). Dichos valores han sido interpretados según la tabla de las concentraciones óptimas utilizada por el laboratorio de suelos de la UNAN-LEON (Anexos, tablas 12 y 13).

Tabla 5. Resultados del análisis químico del suelo antes del uso de leguminosas.

Tratamiento	PH	MO	N	P	K	CE	DA	Humedad
	(H ₂ O)	(%)		(mg/100 gr)		($\mu\text{s}/\text{cm}$)	(g/cm ³)	(%)
Testigo	7.91	NP	0.03	9.9	15.4	922.8	1.24	10.54

Posiblemente la ausencia de Materia Orgánica en los suelos donde se llevó a cabo la investigación, se debe a que el agricultor propietario de dichos suelos no practica la incorporación de rastrojos, dado que de estos se alimenta el ganado. Al mismo tiempo el no implementar dentro de su sistema de producción el uso de cultivos de cobertura, abonos verdes o algún otro método de conservación de la materia orgánica del suelo. El tipo de explotación agrícola se basa en una agricultura tradicional a través del uso de agroquímicos y el mal manejo de los suelos.

Después de tres meses de haber sido incorporado el abono verde los resultados del laboratorio de suelo denotaron los siguientes cambios. El nivel de reacción del suelo (pH) es ligeramente ácido, obteniendo un valor promedio de 6.7. La materia orgánica en dichos suelos presentó un marcado aumento, obteniendo concentraciones desde 1.6 hasta 2.7 correspondiendo a los tratamiento Alacín-50 y Mungo-30 respectivamente. Los valores de fósforo disponibles se encuentran, entre los rangos 28 a 33 mg/100gr, dentro de las concentraciones óptimas que estima el laboratorio de la UNAN-León. Sin embargo la disponibilidad de Potasio después de la incorporación no mostró un aumento, al contrario

este ha disminuido en un 35% del contenido inicial del suelo. Caso similar es el comportamiento de la conductividad eléctrica, la cual disminuyó también en un 91% del determinado antes de la incorporación de los abonos verdes, obteniendo valores entre 68 a 94 ($\mu\text{s}/\text{cm}$).

Tabla 6. Resultados del análisis químico después de la incorporación de las leguminosas.

Tratamientos	P _H	MO	Nt	P	K	CE
	(H ₂ O)	(%)		mg/100 gr		($\mu\text{s}/\text{cm}$)
M50	6.76	1.8	0.09	32.7	12.3	68.03
A50	6.79	1.6	0.08	28.1	11.5	73.33
A30	6.56	2.5	0.125	28.5	10.8	91.86
M30	6.61	2.7	0.135	29.7	5.3	94.0

La regulación del **pH** por efecto de las Leguminosas se puede observar claramente al comparar los niveles del pH ante y después de la incorporación, esta regulación se basa en que la demanda energética hace que la respiración de una raíz nodulada sea tres veces más intensiva que la de una no nodulada, causando un aumento de excreción de CO₂, que al reaccionar con el agua de la solución del suelo produce ácido carbónico, lo que a su vez provoca un descenso del pH en la rizosfera (Binder, 1997). Logrando un descenso de los niveles de **7.91** (ligeramente alcalino), hasta **6.56** (ligeramente ácido), (Anexos, tabla 13). Los rangos en que oscila el pH del suelo después de la incorporación, son los óptimos donde la influencia de reacción ayuda a la solubilidad y asimilabilidad de la mayoría de los nutrientes (Millar, et. al. 1980)

El porcentaje de **MO** incrementó una vez incorporado el abono verde desde cero hasta los niveles **1.6 - 2.7 %**, los que son considerados bajos y óptimos respectivamente según la tabla de interpretación (Anexos, tabla 12). El mayor valor (2.7 %) corresponde al tratamiento Mungo-30, pese a que en dicho tratamiento se obtuvo el mayor porcentaje de pérdida (48%) en relación a la densidad de plantas consideradas (Tabla 10) habiendo quedado establecido tan sólo 397,672 plantas de 772,087 planificadas. Entre los principales elementos que constituyen la MO del suelo, el carbono (**C**) es el que mejor se puede cuantificar en forma rápida (Rojas et al, 1989). El análisis de MO se basa en la determinación del carbón orgánico, dado a su alto contenido porcentual (58%) (Castillo & Gonzáles, 1989). Las diferencias en los porcentajes de MO, según el análisis químico, son mínimas para los tratamientos 3 y 4 (0.2 %), donde las densidades de plantas son altas, al igual que los tratamientos 1 y 2, donde las densidades de plantas son bajas; pero entre tratamientos de la misma especie de leguminosa la diferencia es de 0.9 % para ambos casos.

Los niveles de **Nitrógeno** para ambas especies de frijol, muestran igual comportamiento que la MO, aportando mayor cantidad de N con una mayor densidad de plantas (M30), ya sea a través de la fijación biológica o mediante la incorporación de la materia seca al suelo. El contenido de N se incrementó desde **0** hasta **0.135 %** en el tratamiento Mungo-30. Comparando estos resultados con la tabla de referencia del laboratorio LAQUISA en León, estos valores (rango de 0.09-0.135%) demuestran un nivel bajo en contenido de nitrógeno de los suelos (Anexos, tabla 12). En general la mayor parte de N presente en el suelo se encuentra formando parte de la MO. Sólo del 5 al 10 % de N se encuentra en formas inorgánicas: amonio (NH_4^+), nitrato (NO_3^-), o nitrito (NO_2^-), (Rojas et al, 1989). Dentro de los macronutrientes, el nitrógeno es el más susceptible o inestable en el suelo, es decir es propenso a ser fijado por las arcillas o de ser lixiviado por medio de la percolación del agua en los horizontes del suelo, por lo que sus concentraciones en el suelo varían en términos de tiempo y condiciones (Fassbender, 1980). Las concentraciones después de la incorporación se encuentran dentro de los rangos de contenido del nitrógeno inorgánico que fue determinado en los suelos de 7 Municipios del departamento de León, los cuales oscilan entre 0.07 – 0.20 % (Castillo, 2000). Un factor de relevancia que influyen sobre el contenido de Nitrógeno en suelo es la rápida mineralización que sufren los tejidos de leguminosas debido a su estrecha relación de C/N (Scheffer & Schachtschabel, 2000), lo que induce a una alta posibilidad de que el nitrógeno liberado sea absorbido por las plantas presente, fijado en los cuerpos de intercambio, como también de ser lixiviado. El tiempo de permanencia del los abonos verdes en el suelo, juega un papel importante es las concentraciones de nutrientes que estos puedan aportar, según estudios de incorporación de leguminosas del MAG 1994, la descomposición del frijol Mungo es realizada por los microorganismo 10 días después de haber sido incorporado al suelo (Ciado por Meja & Bucardo, 1998).

Dentro de los tres macroelementos determinado en este estudio, el **Fósforo** es el que mayor aporte proporcionó con la incorporación de las Leguminosas. Los niveles de P disponible se incrementaron en todos los tratamientos, hasta valores de 32.7 mg/100gr de suelo que corresponde al tratamiento en el M50, lo que significa un aumento del **230 %**. El tratamiento de menor efecto resulto ser el Alacin 50, con valores de 28,1 mg/100 gr de suelo. La alta solubilidad del P del suelo se debe principalmente a un aumento de la actividad microbiana a causa de las mejoras de las condiciones del nicho ecológico de los microorganismos (suministro de MO con alto contenido de N) (Ocio, et. al. 1991). Con la incorporación de material fresco rico en nitrógeno se estimula la actividad microbiana y enzimática del suelo (Fofastasa) (Tarafdar et al. 1987). Según estudios realizados por Fassbender 1980 los microorganismos y las enzimas se encuentran activas en niveles de pH de 5.5 – 7, lo que hace más

favorable la mineralización del fosfato orgánico. La disolución de fosfatos inorgánico mediante ácidos orgánicos, debido a la secreción de fenoles, ácidos cítricos y glutamínicos exudados por las raíces de las leguminosas es una razón más para pensar en la influencia que tienen las leguminosas en este estudio y su relación con el fósforo disponible en el suelo (Marscher 1995). Una mayor acidez en la zona radicular, debido a la segregación de ácidos orgánicos por parte de las raíces, incrementa la solubilidad del Fósforo (Binder, 1997). Estudios realizados por Thiessen et al en 1984 han demostrado una relación positiva existente entre el contenido de MO y la disponibilidad de P. Dicha relación no se puede confirmar en este estudio, dado al número pequeño de muestras de suelo que fueron analizadas.

Caso contrario al efecto de la incorporación de abonos verde sobre el contenido de P ocurrió con las concentraciones de **Potasio**, que disminuyeron hasta en un **66 %**, lo que significa una concentración de tan solo 5,3 mg de K/100 gr (M30) en comparación a la concentración antes de incorporadas las leguminosas (15,4 mg/100 gr). Esta disminución del contenido de Potasio en el suelo se debe a la alta demanda de este nutriente por parte de las leguminosas, lo que explica la fuerte reducción de este elemento una vez que se sembró e incorporo. La **Conductividad Eléctrica (CE)** es un indicador muy útil de la salinidad del suelo (Rojas, 1989). Las concentraciones de sales disueltas en las áreas de estudio descendieron después de haber sido tratadas con abonos verdes, de valores iniciales **922.8 $\mu\text{s/cm}$** a valores desde 68 $\mu\text{s/cm}$ (M30) hasta 94 $\mu\text{s/cm}$ (M50) . Una disminución de este elemento se debe a una reducción del contenido de sales, por la absorción de los cultivos. Al introducir un cultivo, este absorbe cierta cantidad de sales para su crecimiento y al no haber suministro externo de estas, el contenido presente en el suelo tendrá que bajar; asimismo, las pérdidas por lixiviación (efecto de las lluvias) en épocas de invierno, deben ser consideradas en este estudio. Las condiciones climatológicas que predominaron durante todo el año 2003 indican que las precipitaciones oscilaron entre 16.8 a 436 mm / mes, obteniendo un total anual de 1530.5 mm. (UNAN-León, 2003). Las concentraciones de sales en el suelo están en dependencia de las concentraciones de Calcio, Magnesio, Sodio y Potasio (Hommer et al. 2000). En base a este argumento se confirma la disminución de la conductividad eléctrica con el comportamiento del Potasio, en donde ambos parámetros disminuyeron después de haber utilizado abonos verdes en las áreas de estudio. La mayor disminución del potasio se encuentra en el tratamiento M30, a este tratamiento corresponde al mismo tiempo una pérdida de sales con valores porcentuales del 90%.

En general el efecto de mejoramiento en las características químicas del suelo por la incorporación de las leguminosas se observó marcadamente en el contenido de materia orgánica, nitrógeno y fósforo. La

conversión de estas concentraciones en relación al área de una manzana agrícola, con densidad aparente de 1.24 gr/cm^3 , expresan el contenido de los parámetros de estudio para la manzana (Tabla 7).

Tabla 7: Aporte de nutrientes al suelo en dependencia de la densidad y especie de Leguminosa.

Tratamiento	MO	N	P	K
	t/Mz			
Antes de la incorporación	0	1	0,3	0,4
Mungo 50	47	2	0.9	0,3
Alacin 50	42	2	0.7	0,3
Alacin 30	65	3	0.7	0,3
Mungo 30	71	4	0.8	0,1

El depósito de materia orgánica después de la incorporación oscila de 42 – 71 toneladas por manzanas, lo que representa una reserva de nutrientes que se van liberando conforme la mineralización de la materia orgánica va realizándose. De esta reserva de materia orgánica se calcula la cantidad de nitrógeno que puede ser liberado en un año de mineralización, ya que se sabe que la materia orgánica posee en sus componentes 5 por ciento de nitrógeno (García et al. 1992). Las reservas de nitrógeno disponible se encuentran independiente de la densidad de leguminosas casi dentro del mismo rango 2 – 4 toneladas por manzanas. Bajo estas condiciones de fertilidad estos suelos estarían aptos para siembra de cultivos que demanda altas dosis de nitrógeno como Gramíneas, Oleaginosas, etc (Guerrero, A. 2000). El contenido de potasio en el suelo daría abasto para cubrir las necesidades nutricionales de aquellos cultivos que no requieren altas concentraciones de este elemento como cacao, café, te, algodón, etc (Rango de requerimiento $0.00035 - 0.02 \text{ t/Mz}$), sin embargo para las cultivos de cereales donde la demanda es alta ($0.028 - 0.084 \text{ t/Mz}$) o para los tubérculos ($0.21 - 0.3 \text{ t/Mz}$) deberá de considerarse una aplicación extra de este nutrientes para garantizar la cosecha y evitar el deterioro del suelo (Ritchey, 1979).

El fósforo disponible para la manzana de estudio y después de la incorporación de leguminosas se encuentra entre 0.9 y 0.7 toneladas, estos significaría un buen suministro de este macroelemento para el cultivo sucesor, tomando en cuenta la poca solubilidad que este nutriente posee, así como también la alta capacidad de absorción de P (55.71 % del P aplicado) que poseen los suelos de origen volcánico (Castillo, 2000). Estas conversiones son la base para la interpretación de los resultados de laboratorio de suelo con fines de recomendación de fertilización para los cultivos.

6.2- Producción de Biomasa en dependencia de la especie de Leguminosa.

El aporte de **biomasa fresca** se comportó a lo inverso de la densidad de plantas deseadas, debido a la pérdida de plantas (15 – 48%) que estas sufrieron durante el periodo de estudio (Tabla 10). Las cantidades promedios oscilan entre 123 – 265 qq/Mz, existiendo una diferencia significativa entre las cantidades promedios producidas, a excepción entre los tratamientos A50 y M30 (186 y 198 respectivamente). El mayor aporte promedio de Biomasa-F se presentó en el tratamiento **A30** con la cantidad de **265 qq/Mz** (Tabla 8). El tratamiento **M50 (123 qq/Mz)** fue el que menor aporte de biomasa produjo, a pesar de que el peso promedio de las plantas del tratamiento A30 fue de 31gr y el de M50 fue de 33 gr (Anexos, tabla 15).

Tabla 8: Biomasa fresca obtenida en cada tratamiento.

Tratamientos	Promedio	Total	Mínimo	Máximo
	(qq/Mz)			
M50	123 a	3072	39	192
A50	186 bd	4646	87	303
A30	265 c	6615	132	452
M30	198 db	4949	87	400

P ≤ 0.0001, Nivel de signif. 5%

El comportamiento del desarrollo de las plantas sometidas a competencia se observó en las plantas de Mungo, obteniendo mayores alturas en la densidad de siembra menor M30 con valores promedio de 36.18 cm; mientras que en M50 la altura promedio fue de 25 cm. De forma similar se comportaron las plantas de Alacín en donde la altura promedio máxima se encuentra en la densidad menor A30 con valores de 49.4 cm, bajo el tratamiento A50 con valores de 43 cm (Anexos, tabla 17). Esto demuestra que a mayores densidades de siembra menor será la altura que las plantas podrán alcanzar, debido a la alta competencia de nutrientes y luz. La diferencia de alturas entre las especies de leguminosas se refleja marcadamente, en donde el Alacín obtuvo los valores más altos con (43 y 49 cm para los tratamientos A50 y A30 respectivamente).

La cantidad total de **Biomasa seca** producida, resulta de la relación entre la densidad poblacional de plantas existentes en el área de estudio y el peso seco promedio de las plantas. La mayor cantidad total de Biomasa seca aplicada al suelo se obtuvo en **A30**, con un total de **2199 qq/Mz**, siendo menor para el caso del **M50**, donde sólo se agregaron **735 qq/Mz** de materia seca. Entre los valores promedios del

aporte de biomasa seca existe una marcada diferencia entre la mayoría de los tratamientos, sin embargo estadísticamente no existe diferencia entre los tratamientos A50 y M30 (Tabla 9). El mayor aporte significativo estuvo bajo el tratamiento A30 con **88 qq/mz**. Para el caso de los tratamientos A30 y M30, la densidad poblacional de plantas por metros cuadrados es igual (Tabla 10); sin embargo, el peso seco promedio de una planta de Alacín-30 (10 gr), es superior al peso seco promedio de una planta de Mungo-30 (6 gr), (Anexos, tabla 15), este hecho es lo que establece la diferencia entre los resultados obtenidos.

Tabla 9: Biomasa seca obtenida en cada tratamiento.

Tratamientos	Promedio	Total	Mínimo	Máximo
	(qq/Mz)			
M50	29 a	735	11	43
A50	47 bd	1165	22	80
A30	88 c	2199	43	151
M30	55 db	1385	35	87

P ≤ 0.0001, Nivel de signif. 5%

Cabe mencionar que para cada especie de frijol la densidad de siembra es determinante en el peso seco alcanzado por las plantas; cuanto mayor es la densidad de plantas en un área determinada, menor es el peso seco alcanzado por estas (Anexos, tabal 15). Este comportamiento es lógico, sabiendo que no es lo mismo “la disponibilidad de un recurso para una sola planta que para diez plantas” lo que afecta directamente el desarrollo de las mismas.

Según Binder (1997), la producción de materia seca del frijol Alacín en un periodo de 4 – 5 meses es de 80 – 125 qq/Mz; al comparar este dato con los resultados obtenidos en A30 podemos comprobar que la producción de materia seca en este caso es similar (88.30 qq/Mz), ya que las plantas de Alacín tuvieron un ciclo vegetativo hasta floración de 50 días aproximadamente. Asimismo, para el caso del frijol Mungo, el autor menciona que la producción de materia seca es de 60 - 80 qq/Mz. Sí lo comparamos con los resultados de M30, podemos observar que la producción de MS es similar (55 qq/Mz), considerando que el periodo hasta la floración de las plantas en estudio fue de 35 días, y normalmente su ciclo completo es de 70-130 días. Sin embargo, en el caso del M50, donde la densidad de plantas era menor, la producción de materia seca es un poco más de la mitad en relación a la producción de materia seca en el M30, pero mucho menor en relación al dato mencionado por el autor.

La siguiente tabla muestra los detalles sobre la densidad de plantas obtenidas en cada tratamiento.

Tabla 10: Densidad de plantas establecidas y obtenidas en dependencia de los tratamientos.

Tratamiento	Número de plantas establecidas		Número de Plantas obtenidas		% de establecidas	% de perdidas
	/ (m ²)	/mz	/ (m ²)	/mz		
M 50	40	281040	24	168624	60	40
A 50	20	140520	22	154572	100	0
A 30	67	467932	57	397672	85	15
M 30	110	772087	57	397672	52	48

El alto porcentaje de pérdida de plantas durante y después de la germinación, se debió al ataque agresivo y constante de **Zompopos**, principalmente en el caso de Mungo (M50 y M30). El porcentaje de pérdidas ocasionadas por el ataque del zompopo al Mungo oscilan entre 40 y 48% de las plantas sembradas. Estos insectos tomaban las semillas descubiertas por las lluvias para llevarlas hasta sus colonias, además cortaban el embrión germinativo de las semillas antes de que los cotiledones se pudieran diferenciar; evitando así la posible germinación y el consecuente establecimiento de las plantas.

Para corregir el daño causado por estos insectos se aplicó **Lorsban (Clorpirofos)** en solución líquida sobre las colonias, las cuales se sitúan en los bordes de la cañada donde convergen las áreas de estudio. Sin embargo, en el caso del frijol Alacín, las pérdidas se deben principalmente a problemas de germinación de las semillas, aunque al ataque de estos insectos también tuvo efecto. En algunos casos como en las parcelas 1 y 2, se tuvo que resembrar una vez en la primera y dos veces en la segunda, con el objetivo de lograr al final la densidad de plantas deseada, aunque en el caso de la parcela 1 sólo se logró mejorar.

En retrospectiva, sembrar leguminosas a altas densidades poblacionales tiene su efecto positivo en el control eficiente de malezas, debido a la sombra que producen las plantas; ventaja que puede ser usada para reducir la competencia entre posibles cultivos de interés agrícola y malezas de alto nivel competitivo, usando las leguminosas intercaladas con cultivos perennes o asociadas a cultivos anuales. Durante todo el periodo que duró el ensayo fue necesario realizar control de malezas hasta dos veces en los tratamientos M50 (24 P/m²) y A50 (22 P/m²), por la baja densidad poblacional; en cambio, en los

tratamientos A30 y M30 con densidades de 57 P/m² respectivamente, se realizó el control de malezas una sola vez (Tabla 10).

6.3- Producción de nódulos en dependencia de la especie de Leguminosa.

A pesar de las diferencias que muestran cada una de las especies en las diferentes densidades a las que fueron sometidas, las plantas que más nódulos produjeron fueron las de A30 con un promedio de **41 nódulos por planta** y la de menor producción fue el tratamiento M30. La diferencia entre la producción de nódulos se confirma estadísticamente, ya que los valores de significancia se encuentra por debajo del 5 %. Sin embargo los nódulos que presentaron mayor actividad (vivos) fueron los del tratamiento M30 (92%), a pesar de que poseen el menor número de nódulos (**13.2 nódulos por planta**) (Tabla 11).

Tabla 11. Promedio de nódulos por planta y su relación con la efectividad de fijación de nitrógeno.

Tratamientos	Promedio de nódulos / planta	% de Nódulos activos
M50	29 a	88
A50	20 b	90
A30	41 c	88
M30	13 d	92

P ≤ 0.0001, Nivel de signif. 5%

La apariencia de los nódulos es un indicador de su actividad, es decir de si aún tienen vida o no. Un nódulo de color rojo nos indica que es activo, que está realizando su función de fijar nitrógeno (Gráfico 4) (Binder, 1997). Los resultados de nódulos vivos demuestran que en promedio, el 90 % de los nódulos al momento del muestreo se encontraban activos, es decir, que las plantas de cada tratamiento, en ese momento ya habían iniciado la fase de absorción de nitrógeno; siendo este el principal indicador de que las plantas debían ser arrancadas de inmediato para evitar la pérdida de este nutriente a través del llenado de grano.

Cabe mencionar que para la especie de frijol Mungo existió diferencia en el tiempo que duraron las plantas para iniciar la fase de floración, resultando más precoz las plantas de la parcela 1 (M50) sembradas a la menor densidad, con una diferencia de cinco días. Esto explica que el porcentaje de

nódulos activos sea mayor en las plantas de la parcela 4, de los cuales en la mayoría el nitrógeno aún no había sido absorbido.



Gráfico 4: Vista de un nódulo activo y las raíces de una planta con nódulos.

El efecto de la producción de biomasa fresca, sobre la **formación de nódulos** en las raíces de las plantas, es directamente proporcional para el tratamiento A30, en donde la regresión es significativa para un nivel del 5% (Gráfico 5). En el resto de los tratamientos la relación entre biomasa fresca y producción de nódulos no es significativa.

Esto no significa que las plantas deberán mostrar este comportamiento siempre, ya que las condiciones ambientales varían todo el tiempo; afectando la densidad de microorganismos (*Bacterias Rhizobium*) en el suelo y la presencia o ausencia de otros elementos importantes (agua, nutrientes, aireación del suelo, etc.) que intervienen en los procesos biológicos los cuales garantizan la formación de nódulos y con ello la fijación de nitrógeno atmosférico.

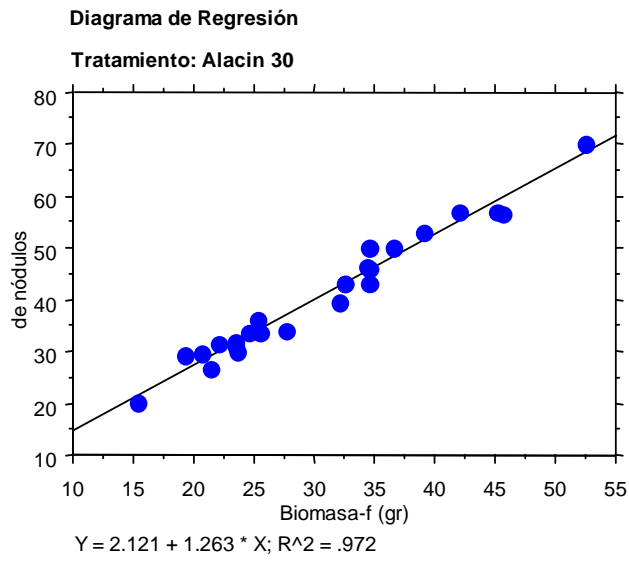


Gráfico 5: Efecto de la producción de Biomasa fresca en relación a la producción de Nódulos para el tratamiento Alacín-30.

VII. CONCLUSIONES

1. Se presentó una mínima disminución del nivel de pH en los cuatro tratamientos, pasando de un nivel ligeramente ácido (7.91), a un nivel promedio ligeramente alcalino (6.68).
2. El contenido de materia orgánica (MO) presentó un marcado incremento en los diferentes tratamientos siendo mayor en el caso del tratamiento 4 (M30), con un incremento del 2.7 % y menor en el caso de A50, con un incremento del 1.6 %.
3. El contenido de Nitrógeno total (Nt), al igual que la MO presenta incrementos muy considerables desde más del 100%, hasta 350% de incremento en Mungo-30, donde alcanza un valor de 0.135% y se acerca a las concentraciones óptimas, siendo menor el incremento en Alacín-50.
4. Las concentraciones de Fósforo (P), incrementaron en todos los tratamientos con un promedio de incremento de 200 % siendo mayor en Mungo-50, (32.7 mg /100 g) y menor en el caso de Alacín-50 (28.1 mg / 100 g).
5. El contenido de Potasio (K), al contrario disminuyó en todos los tratamientos en promedio un 35 %, siendo mayor la disminución en Mungo-30, desde 15.4 mg /100g, hasta 5.3 mg/100g.
6. La Conductividad Eléctrica (CE) se redujo en todos los tratamientos y en promedio un 91%.
7. El tratamiento que mayor cantidad de biomasa fresca produce es el frijol Alacín-30 (265 qq/Mz) y el que menos produce es el frijol Mungo-50 (123 qq/Mz).
8. Las plantas que produjeron mayor número de nódulos fueron las de Alacín-30 con un promedio de 41, nódulos por planta. Las plantas de menor producción fueron las de Mungo-30 con un promedio de 13 nódulos por planta.
9. Las plantas de Alacín-30 alcanzaron la mayor altura (49.36 cm), y la menor altura se le atribuye a las plantas de Mungo-50 (24.94). El número de nudos y hojas es igual en ambas densidades para la

especie de frijol Mungo (2 nudos, 5 hojas); y difiere en la especie de frijol Alacín siendo mayor en Alacín-50, con 8 nudos y 12 hojas; y menor en Alacín-30, con 5 nudos y 8 hojas.

10. El mayor porcentaje de nódulos activos al momento del muestreo se observó en las plantas de Mungo-30, siendo de 92%; y fue menor en las plantas de los tratamientos 2 y 3 (A50 y A30), siendo de 88%.

VIII. RECOMENDACIONES

1. Que se realicen nuevos estudios sobre este tema extrayendo muestra de suelo para análisis químico a diferentes fechas post incorporación del abono verde, para evaluar el efecto del tiempo de incorporación sobre la disponibilidad de los nutrientes en el suelo. Se recomienda realizar muestreos de suelo a los 15, 30 y 45 días después de la incorporación, sobre todo en suelos arenosos para evitar las posibles pérdidas de nutrientes por lixiviación.
2. Evaluar otras especies de leguminosas que presenten características de fácil descomposición de la biomasa para recomendar posteriormente su uso a pequeños productores y a la vez que los resultados obtenidos en los nuevos estudios sirvan como objeto de comparación con las especies que en este estudio fueron evaluadas.
3. Sí el objetivo es tener un mayor aporte de biomasa o controlar eficientemente las malezas, se recomienda usar Alacín-30. Además, esta especie es capaz de fijar grandes cantidades de nitrógeno atmosférico.
4. Sí se requiere una especie de rápida descomposición del abono verde, y con un ciclo de vida corto, se recomienda usar Mungo-30. Además tiene la ventaja de controlar regularmente las malezas y de fijar, al igual que el Alacín-30, un alto porcentaje de nitrógeno.

IX. BIBLIOGRAFÍA

1. Amézquita E & Navas J (1989) Métodos para la determinación de algunas propiedades físicas de los suelos, págs 147, 150, en: El análisis de suelos, plantas y aguas para riego. Manual de asistencia técnica N° 47. Citado por Rojas et al, 1989.
2. Benzing A (2001) Agricultura orgánica. Fundamentos para las regiones andinas. Neekar-Verlag Villingen – Schwenningen.
3. Binder U (1997) Manual de leguminosas de Nicaragua. Programa para la agricultura sostenible en Laderas de América Central (PASOLAC), Escuela de Agricultura y Ganadería de Estelí (E.A.G.E.) Estelí, Nicaragua. 528 páginas.
4. Bouwman AF (1996) Direct emission of nitrous oxide from agricultural soils. *Nutrient Cycling in Agroecosystems* 46, 53-70. Citado por Benzing 2001.
5. Bolan NS (1991) A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *plant and soil* 134, 189-207. Citado por Benzing 2001.
6. Carpenter SR, Caraco NF, Correll DL, Howarth RW, Sharpley AN & Smith VH (1998) Nonpoint pollution of surface waters with phosphorus and nitrogen. *Ecological Application* 8 (3), 559-568. Citado por Benzing 2001.
7. Castillo LE & Gonzáles GI (1989) Determinación de la Materia Orgánica, en: El análisis de suelos, plantas y aguas para riego. Manual de asistencia técnica N° 47. Citado por Rojas et al, 1989.
8. Castillo LE (1989) Determinación del Nitrógeno total, en: El análisis de suelos, plantas y aguas para riego. Manual de asistencia técnica N° 47. Citado por Rojas et al, 1989.
9. Castillo X. A (2000): Aktivität und Biomasse der Mikroorganismen in Böden von ökologisch und konventionell bewirtschafteten Ackerflächen Nicaraguas. Göttinger Bodenkundliche Bericht. 112. Alemania.
10. Daliparthy J & Barker AB (1994) Potassium Fractions with other nutrients in crops: a review focusing on the trophies. *Journal of plant nutrition* 17 (11), 1859-1886. Citado por Benzing, 2001.
11. Fassbender HW (1969) Deficiencia y fijación de fósforo en suelos derivados de cenizas volcánicas en América Central. pp B4. 1-4.10 en: Panel sobre suelos derivados de cenizas volcánicas de América Latina. Turrialba (Costa Rica) 6-13 de julio de 1969. IICA. Citado por Benzina, 2001.
12. Fassbender HW (1980) Química de suelos, con énfasis en suelos de América Latina. IICA, San José. Citado por Benzina, 2001.
13. Fassbender H. W. Elemer Bornemisza: (1987): Química de suelos con énfasis en suelos de América Latina. 2 a Edi. IICA, Costa Rica.

14. Fuchs WH & Grossmann F (1972) Ernährung and Resistenz von Kulturpflanzen gegenüber Krankheitserregern and schädlingen. *pp* 1007-1107 en: Linser H (ed) Handbuch der pflanzenernährung and Düngung, vol.1, Springer, Berlin. Citado por Benzing, 2001.
15. García A (1989) Determinación de la Salinidad del Suelo, págs 108, 116 en: El análisis de suelos, plantas y aguas para riego. Manual de asistencia técnica N° 47. Citado por Rojas et al, 1989.
16. García García F, Barrantes F, González Ma del Carmen, Pérez M, Cerda Juan (1992): Interpretación de análisis de suelo, foliar y agua de riego, Consejo de Abonado. Junta de Extremadura, Consejería de Agricultura y comercio. Edi. Mundi-Presa. Madrid.
17. Global 2000 (1981) Der Bericht an den Präsident. Zweitausendeins, Frankfurt. Citado por Benzing, 2001.
18. Guerrero R, Burbano J & Cabrera T (1972) Estado y fijación del fósforo en suelos volcánicos del sur de Colombia *pp* 59-81 en: II Panel sobre suelos derivados de cenizas volcánicas de América Latina. Pasto. Citado por Benzina, 2001.
19. Guerrero A. G. (2000): El suelo, los abonos y la fertilización de los cultivos. Edi. Mundi-Prensa, Madrid.
20. Gutser R (1993) Zur Nährstoff- and Sonderwirkung von festmist. *pp* 45-56 en: Umweltverträgliche verwertung von festmist. KTBL-Fachgespräch am 26./27. Nov 1992, in Waltersdorf/Thüringen. KTBL, Darmstadt. Citado por Benzing, 2001.
21. Hardarson G (1993) Methods for enhancing symbiotic nitrogen fixation. *Plant and soil*. 152, 1-17. Citado por Benzing, 2001.
22. Homer D. Chapman, Parker F. Pratt (2000): Métodos de análisis para suelos, plantas y aguas. 9a Edi. Trillas, México.
23. Instituto de la Potasa y el Fósforo (INPOFOS, 1997). Manual internacional de fertilidad de suelos. 147 Páginas.
24. Jacobsen D (1995) El efecto de la contaminación orgánica en la fauna de macroinvertebrados en los ríos del Valle Interandino del Ecuador. en: XIX Jornadas ecuatorianas de biología, 23-25 de Nov. de 1995. Memorias. PUCE, Quito. Citado por Benzing, 2001.
25. López M (1969) Problemas de fertilización en suelos derivados de cenizas volcánicas en Colombia. *pp* C1. 1-1.8 en: Panel sobre suelos derivados de cenizas volcánicas de América Latina. Turrialba (Costa Rica) 6-13 de julio de 1969. IICA. Citado por Benzing, 2001.
26. Marschner H (1995) Mineral Nutrition of higher plants. 2a edic. Academic press, Londres. Citado por Benzing, 2001.

27. Meja M & Bucardo E (1989) Evaluación de diferentes fechas de incorporación de la leguminosa *Vigna radiata* como abono verde en asocio con el cultivo de Maíz, Variedad NB-6. Managua, Nicaragua.
28. Mendoza J & Borie F (1998) Effect of *Glomus etunicatum* inoculation on aluminium, phosphorus, calcium and magnesium uptake of two barley genotypes with different aluminium tolerance. *Communications in soil. Science and plant analysis* 29 (5-6), 681-695. Citado por Benzing, 2001.
29. Mengel K (1991) Ernährung and stoffwechsel der pflanze. 7a Edición, Fischer, Jena. Citado por Benzing, 2001.
30. Millar C. E; Turk L. M; Foth H. D (1980): Fundamentos de la ciencia del suelo. 5ª Edición, Continental, S. A. Mexico
31. Ocio J.A; Brookes P.C; & Jenkinson D.S. (1991): Field incorporation of straw and its effects on soil microbial biomass and soil inorganic N. *Soil Biol. & Biochemistry*. 23, 171-176. London.
32. Olk DC & Cassman KG (1993) Reduction of potassium fixation by organic matter in vermiculite soils. *Pp 307-315 en: Mulongoy K Merchx R (eds) Soil organic matter dynamics and sustainability of tropical agriculture*. Wiley, Chichester. Citado por Benzing, 2001.
33. Pineda P, Kipe – Nolt JA & Rojas E (1994) *Rhizobium* inoculation increases of bean and Maize yields in intercrops on farms in the Peruvian sierra. *Experimental agriculture*. 30, 311-318. Citado por Benzing, 2001.
34. Reddy DD, Rao AS & Takkar PN (1999) Effects of repeated manure and fertilizer phosphorus additions on soil phosphorus dynamics under a soybean – wheat rotation. *Biology and fertility of soil*. 28, 150-155. Citado por Benzing, 2001.
35. Reid CCP (1990) Mycorrhizae *pp 281-315 en: Lynch JM (ed) The rhizosphere*. Wiley, Chichester. Citado por Benzing, 2001.
36. Ritchey, K. D. (1979): Potasio fertility in Oxisols and Ultisols of the humid tropics. *Cornell International Agriculture Bulletin* 37: 1-45. (Citado en Fassbender, et al. 1987)
37. Rojas LA, González GI, García A, Castillo LE, Ortiz G, Amézquita E, Lora R & Navas J (1989) Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). El análisis de suelos, plantas y aguas para riego. Manual de asistencia técnica N° 47. Bogotá, octubre de 1989.
38. Sánchez PA (1981) Suelos del trópico. Características y manejo. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA).
39. Scheffer E & Schachtschabel P (1982) *Lehrbuch der Bodenkunde*, 11a edición. F. Enke, Stuttgart. Citado por Benzing, 2001.

40. Scheffer & Schachtschabel (2000): Lehrbuch der Bodenkunde, 11a edic. F. Enke, Stuttgart. Alemania.
41. Snoek H & Walfrath H (1983) Das Buch vom steinmehl. Pietsch, Stuttgart. Citado por Benzing, 2001.
42. Sparks DL (2000) Bioavailability of soil potassium. *pp* D38-D53 en: Sumner ME et al (eds) Handbook of soil science. CRC Boca Raton. Citado por Benzing, 2001.
43. Tarafdar J.C. Jungk A. (1987): Phosphatase activity in the rhizosphere and its relation to the depletion of soil organic phosphor. *Biology and Fertility of soil* 3. 199-204. London
44. Thiessen H, Stewart JWB & Cole EV (1984) Pathways of phosphorus transformation in soils of differing pedogenesis. *Soil Science Society of Americana Journal* 48, 853-858. Citado por Benzing, 2001.
45. Úlehlova B (1988) Cycling of other mineral elements, en: Vancura V & Kunc F (eds) Soil microbial associations: Control of structures and gr no pulb, UCE, Quito. Citado por Benzing, 2001.
46. UNAN-León 2003: Reporte de la Estación de meteorológica 2003, Campus Agropecuaria. León.
47. Van Noordwijk M & Dommergues YR (1990) Root nodulation: The twelfth hypothesis. *Agroforestry today* 3(3), 9-10. Citado por Benzing, 2001.
48. Valente JF & Oliver R (1993) Bolivia: Aumento de la producción a través del uso de fertilizantes y otros insumos. Evaluación de la fertilidad de los suelos del altiplano Valle Central y Llanos de Bolivia. Respuesta de los cultivos a la fertilización con NPK, criterio de recomendación de fertilizantes. Informe de la misión de consultoría. FAO, Cochabamba. Citado por Benzing, 2001.
49. Von Frahstein P & Vogtmann H (1983) Organic extracts for the treatment of rock powder fertilizers in biological agriculture. *Biological Agriculture and horticulture* 1, 169-180. Citado por Benzing, 2001.

ANEXOS

Tabla 12. Tabla para la Interpretación del análisis de suelo.

<u>Nutrientes</u>	<u>Concentración óptima</u>
Fósforo	20-30 mg / 100 g de suelo
Potasio	20-35 mg / 100 g de suelo
Nitrógeno total	0.15-0.20 %
Calcio	250-400 mg / 100 g de suelo
Magnesio	25-50 mg / 100 g de suelo
Materia Orgánica	> de 2.5 %
Hierro	0.1-0.3 %
Conductividad Eléctrica	300-800 μ S/cm

Tabla 13. Tabla usada para evaluar los niveles de pH en el suelo.

<u>PH / H2O</u>	<u>Nivel</u>
< 4.5	Muy ácido
4.6-5.2	Ácido
5.3-5.9	Moderadamente ácido
6.0-6.6	Ligeramente ácido
6.8-7.2	Neutro
7.3-7.9	Ligeramente alcalino
8.0-8.5	Moderadamente alcalino
8.6-9.3	Alcalino
> 9.4	Muy alcalino

Fuente: Laboratorio de suelo de la UNAN – LEON.

Tabla 14. Hoja de muestreo usada para las variables número de nódulos, biomasa fresca y seca.

Plantas muestreadas	Número de nódulos				Biomasa fresca (gr)				Biomasa-seca (gr)			
	M50	A50	A30	M30	M50	A50	A30	M30	M50	A50	A30	M30
1	34	25	29.2	22	21.5	90.5	19.2	26.2	6.1	19.5	10	5.4
2	42	8	29.7	8	34.5	53.4	20.7	31	8.6	14.5	9	6.5
3	25	19	33.6	12	44.2	35	24.6	40	9	9.8	9	8.3
4	32	45	50	24	39.5	45	34.6	46	9.8	15.5	15.4	10
5	26	18	26.9	3	30.2	47.5	21.4	24.6	7.6	23.6	5.5	7.2
6	25	13	70	10	30	66.5	52.5	34.5	6.5	19	17.5	8.1
7	37	14	36.3	4	37	54.5	25.3	38.2	8.2	16	11	8.3
8	24	10	30.1	5	34.3	73.5	23.6	26.4	8.3	16	6.5	7.5
9	14	8	33.6	11	34.5	58.5	25.4	20.9	8.3	13	8.2	6.2
10	37	25	20.3	11	40	73	15.3	20.9	9	18.3	5	6
11	24	23	57	14	39.7	71.5	45.2	17	9.5	14.5	11.8	5.9
12	30	20	57	18	29	45	42	26.6	8.2	11	15	8.7
13	31	8	31.5	12	42	67	22	17	8.3	16	9.5	5.8
14	50	42	46	23	15.6	39	34.5	10	3.1	10	11.5	4
15	35	12	43	14	10.6	80	32.5	15.4	4	17.5	10.5	5.5
16	55	11	31	9	52	55.5	23.5	14.1	11.7	13	7.5	4
17	28	24	32	12	38	32.5	23.4	13.9	8	9.5	8.6	4.8
18	20	20	43	7	23.5	75	32.5	18.5	5.5	16	10.5	6
19	24	13	53	22	28	60	39	33.5	5.9	12.5	14	7.1
20	20	20	50	10	26.5	62	36.5	23	7.3	13	13.5	6.5
21	22	22	39.5	5	29.5	46	32	15.5	8.2	10	7.5	4.9
22	30	49	56.8	25	41.3	48	45.6	14.5	10.3	11	11.2	6.9
23	25	23	46.3	25	51	35	34.3	14.5	11.7	12.5	12	5.3
24	12	11	43	12	30	49	34.5	12.5	7.7	10	8.5	5
25	22	8	34.2	12	31	26	27.7	14	8.5	6.5	6.5	5.2

Tabla 15: Datos promedios del aporte de Biomasa fresca y seca en dependencia de los tratamientos (n = 25).

Parámetros	Tratamiento			
	M50	A50	A30	M30
# P/ Mz	165874	150518	387717	391637
# plantas / Tratamiento	6600	5989	15427	15583
Biomasa-f (gr)	33	56	31	23
Biomasa-S (gr)	8	14	10	6
Biomasa f (gr/trat)	220018	332725	473794	354482
Biomasa f (kg/trat)	220	333	474	354
Biomasa f (Kg/Mz)	5530	8362	11908	8909
Biomasa f (qq/Mz)	123	186	265	198
Biomasa- S (gr/trat)	52615	83415	157479	99170
Biomasa-S (kg/trat)	53	83	157	99
Biomasa-S (Kg/Mz)	1322	2096	3958	2492
Biomasa-S (qq/Mz)	29	47	88	55
# de nódulos	29	20	41	13
# Nódulos/ Mz	4803697	2956167	15865370	5169614

Tabla 16: Datos totales del aporte de Biomasa fresca y seca en dependencia de los tratamiento (n = 25).

Parámetros	Tratamiento			
	M50	A50	A30	M30
# P/ Mz	4146838	3762941	9692919	9790936
# plantas / Tratamiento	165000	149725	385675	389575
Biomasa-f (gr)	833	1389	768	569
Biomasa-S (gr)	199	348	255	159
Biomasa f (gr/trat)	5500440	8318122	11844851	8862052
Biomasa f (kg/trat)	5500	8318	11845	8862
Biomasa f (Kg/Mz)	138239	209054	297689	222724
Biomasa f (qq/Mz)	3072	4646	6615	4949
Biomasa- S (gr/trat)	1315380	2085370	3936970	2479255
Biomasa-S (kg/trat)	1315	2085	3937	2479
Biomasa-S (Kg/Mz)	33059	52410	98945	62310
Biomasa-S (qq/Mz)	735	1165	2199	1385
# de nódulos	724	491	1023	330
# Nódulos/ Mz	120092425	73904166	396634262	129240350

Tabla 17. Altura, número de nudos y hojas promedio de las plantas de los cuatro tratamientos (n = 25).

Tratamientos	Altura promedio (cm)	Promedio de nudos (#)	Promedio de hojas (#)
M50	24.94 a	2	5
A50	42.88 b	8	12
A30	49.36 c	5	8
M30	36.18 d	2	5

P ≤ 0.0001, Nivel de signif. 5%

Tabla 18: Resultados del análisis de Varianza (T-Test) para Biomasa fresca.

Einstichproben-t-Test

Nullhypothese: Mittelwert = 0

	Mittelwert	FG	t-Wert	P-Wert
Biomasa f (qq/Mz)	192.824	99	23.207	<.0001

Mittelwert-Tabelle für Biomasa f (qq/Mz)

Effekt: Tratamiento

	Anzahl	Mittelwert	Std.abw.	Std.fehl.
Alacin 30	25	264.612	80.470	16.094
Alacin 50	25	185.826	54.651	10.930
Mungo30	25	197.977	84.699	16.940
Mungo50	25	122.879	36.031	7.206

Fishers PLSD für Biomasa f (qq/Mz)

Effekt: Tratamiento

Signifikanzniveau: 5 %

	Mittelw. Diff.	Krit. Diff.	P-Wert	
Alacin 30, Alacin 50	78.787	37.594	<.0001	S
Alacin 30, Mungo30	66.635	37.594	.0007	S
Alacin 30, Mungo50	141.733	37.594	<.0001	S
Alacin 50, Mungo30	-12.151	37.594	.5227	
Alacin 50, Mungo50	62.947	37.594	.0013	S
Mungo30, Mungo50	75.098	37.594	.0001	S

Tabla 19: Resultados del análisis de varianza (T-Test) para Biomasa seca.

Einstichproben-t-Test

Nullhypothese: Mittelwert = 0

	Mittelwert	FG	t-Wert	P-Wert
Biomasa-S (qq/Mz)	54.827	99	20.214	<.0001

Mittelwert-Tabelle für Biomasa-S (qq/Mz)

Effekt: Tratamiento

	Anzahl	Mittelwert	Std.abw.	Std.fehl.
Alacin 30	25	87.951	27.357	5.471
Alacin 50	25	46.587	13.034	2.607
Mungo30	25	55.386	13.134	2.627
Mungo50	25	29.385	7.464	1.493

Fishers PLSD für Biomasa-S (qq/Mz)

Effekt: Tratamiento

Signifikanzniveau: 5 %

	Mittelw. Diff.	Krit. Diff.	P-Wert	
Alacin 30, Alacin 50	41.365	9.505	<.0001	S
Alacin 30, Mungo30	32.565	9.505	<.0001	S
Alacin 30, Mungo50	58.566	9.505	<.0001	S
Alacin 50, Mungo30	-8.799	9.505	.0692	
Alacin 50, Mungo50	17.201	9.505	.0005	S
Mungo30, Mungo50	26.001	9.505	<.0001	S

Tabla 20: Resultados del análisis de varianza (T-Test) para la producción de nódulos.

Einstichproben-t-Test

Nullhypothese: Mittelwert = 0

	Mittelw ert	FG	t-Wert	P-Wert
# de nódulos	25.680	99	17.672	<.0001

Mittelwert-Tabelle für # de nódulos

Effekt: Tratamiento

	Anzahl	Mittelw ert	Std.abw .	Std.fehl.
Alacin 30	25	40.920	11.969	2.394
Alacin 50	25	19.640	11.321	2.264
Mungo30	25	13.200	6.813	1.363
Mungo50	25	28.960	9.994	1.999

Fishers PLSD für # de nódulos

Effekt: Tratamiento

Signifikanzniveau: 5 %

	Mittelw . Diff.	Krit. Diff.	P-Wert	
Alacin 30, Alacin 50	21.280	5.737	<.0001	S
Alacin 30, Mungo30	27.720	5.737	<.0001	S
Alacin 30, Mungo50	11.960	5.737	<.0001	S
Alacin 50, Mungo30	6.440	5.737	.0282	S
Alacin 50, Mungo50	-9.320	5.737	.0017	S
Mungo30, Mungo50	-15.760	5.737	<.0001	S

Tabla 21: Resultados del análisis de estadística descriptiva para variables continuas realizado a Biomasa-F y Biomasa-S

Deskriptive Statistiken

Getrennt nach: Tratamiento

	Mittelw.	Std.abw.	Std.fehler	Anzahl	Minimum	Maximum	# fehlend
Biomasa f (qq/Mz), Total	192.824	83.088	8.309	100	39.072	452.336	0
Biomasa f (qq/Mz), Alacin 30	264.612	80.470	16.094	25	131.824	452.336	0
Biomasa f (qq/Mz), Alacin 50	185.826	54.651	10.930	25	86.966	302.708	0
Biomasa f (qq/Mz), Mungo30	197.977	84.699	16.940	25	87.031	400.340	0
Biomasa f (qq/Mz), Mungo50	122.879	36.031	7.206	25	39.072	191.676	0
Biomasa-S (qq/Mz), Total	54.827	27.124	2.712	100	11.427	150.779	0
Biomasa-S (qq/Mz), Alacin 30	87.951	27.357	5.471	25	43.080	150.779	0
Biomasa-S (qq/Mz), Alacin 50	46.587	13.034	2.607	25	21.741	78.938	0
Biomasa-S (qq/Mz), Mungo30	55.386	13.134	2.627	25	34.812	87.031	0
Biomasa-S (qq/Mz), Mungo50	29.385	7.464	1.493	25	11.427	43.127	0

Tabla 22: Resultados del análisis de Regresión entre las variables Número de nódulos vs Biomasa fresca.

Regressionstabelle

de nódulos vs. Biomasa-f (gr)

Getrennt nach: Tratamiento

Zelle: Alacin 30

Anzahl	25
Anz. fehlend	0
R	.986
R-Quadrat	.972
Korrigiertes R-Quadrat	.971
RMS-Residuum	2.052

ANOVA-Tabelle

de nódulos vs. Biomasa-f (gr)

Getrennt nach: Tratamiento

Zelle: Alacin 30

	FG	Summe der Quadrate	Mittleres Quadrat	F-Wert	P-Wert
Regression	1	3341.146	3341.146	793.750	<.0001
Rest	23	96.814	4.209		
Total	24	3437.960			

Regressionskoeffizienten

de nódulos vs. Biomasa-f (gr)

Getrennt nach: Tratamiento

Zelle: Alacin 30

	Koeffizient	Std.fehler	Std.koeff.	t-Wert	P-Wert
Achsenabschnitt	2.121	1.437	2.121	1.476	.1534
Biomasa-f (gr)	1.263	.045	.986	28.174	<.0001

Regressionsdiagramm

Getrennt nach: Tratamiento

Zelle: Alacin 30

