

EFECTOS DEL ABONO ORGÁNICO MINERAL

Por: *GARCÍA Francisco / **JARAMILLO Stella / ***CARRILLO Alberto

sobre la población microbiana de un Haplustalf vértico

**Organic mineral
fertilizer effects on the
vertex Unhaplustalf
microbial populations**

*Ph.D (c) en Biología vegetal, Università degli Studi di Parma Italia. Director del Grupo de Investigación Abonos Orgánicos Fermentados (aof) y Docente, Fundación Universitaria Juan de Castellanos. Email: jfgm29@hotmail.com

**Agrozootecnista, Ingeniera Agropecuaria y Coinvestigadora del Grupo de Investigación Abonos Orgánicos Fermentados (aof), Fundación Universitaria Juan de Castellanos. Email: mil.agros@yahoo.es

***Especialista en Gerencia Educacional, Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia. Coinvestigador del Grupo de Investigación Abonos Orgánicos Fermentados (aof), Fundación Universitaria Juan de Castellanos. Email: josealbertocch@gmail.com

Recibido: 09 de julio de 2011

Aceptado para publicación: 11 de septiembre de 2011

Tipo: Investigación



RESUMEN

Un suelo agrícola es el resultado de la interacción de propiedades físicas, químicas y biológicas. Allí los microorganismos son esenciales para su fertilidad, debido a la mineralización y humificación de residuos orgánicos, fijación de nitrógeno, degradación de celulosa, solubilización de fósforo, oxidorreducción de sulfatos y producción de metabolitos activos funcionales, que mejoran la capacidad de retención iónica. El presente trabajo evaluó las poblaciones de microorganismos de un terreno después de agregar abono orgánico mineral fermentado (aof), cuyas características químicas son: %H 17 p/p, pH 8.1, C/N 20/1, COO 15%, CIC 25meq/100g de suelo, CE 27dS/m, Nt 0.94%, P²O⁵ 6.27% K²O 4.31%, MgO 0.87% y CaO 12.42%. Producto que cumple así con la norma técnica colombiana 5167. El procedimiento reportó poblaciones de bacterias fijadoras de Nitrógeno de vida libre (BFNVL) 63.9X10⁶ UFC/g, microorganismos sulfatorreductores (MS) 100UFC/g, bacterias solubilizadoras de fósforo (BSF) 3X10⁵ UFC/g y descomponedores de celulosa (DC) 43X10⁴ UFC/g en promedio. Se tomaron muestras en 4 lotes de 2000 m² cada uno: T1, incorporación de abono orgánico en cultivo de hortalizas durante dos años (2006 – 2008), en una proporción de cinco Kg/m² cada tres meses. T2, pradera de kikuyo (*Penisetum clandestinum*) y trébol (*Trifolium repens*), sin manejo ni fertilización, durante ocho años(2000-2008); T3, adición de aof, durante ocho años cada seis meses, en una proporción de cinco Kg / m², en cultivos de leguminosas, gramíneas y hortalizas (2000-2008) y T4, cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.) con manejo de agricultura tradicional (2000-2008). Las muestras fueron tomadas entre 0 y 20 cm, siguiendo el protocolo para el análisis de suelo convencional; transportando al laboratorio suelo sin disturbar para medir la densidad aparente. Éstas fueron procesadas 24 horas después de recogidas. Las variables estudiadas fueron: (BFNVL), (MS), (BSF) y (DC). Los resultados revelaron que los aof no aportan nitrógeno, pero las poblaciones fijadoras de éste alcanzan hasta 38 X 10⁶ UFC/g, y son incorporadas al suelo, logrando que su densidad aumente en la medida en que haya carbono orgánico oxidable, liberado por las bacterias celulolíticas.

Palabras clave: Celulolíticos, solubilizadores de fósforo, sulfatorreductores, fijadores de nitrógeno, interacción.

ABSTRACT

An agricultural soil is the result of the interaction of physical, chemical and biological weapons; where microorganisms are essential for fertility, due to mineralization and humification of organic waste, nitrogen fixation, degradation of cellulose, solubilization of phosphorus, redox of sulfates and functional active metabolite production, improving the ion-holding capacity. This study evaluated the populations of microorganisms from an agricultural soil after adding organic fertilizer fermented mineral (aof), whose chemical characteristics are: %H 17 p/w, pH 8.1, C / N 20 / 1, COO 15% CIC 25meq/100g soil, CE 27dS / m, Nt 0.94% P²O⁵ 4.31% 6.27% K²O, MgO 0.87% CaO and 12.42%. Product that complies with technical standards and Colombia 5167. Also reported populations of nitrogen fixing bacteria-free life (BFNVL) 63.9X10⁶ CFU / g, sulfate-Microorganisms (MS) 100UFC / g, phosphorus solubilizing bacteria (BSF) 3X10⁵ CFU / g Cellulose Decomposers (DC) 43X10⁴ CFU / g on average. Samples were taken in 4 lots of 2000 m² each, T1, incorporation of organic fertilizer for two years (2006 - 2008) in a ratio of five Kg/m² every three months, growing vegetables, T2, kikuyu pasture (*Penisetum clandestinum*) and clover (*Trifolium repens*), without management or fertilization during eight years (2000-2008), T3, aof addition of eight years six months, at a rate of five kg / m² in legume crops, grasses and vegetables (2000-2008) and T4, potato (*Solanum tuberosum* L.) with conventional agriculture management (2000-2008). Samples were taken between 0 and 20 cm, following the protocol for sampling for soil testing conventional transporting to the laboratory without disturbing soil bulk density measurements, these samples were processed 24 hours after collection. The variables studied were (BFNVL), (MS), (BSF) and (DC). Laboratory tests show that aof not add nitrogen, but nitrogen-fixing populations reach up to 38 X 10⁶ CFU / g which are incorporated into the soil, making its density increases to the extent that there oxidizable organic carbon released by cellulolytic bacteria.

Keywords: cellulolytic, phosphate solubilizing, sulfate-, nitrogen-fixing interaction



INTRODUCCIÓN

Las plantas transforman el CO_2 en compuestos orgánicos mediante la fotosíntesis. Ésta corresponde a una ganancia neta en materia orgánica, la cual se acumula dentro del ecosistema, allí se transforma y es utilizada por individuos endémicos. Cuando la energía almacenada es alta, reporta una producción primaria alta, baja respiración o aporte neto de compuestos orgánicos. Si en el sistema no hay beneficio, entonces se debe hacer un aporte externo de energía porque de lo contrario la comunidad la consume y desaparece, como ocurre en un procedimiento agrícola convencional, donde se adiciona energía no renovable en forma de abonos sintéticos (Atlas y Bartha, 2001).

El suelo es un cuerpo tridimensional, formado por una fracción sólida y unos espacios ocupados por agua y aire. De la primera hacen parte un porcentaje inorgánico y otro orgánico, formado por las moléculas provenientes de la descomposición de materiales de origen vegetal, animal o microbiano. La actividad la generan microorganismos que lo habitan y se ocupan de la degradación de cada uno de estos compuestos, mediante la producción de enzimas para cada material. De esta dinámica se generan unos cambios en las propiedades físicas, químicas y biológicas del mismo.

Las poblaciones microbianas presentes en el suelo dependen del sustrato, clima, pH, relación C/N, carbono orgánico oxidable COO y niveles de O_2 , pero en general son diversas y cumplen diferentes funciones. La cantidad y la calidad de la materia orgánica pueden, junto con otros factores abióticos, determinar la naturaleza de la población y su potencial bioquímico. Las sustancias orgánicas de fácil degradación favorecen el desarrollo de bacterias; en cambio, las fracciones más lignificadas son atacadas por hongos y actinomicetos (Peláez, 2009). De otra parte un compuesto que es degradado por microorganismos es la celulosa, un carbohidrato que consta de una cadena lineal de moléculas de glucosa unidas mediante enlaces β 1-4 que atraen diferentes especies de hongos de los géneros *Aspergillus*, *Fusarium*, *Phoma* y *Trichoderma* y algunas bacterias miembros de los géneros *Cytophaga*, *Vibrio*, *Polyangium*, *Cellulomonas*, *Streptomyces* y *Nocardia* que degradan los compuestos de celulosa de la superficie del suelo.

El pH del suelo tiene gran importancia en el tipo de población microbiana celulolítica que lleva a cabo la degradación. Puede ocurrir tanto en condiciones aeróbicas como anaeróbicas; en el primer caso la realizan hongos y bacterias generando como principal producto

CO₂, agua y biomasa celular. En condiciones anaerobias intervinen diferentes miembros del grupo *Clostridium* los cuales fermentan formando ácidos de bajo peso molecular así como CO₂, agua y biomasa celular. La degradación de la celulosa también se produce a temperaturas elevadas (65°C en compostajes y aof) (García, 2008) por *Clostridium thermocellum*. En los diferentes ambientes esta degradación está catalizada por un sistema enzimático de celulasas (C₁, C_x o endo-β-1-4 glucanasa y β glucosidasa). La enzima C1 actúa sobre celulosa nativa, Cx corta polímeros parcialmente degradados, endo-β-1-4 glucanasa corta la cadena internamente y producen celobiosa y β glucosidasa degradando la celobiosa y formando glucosa (Atlas y Bartha, 2001).

La hemicelulosa es un compuesto de xilanos, malanos y galactanos, está sujeto a la degradación por diversos hongos y bacterias como los *Actinomicetes* y los miembros del género *Bacillus*. Estos pueden degradar xilanos, a través de la producción de endoenzimas que rompen enlaces dentro del polímero que separan monómeros o dímeros del final del polímero produciendo CO₂, agua, biomasa celular y una variedad de moléculas pequeñas que comprenden la complejidad correspondiente a los productos que se forman de la degradación microbiana (Atlas y Bartha, 2001).

La lignina es un polímero vegetal estructural que se resiste a la degradación; está íntegramente asociada a la celulosa y a la hemicelulosa, protegiéndolas de la biodegradación. Su estructura es aromática y consta de subunidades de fenilpropano unido mediante enlace carbono-carbono (C-C) o éter (C-O-C). Su biodegradación no ocurre anaeróticamente; la madera intacta es atacada primero por hongos de la podredumbre marrón y respectivamente ambos *Basidiomycetes*. Los troncos descompuestos de este modo se deshacen en polvo marrón, que consta principalmente de lignina liberada enzimáticamente. Por el contrario, los hongos de la podredumbre blanca degradan preferentemente la lignina, dejando un residuo celulósico, suave y fibroso. (Atlas y Bartha, 2001)

Estos microorganismos son habitantes naturales del suelo, puesto que allí encuentran el sustrato que favorece su presencia, pero la actividad antrópica perturba el hábitat alterando el equilibrio armónico. Sin embargo, al dejar los residuos de cosecha e incorporar abonos verdes o orgánicos, se busca favorecerlos al igual que lo hacen las raíces de las plantas, atrayéndolos con sus exudados. Por esta razón, la rizósfera resulta ser el suelo más habitado por diferentes especies de microorganismos. El suelo rizosférico es aquel que recibe influencia de la raíz, formando un complejo equilibrio ecológico entre la flora microbiana y las raíces de las plantas, gracias a interacciones tales como sinergismo y comensalismo, donde se promueve la solubilidad y movilización de los elementos que constituyen la fuente de nutrición de las plantas.

Los abonos orgánicos fermentados (aof), líquidos y sólidos, fabricados en el Centro Experimental de la JDC, a partir de estiércol bovino, aserrín de madera, melaza de caña, fosfatos, carbonatos de Ca Mg, sulfatos de Cu, Fe, Zn, Mn, Mg y ácido bórico, han reportado poblaciones promedio de bacterias fijadoras de nitrógeno de vida libre BFNVL 63.9X10⁵ UFC/g. Igualmente, solubilizadores de fósforo SF 3X10³ UFC/g, descomponedores de celulosa DC 43X10⁴ UFC/g y sulfatorreductores SR 100UFC/g, en diferentes cantidades que dependieron del proceso y de las materias primas empleadas para su elaboración, poblaciones que llegaron al suelo a través de este insumo (García *et. al*, 2009, 2008, 2007,

2006, 2005). De otra parte, las características físico-químicas del abono han reportado en promedio: %H 17 p/p, pH 8.1, C/N 20/1, COO 15%, CIC 25meq/100g de suelo, CE 27dS/m, Nt 0,94%, P₂O₅ 6.27% K₂O 4.31%, MgO 0.87% y CaO 12.42%, en seco color café oscuro, densidad aparente seca 0.409, retención de humedad 153.64% p/p, ausencia de *Salmonella* y *Colibacillus*. Producto que cumple así con la norma técnica colombiana 5167.

El fósforo es un elemento esencial en todos los sistemas vivos, forma parte de moléculas como el ATP, ADP, ésteres de fosfato, azúcares fosforados y ácidos nucleicos (RNA y DNA). Sin embargo, no es abundante en la ecósfera, por lo que su suministro para plantas y microorganismos está influenciado por la actividad metabólica de estos individuos, los cuales solubilizan o mineralizan hasta hacerlo asimilable. Además, su disponibilidad también depende de condiciones de pH neutro o alcalino, por su tendencia a precipitar en presencia de metales bivalentes (Ca₂₊, Mg₂₊) y del ión férrico Fe³⁺ (García, 2009; Atlas y Bartha, 2001; Fassbender, 1982).

Dentro de los Microorganismos Solubilizadores de Fosfatos (MSF) se encuentran bacterias (*Nitrosomonas*, *Thiobacillus*, *Escherichia coli*), hongos (*Penicillium*, *Aspergillus*, *Botrytis sp.*, *Fusarium sp.*) (Burbano, 1989) y actinomicetos, cuya proporción varía dependiendo del tipo de suelo, sustrato orgánico y fuente inorgánica de fósforo. Los MSF más abundantes son los hongos, seguidos de bacterias y actinomicetos y el lugar más frecuente para encontrarlos corresponde al endorizoplano, debido, seguramente, a los exudados radiculares tales como ácidos orgánicos (cítrico, málico, succínico entre otros) involucrados en la solubilización del fósforo, la presencia de fuentes fosforadas orgánicas e inorgánicas y el establecimiento de interacciones microbianas (Bernal, 2010). Esto coincide con el ensayo de Luengas, (2009), donde la mayor población de MSF se encontró en la zona rizosférica de la cebolla de bulbo, con pH casi neutro (6.5 - 7.2), y con mayor contenido de materia orgánica pero, a diferencia del anterior, hubo mayor presencia de Bacterias Solubilizadoras de Fosfatos (BSF) que de hongos.

De otra parte, algunos trabajos como el de Rivera, *et. al* 2010 demostraron que las mejores poblaciones de MFN, y SF, se consiguen en concentraciones de 1% de biofertilizante (*pollinaza* + *Azospirillum* + *Azotobacter* + MSF) agregado al suelo; mientras que cuando la concentración se aumenta al 3% las poblaciones se reducen a la cantidad de UFC del orden de 25 veces en *Azospirillum* y 42 tanto en *Azotobacter* como en MSF; seguramente por aumento en los contenidos de nitrógeno que pudo estar en forma tóxica para las bacterias (García, 2009; Lai W *et al*. 2008).

Sin embargo, una mayor diversidad de microorganismos alrededor de la raíz con respecto a la del resto del edafón, se debió a que las raíces exudan: aminoácidos, vitaminas, azúcares, ácidos orgánicos, nucleótidos, flavonoides, enzimas, glucósidos, auxinas, saponínicos y taninos (Gupta y Mukerji, 2002). Estos compuestos tienen un efecto selectivo sobre las poblaciones microbianas presentes.



De manera general, el número de microorganismos en la rizosfera (R) es mucho mayor que el de microorganismos en el suelo no rizosférico (S); de tal manera que la relación R: S, usualmente es mayor que 1. (Cardoso *et al.* 1988). A esta relación se la conoce como “efecto rizosférico”. Estos mismos autores comprobaron que el aporte de exudados radicales en un cultivo de millo es de 1250 m³ anual por hectárea.

Los suelos con alto contenido de materia orgánica tienden a contener más organismos con demandas complejas que la fracción del suelo asociada a las raíces de las plantas, poseen un nivel más elevado de organismos con exigencias simples; aunque las aplicaciones subsiguientes parecen limitadas (Harris, 1992).

En la rizósfera frecuentemente hay poco nitrógeno, con una relación C: N alrededor de 40:1. Las bacterias que proliferan en esta compiten por dicho elemento y además utilizan los materiales orgánicos liberados por las raíces (Gosz y Fisher, 1984, citados por Hernández. *et al.* R, 2003). De otra parte, las labores culturales que se hacen en el cultivo producen muchos efectos directos e indirectos sobre las poblaciones microbianas del suelo; por ejemplo, el arado los expone a la intemperie, debido al volteo y modificación de las condiciones físicas de la capa arable como la porosidad, la infiltración y movimiento de gases en los espacios vacíos. El presente trabajo partió de la necesidad de conocer si las poblaciones de microorganismos presentes en el suelo agrícola se afectan cuando se agregan abonos orgánicos fermentados.

MATERIALES Y MÉTODOS

El ensayo se realizó en el Centro Experimental Agroambiental de la Fundación Universitaria Juan de Castellanos, municipio de Soracá, vereda Otro lado; localizado en la zona centro del departamento de Boyacá, a 5° 30' de latitud Norte y 73° de longitud Oeste de Greenwich, a 2960 msnm, temperatura pro-

medio de 13°C, régimen bimodal de precipitación, con 900 mm/año durante los meses de marzo a mayo y de septiembre a noviembre, humedad relativa del 75% (POT, 2005)

Ensayo experimental. Los suelos donde se llevaron a cabo los ensayos corresponden a un Vertic Haplustalfs (IGAC-UPTC, 2005); el horizonte A presenta 20cm de espesor con color pardo grisáceo muy oscuro y de textura franco arcillosa, suelo bien drenado, de reacción química muy fuerte a moderadamente ácida, capacidad de intercambio catiónico y saturación de bases moderada a alta. Las muestras se tomaron en lotes con una pendiente del 10%; su uso hasta el año 2000 correspondía a cultivos de papa en rotación con cebada; se hicieron labores de labranza convencional con arado de disco, rastrillo californiano y retobator; hubo incorporación de rastrojo, fertilización con abono compuesto, control de plagas y enfermedades con productos organoclorados, carbamatos y organofosforados, así como el control químico de arvenses. El suelo donde se efectuó el ensayo mostró en el año 1999 las siguientes características: textura franco arcillosa, pH 5.3, % MO 2.49, CIC 6.81 meq/100g, CE 0.36 dS/m. El ensayo correspondió a los siguientes tratamientos:

Tratamiento 1 (T1), Incorporación de abono orgánico durante dos años (2006 – 2008), en una proporción de cinco Kg/m² cada tres meses, en cultivo de hortalizas

Tratamiento 2 (T2), Pradera de kikuyo (*Penisetum clandestinum*) y trébol (*Trifolium repens*), sin manejo ni fertilización durante ocho años (2000-2008).

Tratamiento 3 (T3), Adición de abono orgánico mineral fermentado sólido (aof) durante ocho años cada seis meses, en una proporción de cinco Kg /m² en cultivos de leguminosas gramíneas y hortalizas (2000-2008).

Tratamiento 4 (T4), Cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.) con manejo de agricultura convencional (2000-2008).

Las muestras fueron tomadas entre 0 y 20 cm, siguiendo el protocolo para análisis de suelo convencional; al laboratorio se llevó suelo sin disturbar, para medir la densidad aparente. Este material se entregó 24 horas después de recogido.

Las variables estudiadas fueron: Bacterias fijadoras de Nitrógeno de Vida Libre (BFNVL), Microorganismos Sulfatorreductores (MS), Microorganismos Solubilizadores de Fósforo (MSF) y Descomponedores de Celulosa (DC).

Métodos de laboratorio. Este procedimiento se efectuó en el Centro de Investigaciones Microbiológicas de la Universidad de los Andes CIMIC, el cual guía por el protocolo modificado de Matsumoto *et al.* 2005

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Relación entre variables. Los datos presentaron normalidad $W < 0,777$ (Shapiro W) excepto los celulolíticos del T1 y las bacterias fijadoras de nitrógeno de T2. Por esta razón, se realizó la prueba de Kolmogorov-Smirnov en una muestra. De allí se obtuvo que el valor calculado es menor que $1 - \alpha$, correspondiente a 0.895. Esto permite afirmar que no se rechaza la hipótesis nula, es decir que los celulolíticos y las bacterias fijadoras de nitrógeno tienen un comportamiento normal.

Al aumentar las UFC/g de DC se incrementan las de BFNVL en T1 y T3 probablemente porque estos fueron los tratamientos con mayor diversidad de plantas y donde se adicionó aof con mayor frecuencia (Tabla 1). El aof aportó nutrientes para esos cultivos, a partir de los minerales contenidos en el abono (Medina, 2007) y moléculas orgánicas (celulosa, proteínas, lignina, azúcares, entre otros) para los microorganismos (Guarín, 2006). Igualmente, estos requieren nitrógeno y carbono en su metabolismo. En consecuencia, las DC utilizaron parte del nitrógeno fijado condicionando mayor presencia de BFNVL. De la misma forma, éstas disponían del carbono liberado de las moléculas orgánicas como fuente de energía para su metabolismo, lo que coincide con (Torres y Lizarazo, 2006) ya que existe cooperación entre microorganismos que participan en el mismo medio de la transformación de moléculas orgánicas. Así, los aof se convierten en una fuente diversa de microorganismos fijadores de nitrógeno, facilitando a las plantas la toma de este nutriente, presente en los aof, de modo estructural (Peláez, 2009).

Esto se puede comparar con situaciones más drásticas como en suelos contaminados con querosene donde se encontró que las poblaciones de BFNVL aumentan al elevar los niveles de éste. Lo anterior, porque las BFNVL hidrocarboclastas son capaces de utilizar el complejo de hidrocarburos como única fuente de carbono, obligando a las plantas a fijar nitrógeno atmosférico para su metabolismo, lo cual favoreció su crecimiento en el suelo objeto de este estudio (Hernández *et al.* 2003). Al respecto, Bossert y Bartha (1984) citados por Hernández. *et al.* (2003), mencionaron que suelos de Nigeria, contaminados con petróleo crudo, deficientes en N, son capaces de sostener abundantes poblaciones de microorganismos asimbióticos fijadores de N atmosférico.

Esto permite afirmar que las BFNVL muestran mayor eficiencia cuando se encuentran en un sustrato sin nitrógeno como ocurre en los aof. De acuerdo con lo hallado por (García, *et al.* 2009), las poblaciones de BFNVL en un aof elaborado, a partir de residuos del proceso de industrialización de la papa, fueron de 3452×10^4 UFC/g y el nitrógeno presente menos del 1%.



Tabla 1. Relación Bacterias Fijadoras de Nitrógeno de Vida Libre/Descomponedores de Celulosa

Tratamiento	Variación UFC/g	Comportamiento
T1	1.893	↑
T2	-2.917	↓
T3	0.035	↑
T4	-1.369	↓

Para SR y DC el T3 y T4 mostraron un comportamiento constante al no incrementar los SR con respecto a los DC, así al aumentar las colonias de DC los SR permanecen constantes (Tabla 2); mientras que para cualquier valor de DC los SR en T3 tomarán un valor de 200 UFC/g y en T4 100 UFC/g; o sea, que el cambio es nulo para estos microorganismos con respecto a los DC porque siempre van a mostrar estos mismos valores. Esta situación obedece a que el suelo de donde fueron tomadas las muestras presenta un ambiente aeróbico teniendo en cuenta el porcentaje de poros y la densidad aparente que oscila entre $1,47 - 1,63 \text{ mg/m}^3$ (García, *et al.*, (2008)

Tabla 2. Relación Sulfatorreductoras/Degradadoras de Celulosa

Tratamiento	Variación UFC/g	Comportamiento
T1	0.323	↑
T2	0.447	↑

Así mismo, se encontró que al aumentar las BSF se incrementan las BFNVL, como se observa en la (Tabla 3); sin embargo, en el T3, al elevar las BSF decrecen las BFNVL. El aumento puede obedecer a que en la fijación del nitrógeno se



requieren como fuente de energía moléculas de ATP, en consecuencia hay mayor consumo de fósforo estimulando la presencia de microorganismos solubilizadores del mismo; en T2 se muestra mayor incremento de BFNVL, esto podría ser explicado porque en la pradera se encuentra una leguminosa (*Trifolium repens*) que fija nitrógeno y ésta requiere fósforo en su proceso metabólico. Esta variación poblacional se debe a que los exudados rizosféricos que emiten las raíces de las diferentes especies allí plantadas tienen efectos selectivos (Gupta y Mukerji, 2002).

Tabla 3. Relación Bacterias Fijadoras de Nitrógeno de Vida Libre/Bacterias Solubilizadoras de Fósforos

Tratamiento	Variación UFC/g	Comportamiento
T1	0.228	↑
T2	1.029	↑
T3	-0.079	↓
T4	0.112	↑

Sin embargo, en el T3 el comportamiento contrario obedece a la ausencia de requerimiento de fósforo, al igual que en T1 y T2, por cuanto se cultiva cada seis meses; es decir, que la demanda de fósforo y nitrógeno ocurre en una etapa fenológica específica para cada cultivo. De otra parte, para T4 (cultivo de papa y cebada) los requerimientos de nitrógeno y fósforo son suplidos de manera inorgánica, mientras que en T1 y en T3 (hortalizas y leguminosas) se hace a partir de aof. Pero en ambos casos hay presencia de microorganismos que ayudan en la conversión de estos minerales de manera asimilable para las plantas. El suelo como hábitat presenta muchas variables

que pueden influir en las poblaciones microbianas, de modo que éstas presenten diferencias en los niveles poblacionales entre un suelo y otro e incluso entre muestras de un mismo terreno (Torres y Lizarazo, 2006), como se observa en el comportamiento de las BSF donde el número más alto correspondió al T3; pero su cantidad no altera las BFNVL en este tratamiento.

Correlación de variables. Las diferencias entre las medias de BFNVL, DC y BSP se evaluaron mediante la correlación de Pearson. El resultado muestra que las BFNVL no registran desigualdades significativas en ninguno de los tratamientos, mostrando que el valor de R está en un intervalo de 0.763 hasta 1, lo que significa que existe correlación entre las BFNVL en los cuatro tratamientos, mientras que para las DC existe afinidad inversa entre los tratamientos T1 y T2 con valor de R -0.974; pero para T3 y T4 es de -0.805. De otra parte, la correlación para las BSF muestra que T1 es inversa con T4 cuyo valor de R es de -0,907; mientras que T2 y T3 evidencian la correlación perfecta R = 1 comportamientos iguales.

Así mismo, este análisis señala que el T1 es inversamente proporcional con el T2 respecto a DC, es decir que al aumentar la población en T1, el comportamiento de T2 desciende. Esto se debe a que en el primero se adiciona celulosa en el aof cada 4 meses, y en el T2 ésta corresponde al material vegetal, kikuyo que va cumpliendo su ciclo y se incorpora como fuente de carbono. Por otro lado T1 y T2 expresan diferencia significativa con T3 y T4, que son inversamente proporcionales, dado que el T3 tiene como fuente de celulosa los residuos de la cosecha de diferentes especies y en las adiciones de aof lo que la hace más diversa, en el T4 solamente se halla en el rastrojo de la cosecha de cebada o papa y sólo se incorpora al suelo cada seis meses.

Finalmente, lo encontrado respecto a las BSF, muestra que hay correlación inversamente proporcional entre T1 y T4, y para T2 y T3 es casi perfecta dado que tienen el mismo comportamiento. El tratamiento 2 muestra una diferencia importante con T1 y T4, seguramente porque a éste no se le agrega ninguna fuente de fósforo, diferente al que T1 recibe fósforo inorgánico y orgánico a través del aof y T4 solamente fósforo inorgánico a partir de fertilizante compuesto, lo que obliga a los tratamientos que reciben fósforo a contar con microorganismos que produzcan la fosfatasa que solubiliza o mineraliza, las moléculas dejándolas disponibles para la planta.

Las Figuras 1, 2 y 3 muestran el comportamiento de las variables BFNVL y BSF con respecto a DC y SR.

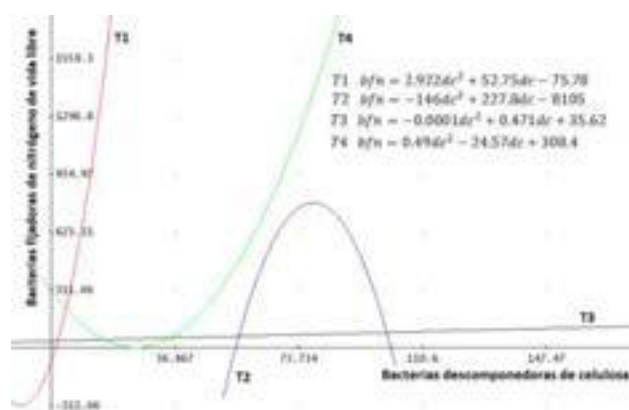


Figura 1. Análisis del comportamiento de Bacterias Fijadoras de Nitrógeno con respecto a DC.

Para T1 se tendrán BFNVL Igual a 0 cuando el valor de DC sea igual a 1.337. En valores mayores a éste, las BFNVL tienen un comportamiento creciente. Para el caso de T2 se tendrán BFNVL iguales a 0 cuando el valor de DC sea igual a 54.888 y el de DC a 101.138. Así mismo, se obtendrá el máximo valor de BFNVL cuando el de DC sea igual a 78.013, mientras que para T3 se tendrán valores de BFNVL iguales a 0 si los de DC son iguales a 4784.449. El valor mínimo de BFNVL se hallará cuando el de DC sea igual a 2355 y para el caso de T4 no se tendrá un valor de BFNVL igual a 0 ya que su valor mínimo es positivo y se logra cuando los valores DC sean iguales a 25.071.

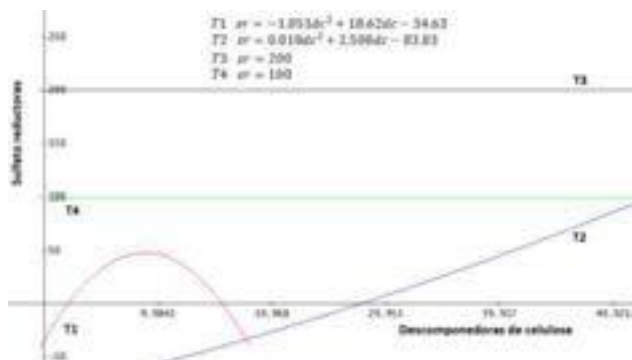


Figura 2. Análisis del comportamiento de SR con respecto a DC

En la Figura 2 se observa que si en T1 los DC tienen valores de 2.111 y 8.858, los SR son crecientes; mientras que si las DC están entre 8.858 y 15.604 las SR serán decrecientes, es decir que el SR obtiene su valor máximo cuando DC es igual a 8.858. Para T2 se tendrá un valor de SR igual a 0 cuando DC es igual a 55.658 y DC a 83.674; pero si DC se encuentra entre 0 y 55.658 el SR será decreciente y si DC es mayor que 83.654 el SR será creciente. Sin embargo para T3 se obtendrá un valor constante de SR igual a 200 para cualquier valor de DC y para T4 este será de 100 UFC/g en SR para cualquier valor de DC. Es decir que no existen variaciones en el SR tanto en T3 como en T4 para valores de DC.

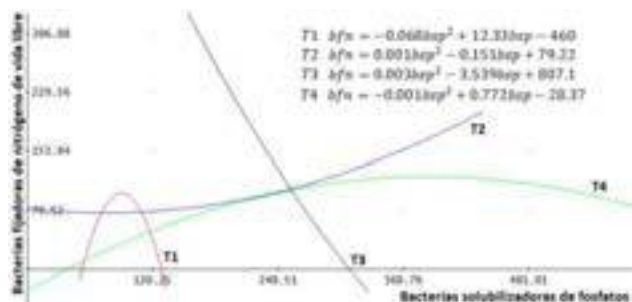


Figura 3. Análisis del comportamiento de BFNVL con respecto a BSP

Respecto a las BFNVL se tendrá un valor igual a 0 cuando BSP sea igual a 52.519 y 128.804 y se obtendrá el máximo valor de BFNVL cuando BSP sea igual a 90.661. Sin embargo, en T2 para cualquier valor superior a 31.748 de BSP el de las BFNVL aumentará, mientras que entre 0 y este valor la población disminuye. De otra parte, en T3 para valores de BSP entre 0 y 308.995 el BFNVL es decreciente y para los superiores a



870.671 de BSP los BFNVL aumentan. Para T4 entre 38.687 BSP y 386 BFNVL aumenta, pero entre 386 y 733.312 de BSP el BFNVL disminuye.

CONCLUSIONES

No existen diferencias significativas entre los tratamientos, aunque los comportamientos de BFNVL y SR con respecto a DC sean diferentes. Cabe señalar que para elegir alguno de los propuestos en este estudio, como el más eficiente, se deben considerar variables: económicas, climáticas, clase y uso de suelo, prácticas culturales y rendimiento del cultivo donde se aplican los aof.

Existe una relación entre las BFNVL y las BSF; es decir que cuando aumentan los primeros las UFC/g de BSF también se incrementan; porque estos hacen posible mayor disponibilidad del fósforo que aprovechan las BFNVL en sus procesos metabólicos para la fijación del nitrógeno atmosférico.

La mayor presencia de BFNVL ocurre cuando el porcentaje de este elemento disminuye en el suelo. Los abonos orgánicos fermentados no son fuente de nitrógeno para los cultivos, favorecen el aumento de la población de BFNVL, por la necesidad que tienen las plantas de esta sustancia. Este incremento está relacionado con la disponibilidad de carbono a partir de las degradadoras de Celulosa.



BIBLIOGRAFÍA

Atlas, R. y Bartha, R. 2001. Ecología microbiana y Microbiología ambiental. Addison Wesley. Madrid. Capítulo 10 p 383 - 408.

Bernal, L. 2010. Aislamiento de microorganismos solubilizadores de P (PSM) de las raíces de *Vanilla sp.* (Bogotá, Colombia). Trabajo de grado. Microbiología Agrícola y Veterinaria. Universidad Javeriana.

Burbano, H. 1982 El suelo y sus componentes biogénicos. Universidad de Nariño, Pasto Colombia. 447 p.

Cardoso, F. *et al.* 1988. Cytogenetic analysis of species and hybrids of *leucaena* (Leguminosae) in relation to acid soil tolerance. En: Rev. Brasil. Genét II (1) 97-109

Fassbender, H. 1982. Química de suelos con énfasis en suelos de América Latina. IICA. San José de Costa Rica. 398p.

García, F. *et al.* 2009. Caracterización y calidad de un abono orgánico fermentado aof preparado con residuos del proceso de industrialización de la papa (*Solanum tuberosum L.*) En: Rev. Logos & Ciencia. Vol. 1. p. 69-80.

----- Cuantificación de tres microorganismos durante el proceso de estabilización de un abono orgánico fermentado (aof). En: Rev. Cultura Científica N° 6. P.62-69.

----- La disponibilidad de nutrientes para las plantas, consecuencia de interacción, química, biológica y bioquímica. En: Rev. Cultura Científica N° 5. p. 21-27.

----- Interacción entre microorganismos; estructura del suelo y nutrición vegetal. Rev. Cultura Científica N° 4. p. 48-55

García, F. 2005 Relación entre la población microbiológica y el contenido de nutrientes en un abono orgánico fermentado (aof). En: Rev. Cultura Científica N° 3. P. 5-12.

Guarín, J. 2006. Valoración de moléculas presentes en los aof en la vereda otro lado de Soracá-Boyacá. (Tunja, Boyacá, Colombia). Trabajo de grado. Agrozootecnia. Fundación Universitaria Juan de Castellanos.

Gupta, R. y Mukerji, K. 2002. Root exudate biology. En: Mukerji KG, Monoharachary C, Chamola BP (Eds.) Techniques in Micorrhizal Studies. Kluwer. Dordrecht, Holanda. Pp. 103-131

Harris, P. 1992. Ecología de la población del suelo. En: Condiciones del suelo y desarrollo de las plantas. Comp. A. Wild. Madrid :Mundi-Prensa.

Hernández, A. *et al.* 2003. Bacterias de vida libre fijadoras de nitrógeno atmosférico en rizósfera de frijol contaminada con queroseno. En: Rev. TERRA Latinoamericana, Vol. 21, Núm. 1, enero-marzo, 2003, pp. 81-89-. Universidad Autónoma Chapingo. México

IGAC- UPTC, 2005. Estudio general de suelos y zonificación del departamento de Boyacá. Ed 1ª Bogotá D.C: Imprenta Nacional de Colombia. 252p.

Lai, W. *et al.* 2008. Efecto de los fertilizantes minerales, estiércol de cerdo y *Rugosum Azospirillum* en el crecimiento y contenido de nutrientes de *Lactuca sativa L.* Biología y Fertilidad de Suelos. Cooperar Diario de la Sociedad Internacional de Ciencias del Suelo.

Luengas, C. *et al.* 2009. Evaluación de fuentes de fertilización edáfica y el efecto sobre la microbiota de un cultivo de Cebolla cabezona (*Allium cepa*). En: Rev. Colombiana de ciencias hortícolas. Vol. 3. N. 1 p 86 – 69.

Matsumoto, L. *et al.* 2005. Interactions among functional groups in the cycling of carbon, nitrogen and phosphorus in rhizosphere of three successional species of tropical woody trees. *Applied Soil Ecology* 28:57-65.

Medina, M. 2007. Evaluación de la calidad de los abonos orgánicos fermentados (aof) líquidos y sólidos respecto a la adición de minerales que son necesarios para la nutrición vegetal. (Tunja, Boyacá, Colombia). Trabajo de grado. Agrozootecnia. Fundación Universitaria Juan de Castellanos.

Peláez, C. 2009. Dinámica enzimática en la interacción suelo, planta, microorganismo y enmienda orgánica. EN: Seminario-Taller: Suelo-planta y abonos orgánicos en la nutrición vegetal. Grupo de investigación en abonos orgánicos fermentados.

Rivera, M. *et al.* 2010. Biofertilizantes integrados con bacterias fijadoras de nitrógeno N, solubilizadoras de fósforo P y sustratos orgánicos en el crecimiento de naranjo agrio *Citrum aurantium L.* En: Revista Interciencia. Vol 35 N° 02

Tisdall, J. 1996. Formation of soil aggregates and accumulation of soil organic matter. In: Carter, M. y Steward, B. A. Structure and organic matter storage in agricultural soils. Lewis Publishers.

Torres, M. y Lizarazo, L. 2006. Evaluation of functional groups (cycles of C, N, P) and activity of the acid phosphatase in two agricultural soils of Department of Boyacá (Colombia). *Agron. colomb.* July/Dec. Vol.24, N°2. p.317-325. ISSN 0120-9965.