

DINÁMICA DE LOS SUELOS AMAZÓNICOS: PROCESOS DE DEGRADACIÓN Y ALTERNATIVAS PARA SU RECUPERACIÓN



Libertad y Orden
República de Colombia
Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial



Instituto
amazónico de
investigaciones científicas
SINCHI

DINÁMICA DE LOS SUELOS AMAZÓNICOS: PROCESOS DE DEGRADACIÓN Y ALTERNATIVAS PARA SU RECUPERACIÓN

Clara Patricia Peña-Venegas, Gladys I. Cardona



**Instituto
amazónico de
investigaciones científicas
SINCHI**



Libertad y Orden
República de Colombia
Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial

Peña-Venegas Clara Patricia, Vanegas Cardona Gladys Inés

Dinámica de los suelos amazónicos: Procesos de degradación y alternativas para su recuperación. Clara Patricia Peña-Venegas, Gladys Inés Vanegas Cardona. Instituto Sinchi. Bogotá, Colombia. 2010.

1. Amazonas 2. Degradación 3. Biología de suelos 4. Uso de suelo 5. Fertilidad de suelos

ISBN 978-958-8317-62-5

© Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas –Sinchi
Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial

Primera edición
Diciembre de 2010

Fotografía cubierta
José Soria

Mapas
Augusto Mazorra Valderrama

Diseño gráfico
Clara Patricia Peña-Venegas
Gladys Inés Cardona Vanegas
Andrea Juliana Mantilla

Coordinación de la producción editorial
Diana Patricia Mora Rodríguez

Diseño
Equilátero Diseño Impreso

Impresión

LUZ MARINA MANTILLA CÁRDENAS
Directora General

ROSARIO PIÑERES VERGARA
Subdirectora Administrativa y Financiera

DANIEL EMILIO FONSECA PÉREZ
Subdirector Científico y Tecnológico

MARÍA SOLEDAD HERNÁNDEZ GÓMEZ
Coordinadora Programa Sostenibilidad e Intervención

Equipo Técnico
Clara Patricia Peña Venegas
Gladys Cardona Vanegas

Investigadoras
Nadia Catalina Alfonso
Diego Ferney Caicedo
Bernardo Giraldo
Daniela León
Andrea Juliana Mantilla
Edmundo Mendoza
Guber Nieto
Misael Rodríguez

CONTENIDO

INTRODUCCIÓN	5
ESTUDIOS DE SUELOS EN EL MUNDO, RESEÑA HISTÓRICA	5
.....	
ESTUDIOS DE SUELOS EN COLOMBIA	6
ESTUDIOS EN SUELOS AMAZÓNICOS	7
CAPÍTULO 1	9
CARACTERÍSTICAS DE LOS SUELOS DE LA REGIÓN AMAZÓNICA COLOMBIANA	9
.....	
USOS DEL SUELO DE LA REGIÓN AMAZÓNICA COLOMBIANA	10
CICLOS BIOGEOQUÍMICOS DEL SUELO	12
CAPÍTULO 2	25
METODOLOGÍAS DE COLECTA Y DE LABORATORIO PARA EL ESTUDIO FÍSICOQUÍMICO Y MICROBIOLÓGICO DE SUELOS	25
.....	
TÉCNICAS TRADICIONALES DE ESTUDIO DE POBLACIONES MICROBIOLÓGICAS EDÁFICAS	28
TÉCNICAS MOLECULARES DE ESTUDIO DE POBLACIONES MICROBIOLÓGICAS EDÁFICAS	32
CAPÍTULO 3	37
DEGRADACIÓN DE SUELOS AMAZÓNICOS: FRECUENCIA Y CARACTERÍSTICAS	37
.....	
CARACTERÍSTICAS DE LOS PROCESOS DE DEGRADACIÓN EN LA AMAZONIA COLOMBIANA	41

CAPÍTULO 4	67
ALTERNATIVAS DE RECUPERACIÓN DE SUELOS	67
.....	
ELABORACIÓN DE UN ABONO ORGÁNICO FOSFATADO (UN EJEMPLO DE CÓMO PREPARAR E IMPLEMENTAR UN SISTEMA DE ABONAMIENTO)	73
BIBLIOGRAFÍA	83
.....	

ESTUDIOS DE SUELOS EN EL MUNDO, RESEÑA HISTÓRICA

El estudio de los suelos en el mundo comienza en Rusia. Como consecuencia de un periodo de sequías sufridas entre 1873 y 1875 el Dr. Dokuchaiev de la Universidad de Petersburgo tuvo la oportunidad de estudiar los suelos. Posteriormente, en 1878 Dokuchaiev presentó un trabajo sobre los procesos de formación de los valles de Rusia, logrando su primera publicación “El Chernozem Ruso”, en 1883. Este libro es considerado símbolo de la Pedología. En él por primera vez los suelos se definen como “cuerpos naturales”, definiéndolos como un recurso natural.

A partir de ese momento Rusia comienza a desarrollar su clasificación y taxonomía de suelos, siendo este propósito replicado rápidamente en toda Europa. Es importante anotar que la mayoría de los suelos de Rusia corresponden a suelos minerales de alta fertilidad, por cuanto muchos de los conceptos de clasificación y taxonomía de suelos que habían sido desarrollados hasta el momento, serían revalidados o ampliados para incluir una amplia descripción de los suelos del planeta Tierra.

En América los estudios en suelos comenzaron en Estados Unidos con el profesor Marbut (1863-1935), considerado el padre de las ciencias del suelo en este país, quien aplicó los avances que en pedología Rusia había logrado. Luego de su muerte lo sucedieron Kellog, Baldwin y Thorp quienes modificaron el sistema Marbut y en 1950 crean el sistema actual de taxonomía de suelos. El periodo entre 1940 y 1980 es considerado la era de la tecnología en suelos donde aparece una preocupación por los problemas medioambientales, se estudian variables en forma simple sin incluir el componente biológico y básicamente como conocimiento del comportamiento del suelo bajo uso

agropecuario, y la forma de solucionar problemas simples relacionados con la producción.

A partir de los años 80's los estudios en suelos abarcan temas más amplios y se centran en el estudio el recurso dentro de los ciclos biogeoquímicos del planeta Tierra. Por otra parte se hacen esfuerzos por modelar los procesos que ocurren en el suelo, y el componente biológico adquiere una mayor importancia, siendo desarrollado poco a poco.

ESTUDIOS DE SUELOS EN COLOMBIA

El estudio de los suelos en Colombia comienza en 1940 con la creación del Instituto Geográfico Militar y Catastral, que se convierte en la institución encargada de hacer la clasificación y valoración de las tierras con fines catastrales. Allí el profesor Lafaurie Acosta, considerado el padre de las ciencias del suelo en Colombia, comenzó a aplicar el sistema taxonómico norteamericano de suelos en nuestro país. Así, el primer estudio sistemático de suelos en Colombia se realizó en 1941 en el municipio de Cota, Cundinamarca.

Entre 1944 y 1950 vinieron a nuestro país los investigadores Storie y Jenny como asesores científicos norteamericanos para discutir la aplicación del sistema de Taxonomía norteamericano en Colombia, a partir del uso del libro Soil Survey Manual. Se compararon los contenidos de materia orgánica y nitrógeno entre suelos tropicales y suelos de la zona templada, para dar paso en 1962 a un sistema de clasificación de suelos para Colombia complementada con aportes de Shaufelberger.

A partir de 1968 la clasificación de tierras en Colombia se realiza de acuerdo con su capacidad de uso, originalmente propuesta por Klingebiel y Montgomery y adaptada para nuestro país por el Instituto Geográfico Agustín Codazzi - IGAC.

El recurso suelo en el país ha sido inventariado durante cinco décadas por los levantamientos realizados por el IGAC (Malagón 1998). El trabajo se circunscribe al conocimiento de los suelos y de las tierras del país mediante su levantamiento a diferentes niveles de detalle, que luego se lleva a imágenes y se traduce en cartografía. En los años 60's los estudios

en suelos pasaron de ser descriptivos a interpretativos teniendo una aplicación mayor. En los últimos años los levantamientos de suelos han permitido la definición de unidades cartográficas de tierras, integrando componentes fisicobióticos en forma integral como la vegetación, el uso, y las amenazas, conduciendo hacia un ordenamiento del territorio.

Las investigaciones del IGAC evolucionaron hacia programas de investigación con amplia cobertura y de perfil multidisciplinario, en especial sobre zonas del país poco conocidas como la Amazonia colombiana (IGAC . 1979). Más adelante por medio del Proyecto de Investigaciones para la Amazonia - INPA, se desarrolló el estudio de Aspectos Ambientales para el Ordenamiento Territorial del occidente del departamento de Caquetá (IGAC 1993), Mitú en el departamento de Vaupés (IGAC 1996), y Trapecio Amazónico, departamento de Amazonas (IGAC 1997).

En los últimos años y con los cambios de funciones de las instituciones, en la última década no se han llevado a cabo más programas de investigación de amplia cobertura y perfil multidisciplinario, por lo que aún el país conserva en la mayoría de sus estudios un interés práctico del suelo en relación con su aprovechamiento agropecuario como base para solucionar problemas de producción.

ESTUDIOS EN SUELOS AMAZÓNICOS

León (1992) hace una buena síntesis de los estudios en suelos que en la Amazonia colombiana han sido desarrollados.

La primera referencia data de 1958 cuando en la Colonia Penal de Araracuara se realiza un estudio preliminar de suelos. Le siguió el estudio de suelos desarrollado por Blasco (1963) en la zona del río Cotuhe, afluente del río Putumayo en la zona cercana a lo que hoy corresponde al corregimiento de Tarapacá, siendo posiblemente éste el primer trabajo de tesis en suelos realizada en la región Amazonica colombiana. Pero solo hasta 1972 se comienza el reconocimiento de los suelos de la Amazonia en diferentes puntos a partir del estudio de su génesis, clasificación y aptitud de uso, propiedades químicas y mineralógicas (Cortés y Varela 1972, Cortes 1973, Benavides 1973). Igualmente se avanza en trabajos sobre el fraccionamiento del fósforo, contenidos de arcilla, relación suelo-planta,

manejo y conservación y descripción de espodosoles (Benavides y Varela 1975, Gómez 1976, Jiménez y Sastre 1976, Malagón 1976, Botero y Weeda 1977, IGAC 1974, CIAF 1974).

Tal vez el proyecto más importante para la Amazonia colombiana, que buscó conocer en forma integral los suelos de la región es el Proyecto Radargramétrico del Amazonas (PRORADAM, 1979). Las conclusiones del proyecto PRORADAM muestran unos suelos de muy baja fertilidad en su fase mineral, por ello impulsa la investigación hacia la fase orgánica como único aporte significativo de nutrientes para las coberturas.

Motivado en ello surgen las investigaciones realizadas por León (1985), Rojas (1988), Rodríguez (1990), Lips & Duivenvoorden (1990) y Páez (1990). Paralelamente, se continuaron los trabajos de descripción sobre los suelos con un mayor detalle como los realizados por el mismo IGAC a través de la CIAF, Benavides (1982) y sobre la relación de los suelos, paisajes y vegetación como los realizados por Botero (1984), ORAM (1993), PAT (1995).

En 1993 el IGAC publica los resultados del Programa de Investigaciones para la Amazonia - INPA en su primera fase, correspondiente al estudio de los suelos del occidente del departamento de Caquetá (INPA I), siendo el trabajo más completo sobre suelos desarrollado por el programa. El estudio incluyó aspectos geomorfológicos (génesis, propiedades y características, composición de arcillas), y características edafopedológicas de los suelos enfocados a estudiar los Ultisoles (contenido de fósforo y manejo de las tierras), materia orgánica (composición del humus, evolución de la materia orgánica bajo diferentes coberturas) y aspectos biológicos (macro y mesofauna, micorrizas arbusculares y diversidad microbiana). Para INPA II (IGAC, 1996) se abordó el municipio de Mitú, departamento de Vaupés en donde a diferencia de INPA I la actividad de microorganismos se estudia en forma muy general. La tercera fase denominada INPA III (IGAC, 1997), se desarrolló en el Trapecio Amazónico, departamento de Amazonas donde no se desarrolla el componente de distribución y actividad microbiana.

A partir de 1993, y a través de la transición de la Corporación Araracuara en el Instituto de Investigaciones Científicas Sinchi, se retoma el estudio de los suelos como un tema fundamental de la investigación. Se inscribe ante el Departamento de Planeación Nacional la ficha BPIN "Mantenimiento de la fertilidad del suelo y generación de tecnologías para la recuperación

de áreas degradadas para la Amazonia colombiana”, marco de referencia sobre la cual se comienzan a ejecutar acciones en busca de entender mejor los suelos de la región y sugerir mecanismos de recuperación.

El presente libro recoge los avances que en el tema el proyecto BPIN “Mantenimiento de la fertilidad del suelo y generación de tecnologías para la recuperación de áreas degradadas para la Amazonia colombiana” logró acopiar en los últimos 10 años (2000-2009), esperando ser una contribución para los nuevos investigadores que vuelcan su interés en la Amazonia, así como una herramienta que oriente a las autoridades locales y regionales sobre cómo hacer de los suelos de la región un uso más sostenible, que minimice la presión sobre el bosque nativo en pie.

CARACTERÍSTICAS DE LOS SUELOS DE LA REGIÓN AMAZÓNICA COLOMBIANA

Los suelos de la Amazonia colombiana son en su mayoría suelos muy antiguos, formados desde el precámbrico y sometidos a una acción prolongada de un clima cálido y húmedo que ha traído como consecuencia la pérdida de la mayoría de los cationes y su sustitución por aluminio, por ser éste uno de los elementos mas abundantes y frecuentes en la superficie terrestre con una gran polaridad. Igualmente por la alta intensidad de meteorización del suelo, su fase sólida está constituida por arcillas de tipo caolinita e hidróxidos, los cuales se caracterizan por su baja complejidad estructural, elasticidad y capacidad de intercambio catiónico.

De acuerdo con PRORADAM (1979) que alberga la mayor información general sobre los suelos de la Amazonia colombiana, la región alberga suelos aluviales, suelos de denudación y formaciones rocosas.

a. Los suelos aluviales

Los suelos aluviales corresponden aproximadamente al 10% del total de paisajes de la Amazonia colombiana. Estos pueden ser de dos tipos: suelos aluviales de ríos andinenses y suelos aluviales de ríos amazonenses. Los primeros denominados várzeas corresponden al 6% de la Amazonia colombiana y son considerados las únicas tierras con una fertilidad moderadamente buena, dada su mejor capacidad de intercambio catiónico y su disponibilidad de fósforo. Su gran limitante para el desarrollo de actividades productivas está dada por los anuales y largos periodos de inundación de los ríos de origen andino que los bañan.

A diferencia de las llanuras aluviales de ríos andinenses, las llanuras aluviales de ríos amazoneses por haber evolucionado a partir de superficies de denudación de baja fertilidad, poseen una fertilidad baja.

De acuerdo con Junk (1984), la várzea constituye uno de los bosques estacionalmente inundados más extensos del mundo. La inmigración estacional de peces y poblaciones de animales terrestres constituyen un fenómeno ecológico sobresaliente a nivel global. Su diversidad biológica incluye endemismos de aves y primates. Sin embargo, el Banco Mundial considera las várzeas como eco-regiones con prioridad de conservación I, siendo este el nivel de máxima prioridad. Su vulnerabilidad radica en que son las zonas más aptas para cultivos en la Amazonia, lo que lleva a que se haya reemplazando buena parte de la cobertura natural por otras (Dinerstein *et al.*, 1995). La implementación de ganadería por el mejor desarrollo de pastos también constituye una amenaza, y en especial la tendencia a introducir búfalos de agua, con un gran impacto negativo sobre el ecosistema y los suelos.

b. Suelos de denudación

El 90% de los suelos de la Amazonia colombiana corresponden a suelos de denudación, formados a partir de material parental sedimentario, ígneo-metamórfico o mixto, más la acumulación de sedimentos de origen aluvial no sujeto a inundaciones o sedimentos de origen andino provenientes de procesos erosivos. La textura varía desde arenosa a franco-arenosa en las zonas cercanas al Escudo Guayanés, hasta arcillosa a franco-arcillosa en las terrazas con influencia de suelos con origen aluvial. En general, estos suelos suelen tener paisajes planos a ondulados y presentar condiciones de fertilidad desde moderadamente baja hasta baja.

Estos suelos se caracterizan por su alta acidez (pH 3.5-5.5), con baja capacidad de intercambio catiónico, ausencia casi total de calcio, magnesio, y potasio intercambiables, muy bajo fósforo aprovechable y altas concentraciones de aluminio en concentraciones tóxicas. La acumulación de materia orgánica y la mayor actividad microbiana sobre la misma ocurren en los primeros 20cm del suelo, en los horizontes orgánicos y el horizonte A. Bajo estos aparecen los horizontes minerales B, C y en algunos casos D, que muy poco aportan a la fertilidad del suelo.

Es muy poco cuanto se puede incidir para cambiar esta limitada fertilidad natural de los suelos, recayendo sobre la fase sólida orgánica (HO y HA) el soporte nutricional para el desarrollo y mantenimiento de las coberturas vegetales.

c. Formaciones rocosas

Las formaciones rocosas están constituidas de material parental diverso y aparecen en diferentes regiones de la Amazonia colombiana como mesetas, colinas o serranías. Los suelos allí existentes son muy superficiales y de muy baja fertilidad, soportando vegetaciones de porte bajo.

USOS DEL SUELO DE LA REGIÓN AMAZÓNICA COLOMBIANA

Según Murcia *et al.* (2009), hasta el 2002 la cobertura predominante en la región amazónica colombiana era de bosques, siendo los más representativos los bosques denso altos de tierra firme, los cuales ocupan un 85,8% de la superficie de la región. Los bosques altos densos de zonas inundables representan el 6.32% y los bosques densos bajos de tierra firme el 3.22% de la región.

La siguiente cobertura predominante en la región amazónica colombiana corresponde a zonas en pastos limpios (3.2%), y pastos con espacios naturales (1.48%) básicamente utilizados para sustentar una ganadería extensiva. Es bien conocido que el departamento de Caquetá es reconocido como la cuarta zona ganadera de Colombia en importancia. Sin embargo, no solo en el departamento de Amazonas existen zonas de pastos limpios para ganadería. Esta cobertura también se encuentra en los departamentos de Guaviare y Putumayo principalmente.

En tercer lugar de predominancia están las coberturas secundarias, las cuales representan un 2.23% de la Amazonia colombiana.

Claramente se puede evidenciar que la principal actividad productiva realizada en la región y que involucra un cambio en el paisaje natural es la ganadería. La transformación del paisaje para la utilización del suelo en

otras actividades productivas es muy poco representativa y heterogénea, la cual constituye en términos de paisaje mosaicos de coberturas.

El poco desarrollo de actividades agrícolas intensivas o extensivas en la región, es una consecuencia de las limitaciones naturales que los suelos tienen en términos de fertilidad. Los bajos precios de los productos agrícolas frente a la insostenibilidad de cultivos extensos hacen que esta alternativa productiva no sea viable en la región. La principal agricultura que se desarrolla en la región, corresponde a una agricultura itinerante de policultivos basados en las técnicas indígenas de producción.

Otro factor que explica este particular uso de los suelos de la región es la vocación productiva de su población. La población indígena posee sistemas de subsistencia que no requieren grandes intervenciones del medio para suplir sus necesidades y requerimientos. Por otra parte, la población mestiza que ha llegado a la región, procede de los Llanos Orientales y de los departamentos de Huila y Tolima, con una fuerte tradición ganadera, lo cual ha llevado a que la población emigrante replique estos modelos.

La ganadería ha estado presente en la región por varias razones, sin embargo, discutiremos aquellas relacionadas directamente con la calidad del suelo. Las gramíneas son plantas de crecimiento rápido, con un sistema radicular abundante y poco profundo. El pisoteo del ganado hace que el suelo se vaya compactando con el tiempo, lo cual imposibilita, en forma progresiva, que otras especies vegetales puedan establecerse, al no poder desarrollar adecuadamente su sistema radicular. Aun cuando la compactación de los suelos sea alta, es frecuente la quema de los potreros poco productivos y la siembra de nuevo pasto, con lo cual, el pasto agotado se transforma en cenizas y minerales que se incorporan al suelo y las nuevas gramíneas sembradas encuentran los suficientes nutrientes para germinar y crecer, aferradas con su sistema radicular superficial a pequeñas grietas o poros que aún existan en la superficie del suelo.

De esta manera, con el tiempo y en grandes extensiones, los pastos no encuentran competencia por el espacio con otro tipo de vegetación, dominando las áreas colonizadas por largos periodos de tiempo, sin mayor manejo por parte de los productores.

CICLOS BIOGEOQUÍMICOS DEL SUELO

a. Ciclo del carbono

El ciclo del carbono posee una dinámica en la biosfera a partir de la fijación de CO_2 atmosférico y su transformación en biomasa, y otro en el suelo a partir del litter que es reincorporado como biomasa o devuelto a la atmósfera como CO_2 o metano.

En la biosfera, la fotosíntesis es el proceso por el cual el carbono se transfiere de la forma oxidada en la atmósfera, CO_2 , a la forma reducida orgánica de biomasa. La suma total del carbono almacenado en el suelo esta dado por el balance entre la producción primaria y la descomposición. La conversión del estado orgánico al estado inorgánico es conocida como mineralización y se debe en gran parte a la descomposición de los restos vegetales y animales, así como de los productos orgánicos de la excreción de animales (Sztern & Pravia, 1999; citado por Vera, 2004).

La reserva fundamental de carbono, en moléculas de CO_2 que los seres vivos puedan asimilar, es la atmósfera y la hidrosfera. Este gas está en la atmósfera en una concentración de más del 0,03% y cada año aproximadamente un 5% de estas reservas de CO_2 se consumen en los procesos de fotosíntesis, es decir que todo el anhídrido carbónico se renueva en la atmósfera cada 20 años. La vuelta de CO_2 a la atmósfera se hace cuando en la respiración, los seres vivos oxidan los alimentos produciendo CO_2 . En el conjunto de la biosfera la mayor parte de la respiración la hacen las raíces de las plantas y los organismos del suelo y no, como podría parecer, los animales más visibles. Los productos finales de la combustión son CO_2 y vapor de agua. El equilibrio en la producción y consumo de cada uno de ellos por medio de la fotosíntesis hace posible la vida (Atlas & Bartha 2002).

La mineralización es llevada a cabo por un grupo de microorganismos denominados genéricamente como descomponedores. Se estima que el 90% aproximadamente del CO_2 que se produce en la biosfera se debe a la actividad metabólica de este grupo. La gran importancia de los microorganismos en el proceso de mineralización es el resultado de tres factores (Sztern & Pravia 1999): su omnipresencia en la biosfera, consecuencia de la facilidad de propagación de los organismos; su elevada

velocidad metabólica y de crecimiento y la gran diversidad fisiológica que les confiere una capacidad colectiva para degradar todos los compuestos orgánicos naturales que se pongan a su alcance.

Todas las sustancias orgánicas naturales, son descompuestas por al menos una población microbiana, lo que explica la ausencia de materia orgánica inalterada en la biosfera, cuando se mantiene el equilibrio entre la velocidad de emisión de esta y la capacidad de transformación de los descomponedores (Sztern & Pravia 1999 citado por Vera 2004). En bosques perennes solo parte de la biomasa se incorpora al suelo como detritos, compuestos en un 70% por hojarasca, y alguna incorporación de madera tiende a aumentar con la edad del bosque (Schlesinger 1977). Se estima que la cantidad de biomasa depositada en los suelos de bosques amazónicos oscila entre 227-666 Mg/Ha (Fernández et al. 1997). Los detritos tienden a ser descompuestos rápidamente, asimilados y reincorporados como biomasa por las plantas o acumulados como humus en el suelo.

En ecosistemas agrícolas, los residuos de cosecha constituyen la fuente primaria de carbono que proporcionan los sustratos para la biota del suelo. La descomposición de los residuos orgánicos es una de las principales funciones de la microbiota del suelo (Sylvia et al., 1998). La actividad de los microorganismos afecta a la accesibilidad para la comunidad biológica del carbono y de la energía procedente de compuestos orgánicos. Algunas transformaciones del carbono orgánico, por ejemplo, la producción de polímeros como los ácidos húmicos del suelo, reducen la velocidad de reciclado o inmovilizan esa parte de carbono y de energía almacenada. Otras transformaciones, como la degradación anaeróbica de la celulosa, movilizan el carbono y la energía almacenados, produciendo compuestos orgánicos más sencillos que puedan ser utilizados más fácilmente por la comunidad biológica. En determinados hábitat, las transformaciones que cambian el estado físico, como la producción de compuestos gaseosos como CO_2 o CH_4 , a partir de líquidos o sólidos, y las transformaciones que alteran la solubilidad, como la producción de glucosa a partir de celulosa, causan un mayor efecto en la movilidad del carbono y en su disponibilidad para la comunidad biológica (Atlas & Bartha, 2002).

El humus ha sido caracterizado por su solubilidad en soluciones ácidas o alcalinas. Los compuestos solubles en soluciones ácidas como el ácido fúlvico, controlan el movimiento de Al y Fe en el suelo, siendo la fracción

más resistente a la descomposición microbiana. En estudios realizados en suelos del departamento de Caquetá, se encontró que la composición del humus está directamente relacionado con la intervención del medio, siendo menos frecuentes los procesos de aromatización y condensación en bosques naturales que en pasturas (IGAC 1993). La clasificación del humus de esta región no está bien definida pudiendo clasificarse como Mor o Mull, por lo que los autores precisan la necesidad de desarrollar una clasificación del humus específica para los suelos de la región amazónica.

Para los microorganismos el proceso de degradación es simplemente un medio para obtener nutrientes. Bacterias, actinomicetos y hongos secretan enzimas digestivas en el ambiente. La descomposición es completa cuando los compuestos orgánicos regresan al medio ambiente en sus formas inorgánicas o minerales (CO_2 para el C, amonio para el nitrógeno y fosfato para el P). Una gran cantidad de C es utilizado para la síntesis de compuestos orgánicos en las plantas; cerca de la mitad de ésta es celulosa, uno de los principales componentes de las paredes celulares de las plantas. Las partes maderables de las plantas probablemente contienen cerca del 80% del carbono orgánico existente en los materiales biológicos. Bajo condiciones aeróbicas, se alimentan de los desechos naturales, utilizando los compuestos orgánicos para sintetizar su propio protoplasma y liberar CO_2 a la atmósfera. La respiración de los microorganismos proporciona cerca del 80% del CO_2 requerido por las plantas terrestres para la fotosíntesis y de ésta cantidad los hongos proporcionan cerca del 13%. Elementos como el N, S, P, K, Ca y Fe son requeridos por las plantas fotosintéticas y son absorbidos por formas inorgánicas y convertidos dentro de compuestos orgánicos que son usados por los organismo (Landecker, 1996).

Una especie de microorganismos es capaz de descomponer solo ciertos compuestos de los residuos de plantas y animales. Hongos, bacterias, actinomicetos y protozoos están involucrados en la descomposición de un solo substrato y la importancia relativa de cada uno varía con las condiciones que prevalecen. Los sustratos individuales son atacados a diferentes tasas. Los carbohidratos simples (azúcares, almidones, hemicelulosa) y algunas proteínas son descompuestas por una gran variedad de microorganismos, mientras que otros compuestos que permanecen son difíciles de descomponer, entre ellos están la keratina encontrado en piel, cabello, la quitina encontrado en el exoesqueleto de artrópodos, celulosas y ligninas en las paredes celulares de las plantas. Compuestos como ligninas,

ceras y taninos son más resistentes a la descomposición y son atacados especialmente por especies de hongos.

La descomposición máxima solo ocurre cuando hay un abundante suministro de N y C y otros nutrientes especiales presentes en el sustrato o en el suelo. La tasa de C/N es especialmente importante ya que es un determinante primario de la cantidad de crecimiento microbiano que pueda presentarse, e indirectamente de la cantidad de descomposición que se lleve a cabo. Sin embargo, plantas verdes y jóvenes o residuos de animales con altos contenidos de P y N pueden tener una rápida y completa degradación sin añadir nutrientes especialmente bajo condiciones aeróbicas. Al contrario, materiales bajos en N (paja, rastrojos y litter del bosque) se descomponen lentamente e incompletamente, dejando el 50-60% de su peso original después de 3-10 meses de descomposición. Un hongo puede ser capaz de degradar una sustancia (celulosa por ejemplo) en cultivo, pero esto no indica que este pueda establecerse por sí mismo y alimentarse sobre éste compuesto complejo en la naturaleza bajo condiciones de competencia intensa. Los hongos son especialmente activos en la descomposición de residuos de plantas. Los hongos pueden ser responsables casi del 80% del ataque a la celulosa, siendo algunos miembros de Basidiomycota los más activos. Aunque una gran cantidad de microorganismos puede crecer sobre la celulosa, pocos producen una batería completa de enzimas necesarias para su degradación. De manera frecuente, una gran cantidad de microorganismos viven juntos y actúan sinérgicamente y los diferentes pasos enzimáticos llegan a completarse por diferentes especies.

La descomposición de la celulosa (uno de los compuestos más abundantes en la naturaleza) depende del organismo y de las condiciones medioambientales, ya que ellas favorecen el crecimiento de un grupo de organismos sobre otro y pueden también determinar la velocidad de descomposición. Las enzimas capaces de degradar la hemicelulosa son producidas por bacterias, actinomicetos y hongos (aerobios y anaerobios). En general los hongos que degradan celulosa pueden degradar el polímero de hemicelulosa, desapareciendo rápidamente durante los primeros estados de descomposición. Los hongos son más activos en los primeros estados de la descomposición, mientras que los actinomicetos son más activos en los estados posteriores, cuando queda la materia orgánica de composición compleja y de difícil degradación como la lignina. La cual

representa cerca del 20-35% del tejido vascular maderable (Landecker, 1996).

Algunos actinomicetos juegan un papel importante en el reciclaje de materiales orgánicos complejos como lignocelulosa, por lo que son miembros importantes de la comunidad descomponedora. Factores como contenido de humedad relativa, pH, naturaleza y abundancia de materia orgánica, de mesofauna y de vegetación circundante, controlan la densidad y diversidad de este grupo en este ecosistema (Jayasinghe *et al.*, 2008).

Adicionalmente a su importancia en el ciclo de nutrientes en el suelo, los actinomicetos, cumplen un papel significativo en la formación del humus. Sin embargo, una de sus características más importantes es la de ser controladores biológicos de insectos y otros microorganismos patógenos para las plantas, ayudando así de una manera indirecta al desarrollo vegetal (Hace *et al.*, 2004). En este sentido, los actinomicetos pueden ser potenciales promotores de crecimiento vegetal, ya que proveen sustancias que las plantas necesitan para su desarrollo como auxinas de tipo indólico como el ácido indol acético (AIA) que ayuda al crecimiento longitudinal de la raíz y también se ha reportado que ayuda a la proliferación y elongación de pelos radiculares; además pueden transformar el nitrógeno atmosférico a una forma biológicamente disponible para las plantas como es el amonio por medio de la enzima nitrogenasa (Weyens *et al.*, 2009). Los miembros del género *Frankia* sp fijan nitrógeno en nódulos de plantas que no son leguminosas (Heuer *et al.*, 1997).

Quizás una de las características más estudiadas de los actinomicetos es su capacidad para producir antibióticos. La mayoría de los antibióticos conocidos se derivan de los actinomicetos como la streptomycina, neomicina, eritromicina y tetraciclina (Gavriš *et al.*, 2008). Muchas especies de este género liberan enzimas extracelulares que lisan bacterias y son además importantes en el equilibrio ecológico del suelo (Alexander & Wiley, 1987).

La tasa de descomposición está íntimamente relacionada con la temperatura y la humedad, obteniendo mayores tasas de descomposición en zonas cálidas, por lo que en suelos de bosque húmedo tropical la acumulación de litter suele ser menor que en otros bosques. Es posible determinar la tasa de transformación de la materia orgánica del suelo midiendo la

producción de CO_2 . Es importante considerar que existe un factor de error derivado de la respiración de raíces vivas. Schlesinger (1977) encontró que la producción de CO_2 emitido sobrepasaba los niveles de aporte de litter en el suelo en un factor de 2.5. El CO_2 adicional provenía presumiblemente del metabolismo radicular de las plantas. Se puede generalizar que 1/3 de la respiración medida en el suelo proviene de la respiración de las raíces, siendo lo restante equivalente a la tasa de descomposición.

Cuando los suelos se destinan a cultivos, la materia orgánica del suelo disminuye. Parte del carbono se pierde por procesos de erosión, pero una buena porción es oxidada a CO_2 y devuelta a la atmósfera. Con aproximadamente el 10% del total del suelo cultivado en el mundo, éste debió haber sido una aporte importante en el aumento de CO_2 atmosférico en el pasado (Schlesinger, 1984). Este proceso continúa siendo importante en el trópico donde bastas zonas de bosque están siendo usadas para la implantación de cultivos. Este efecto aumenta por el uso de quemaduras agrícolas, ya que no solo libera grandes cantidades de CO_2 sino que incorpora carbón al suelo, fuente recalcitrante de carbono que se acumula. Para bosques tropicales se estima que el carbón acumulado equivale a 2.7% del total de biomasa quemada y las pérdidas de carbono liberado a la atmósfera oscila entre 2.6-100 Mg/Ha (Fernández *et al.* 1997).

Se ha estimado que pequeños cambios en fuentes importantes de C pueden causar grandes impactos. Por ejemplo, el aumento de 1% en la tasa de descomposición del suelo por el calentamiento mundial global puede resultar en la liberación de aproximadamente 0.6×10^{15} g C/año a la atmósfera. Por lo cual el suelo perdería 0.7% de su carbono (11×10^{15} g C) con cada grado más de temperatura. Por otra parte, un aumento de 0.2% en la acumulación de biomasa vegetal puede equilibrar el desbalance atmosférico de CO_2 .

Otro de los gases con efecto invernadero es el metano. En los trópicos existen dos fuentes importantes de emisión de metano: las zonas anóxicas de los humedales y el tracto intestinal de las termitas. Las bacterias metanogénicas en humedales del trópico aportan hasta un 60% de las emisiones globales de metano (Crutzen 1995) sin estimar la fijación que se realiza en el tracto intestinal de las termitas. La quema de bosques también produce metano por la combustión incompleta de la materia orgánica. Solo en Brasil para 1987 se emitieron 7×10^{12} g CH_4 /año, por

quemadas del bosque húmedo tropical (Kauffman & Uhl 1990). En el suelo existen bacterias metanogénicas que pueden utilizar el metano (Boeckx & Cleemput 1996). Las bacterias nitrificantes, por ejemplo, pueden utilizarlo como un substrato alternativo al NH_4^+ (Hyman & Wood 1983). La fijación se ve favorecida en suelos con bajas concentraciones de NH_4^+ como lo son los suelos de la región amazónica.

El ciclo del carbono está íntimamente relacionado con los ciclos del nitrógeno y el fósforo, formando parte constitucional de las moléculas trasladadas y metabolizadas. En suelos tropicales de la India central se ha observado que la biomasa microbiana contiene entre el 2.5 a 5.6% del carbono orgánico y más del 19.2% del fósforo orgánico. Durante los procesos de respiración los microorganismos convierten el carbono orgánico en CO_2 , mientras retienen el fósforo y el nitrógeno en su biomasa (inmovilización). El proceso de inmovilización es más evidente en nitrógeno y fósforo que en magnesio y potasio, que generalmente se encuentran en mayor cantidad. Cuando la tasa de crecimiento microbiano decrece, igualmente se reduce el proceso de inmovilización. Aun cuando es el ciclo más importante en la naturaleza, no se ha entendido al detalle cómo sucede en los suelos amazónicos, donde la dinámica de descomposición e inmovilización ocurren rápida y casi simultáneamente entre sí. Para la Amazonia colombiana no han sido estimadas las pérdidas de carbono por quemadas agrícolas, ni las emisiones e inmovilizaciones de metano y sus implicaciones en el aporte de gases con efecto invernadero, un tema que día por día tiene más impacto e interés global.

b. Ciclo del fósforo

El fósforo a diferencia del carbono, nitrógeno y azufre no posee fuentes gaseosas que se puedan incorporar al suelo. Por eso, la abundancia de este elemento en la litosfera es limitada, siendo en el suelo de aproximadamente a 600 ppm (Schlesinger, 1997). Las principales fuentes de fósforo se encuentran en la fase mineral del suelo y en la materia orgánica. La única forma estable en suelo es $+5$, como fosfatos minerales y fosfatos de ester. La apatita es el compuesto de fosfato de calcio más estable. El fósforo disponible en solución es normalmente muy bajo comparado con el fósforo total del suelo. Por ello, a diferencia del nitrógeno y el azufre, este tiende a no ser lixiviado, por lo que su pérdida ocurre entonces principalmente por procesos de erosión.

El fósforo es particularmente inmóvil en la mayoría de los suelos. La concentración de fósforo en solución está frecuentemente en un rango de 0.1-1.0ppm. Su disponibilidad está íntimamente relacionada con el pH del suelo: entre 5.5 y 7.9, el calcio controla la solubilidad de los fosfatos. A pH mayores, el fosfato de calcio es menos estable y los fosfatos son controlados por el carbono presente. En Oxisoles con alta acidez (lateritas), el aluminio generalmente controla la solubilidad del fósforo formando variscita ($\text{AlPO}_4 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$). En suelos ácidos pero menos meteorizados, el hierro (III) controla el fósforo formando strengita ($\text{FePO}_4 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$). En suelos ácidos pobremente drenados, la vivianita ($\text{Fe}_3(\text{PO}_4)_2 \cdot 8 \text{H}_2\text{O}$) es la forma predominante del fósforo. La reacción del fósforo con los óxidos de aluminio que generalmente ocurre en suelos ácidos finaliza con la formación de fosfatos amorfos de aluminio (Lindsay & Vlek, 1977).

Las formas minerales de fósforo en suelos de la Amazonia colombiana corresponden en un 60-70% a fosfatos de hierro (ORAM 1999; IGAC 1993; IGAC 1996; IGAC 1997). Las formas ligadas al aluminio y al calcio solo corresponden al 10% del total del fósforo sorbido en el suelo, siendo muy poco soluble el fósforo mineral existente. En las planicies disectadas no inundables del sur del departamento de Amazonas, por ejemplo, la concentración de fósforo orgánico oscila entre 44-66%. El fósforo inorgánico está ligado principalmente al hierro (11-15% del fósforo total), y solo entre un 1-1.5% al aluminio o calcio.

La segunda fuente importante de fósforo es la materia orgánica, que para el caso de los suelos amazónicos, se constituye en la fuente principal. El fósforo orgánico constituye el 30-50% del total de fósforo en el suelo. La descomposición de la materia orgánica y liberación del fósforo en moléculas fosfatadas de bajo peso molecular, ocurre a partir de procesos de acidificación que generan compuestos como el 2-ketoglucanato, procesos de quelación que dan como resultado citratos, oxalatos y azúcares, o procesos de reducción.

El fósforo no muestra flujos grandes mediados biológicamente como si sucede con el carbono o el nitrógeno. Sin embargo los microorganismos son los principales solubilizadores y mineralizadores de fosfato. Por ello, tan pronto la materia orgánica entra en contacto con el suelo, las raíces vegetales y los microorganismos comienzan a extraer el fósforo soluble que hay en ella. En ecosistemas tropicales, la actividad biológica (raíces y

microorganismos) sobre el litter hace que la absorción del fósforo ocurra pobremente sobre la superficie del suelo, y que sean los microorganismos y las plantas los que inmovilicen este elemento. La fase no soluble de fósforo en la materia orgánica (principalmente diésteres como ácidos nucleicos, fosfolípidos y fosfoproteínas) es atacada por hongos saprófitos, seguida por la de hongos de crecimiento más lento.

Las plantas son capaces de liberar en forma directa fósforo de la materia orgánica a partir de la secreción de H⁺. Esta secreción depende del balance aniónico-catiónico de la raíz a partir de la absorción y secreción de sustancias minerales. Un ejemplo claro de ello se aprecia en las especies leguminosas, las cuales acidifican su rizosfera a partir de la toma de cationes como resultado de la fijación biológica de nitrógeno. La disolución de fosfatos mediada por las plantas está limitada a la rizosfera inmediata de la planta, y a la capacidad de secretar ácidos a ella. La cantidad de ácidos secretados igualmente está relacionada con el crecimiento de la planta y su nutrición. Como respuesta, las plantas tienden a aumentar el radio y cantidad de raíces para aumentar la superficie de explotación. Aun cuando se encuentren poblaciones con alta producción de fosfatasas, la actividad enzimática depende de las propiedades fisicoquímicas del suelo (pH, contenido de agua, capacidad de intercambio catiónico, condición redox, etc), dado que las enzimas pueden ser sorbidas por las arcillas, óxidos o sustancias húmicas que pueden cambiar la conformación enzimática, reduciendo su actividad.

Dadas las limitaciones de fósforo en los suelos de la Amazonia colombiana, el acceso de las plantas a los fosfatos es limitado y depende en gran medida de las características de su sistema radical, el cual determina la eficiencia en la exploración y absorción del fósforo. En plantas con un sistema radical poco desarrollado, esta limitación puede ser superada si es establecida una simbiosis con hongos formadores de micorrizas (Howeler y Sieverding 1982; Dodd *et al.* 1990). Los exudados radicales y las micorrizas pueden aumentar la tasa de mineralización, pero no existe un proceso para aumentar la disponibilidad de fósforo en hábitats fósforo-deficientes.

Las micorrizas han sido identificadas como simbiosis planta-hongo importantes en la movilización de fósforo hacia el sistema radical de las plantas. Las micorrizas arbusculares son la forma de micorriza más ampliamente distribuida en los trópicos, ocurriendo en el 80% de las plantas

vasculares de la Amazonia (Moyersoen 1993; Peña-Venegas *et al.* 2006). Las ectomicorrizas solo ocurren entre el 17-31% de las plantas vasculares de la región amazónica (Moyersoen 1993) y en casos esporádicos cuando la vegetación nativa ha sido modificada por una introducida con afinidad por las ectomicorrizas.

Los beneficios generados por la simbiosis micorriza arbuscular son múltiples, y se destaca la efectiva movilización de nutrientes hacia la planta. Mientras un pelo radical tiene la capacidad de absorber los nutrientes disponibles a 2mm a la redonda, las hifas del micelio extra radical logran explorar hasta 80mm (40 veces más que la raicilla sola). La micorrización produce además un aumento en clorofila, arginina, citrulina, compuestos fenólicos y el engrosamiento de la pared celular, lo cual le confiere a la planta una mayor resistencia a la penetración de patógenos. Las plantas micorrizadas en sitios con baja fertilidad mantienen contenidos minerales similares o levemente menores que aquellas en sitios con alta fertilidad y poca abundancia de micorrizas (Barea & Jeffries 1995). Existe evidencia de una mayor actividad de fosfatasa en la rizosfera alrededor de raíces micorrizadas que donde hay raíces no micorrizadas (Dodd *et al.* 1987).

Otro factor importante es que la red de micelio en el suelo se pierde al disturbarlo, disminuyendo su capacidad de movilizar nutrientes hacia la planta (Evans & Miller 1988). En ecosistemas naturales las plantas micorrizadas tienden a estar fuertemente infectadas por comunidades mixtas de hongos micorriza arbuscular. Las plántulas rápidamente son infectadas e integradas a la red a un bajo costo. En muchos casos la fijación de nitrógeno parece estar controlada por la relación N:P del suelo. En las bacterias, el fósforo parece activar el gen para la síntesis de nitrogenasa, lo cual demuestra lo íntimamente que están relacionados los dos ciclos.

Mientras el hongo sufre con fósforo a la planta, esta transfiere carbohidratos provenientes de la fotosíntesis en forma de sucrosa, los cuales son hidrolizados y convertidos en glucosa y fructosa y transferidos a los arbusculos. Las hifas absorben fósforo por un proceso activo, después es convertido a través de un proceso de fosforilación en polifosfatos, los que son transportados por el citoplasma hasta los arbusculos o vesículas (en exceso de fósforo); en los arbusculos es hidrolizado por fosfatasa en fósforo inorgánico y esta es la forma que se transfiere a la planta por el sistema ATPasa bomba protón. La asociación consume entre 5-10% de

la fotosíntesis total de la planta. Por lo que el rol más importante de la micorriza se da cuando la mayor parte de los nutrientes se convierten en biomasa y hay limitada disponibilidad para que las plantas accedan a este a través de su sistema radicular.

Sin embargo, una muy limitada disponibilidad de fósforo en el suelo puede hacer que la micorriza deje de ser una asociación simbiótica y el hongo termine acopiando el poco fósforo para sus necesidades vitales, no transfiriendo a la planta parte de este elemento. Peña-Venegas *et al.* (2006) encontraron que para suelos de la Amazonia colombiana la concentración en la cual la simbiosis micorriza arbuscular es más efectiva transfiriendo fósforo a la planta, es cuando la disponibilidad del fósforo está entre 15-20ppm.

Se dice que la diversidad de hongos micorriza arbuscular está relacionada o se mantiene con coberturas diversificadas. Algunos hongos micorriza arbuscular son considerados cosmopolitas pero algunas parecen ser estrictamente tropicales como *Acaulospora* que parece estar adaptada a suelos ácidos tropicales. La mayoría de la colonización radicular se hace de raíz a raíz por lo que las micorrizas arbusculares no tiene casi ninguna restricción de huésped para colonizar (Janos 1983). El género *Glomus* es el género más frecuente en los suelos de la Amazonia colombiana, representando aproximadamente el 50% de la comunidad de hongos micorrízicos (Cáceres 1989; Siqueira *et al.* 1990; Caproni *et al.* 2003; Posada *et al.* 2006; Peña-Venegas *et al.* 2007, Stürmer & Siqueira 2008).

Aún cuando la simbiosis se ve afectada por cambios en las características fisicoquímicas del suelo, el pH parece ser un factor relevante para el establecimiento y desarrollo de la simbiosis. El pH óptimo para la germinación e infección efectiva estará relacionada con la composición del medio de donde el hongo micorriza arbuscular es nativo. Se ha notado que las plantas estresadas tienden a liberar carbohidratos más solubles, siendo mejores hospederos para los hongos micorriza arbuscular que plantas no estresadas (Sylvia & Neal 1990).

En la rizosfera existe además una gran variedad de microorganismos con capacidad de solubilizar fosfatos. Se ha estimado que entre el 10-50% de la microflora bacteriana del suelo tiene capacidad de solubilizar fosfatos de calcio, siendo los géneros con mayor capacidad de solubilización

Pseudomonas, *Mycobacterium*, *Micrococcus*, *Arthrobacter*, y *Flavobacterium*. Useche (2003) estimó que el 5.5% de las bacterias y el 3.2% de los hongos presentes en los suelos del sur del departamento de Amazonas tenían una clara capacidad solubilizadora de fosfatos de calcio. Brady & Weil citados por Cabrera (2000), encontraron hongos y bacterias capaces de solubilizar compuestos insolubles de fósforo con hierro (estregita), aluminio (variscita) y calcio en dos de sus formas (fosfato tricálcico o fosfato ortocálcico). Cabrera (2000) encontró que las especies de hongos *Penicillium*, *Aspergillus*, *Scytalidium*, y *Paecilomyces* presentaban una alta actividad a la degradación de fosfatos en Ultisoles y Oxisoles del sur del departamento de Amazonas. Sin embargo, el aporte que pudieran hacer estos microorganismos al stock de fósforo del suelo es bajo y las fuentes más abundantes son las menos sensibles a las enzimas microbianas.

Se ha observado que la solubilización microbiana de fosfatos está íntimamente relacionada con la presencia de otras poblaciones de organismos edáficos. En el suelo, la solubilización de compuestos minerales fosfatados suele resultar de la acción sinérgica de varios microorganismos más que la acción de un solo género presente. Por ejemplo, se ha encontrado que las lombrices de tierra pueden afectar positivamente la secreción microbiana de fosfatasa, posiblemente al estimular su actividad (Fragoso & Lavelle 1992; Cepeda *et al.* 1998).

Otras relaciones sinérgicas entre organismos edáficos han sido igualmente observadas. La inoculación de bacterias solubilizadoras de fosfatos con micorrizas arbusculares ha sido evaluada en Andisoles con buenos resultados (Ramirez *et al.* 2001), lo cual permite suponer que en Oxisoles y Ultisoles deben ocurrir efectos positivos similares.

c. Ciclo del nitrógeno

El nitrógeno es el cuarto elemento más común en las biomoléculas, después del carbono, el hidrógeno y el oxígeno (Philippot & Germon 2005). La biomasa bajo suelo tiende a constituir el 4-8% del nitrógeno total en bosques templados, mientras en bosques tropicales constituye el 32%, por ello el nitrógeno es el elemento limitante en bosques templados y el fósforo en bosques tropicales donde su inmovilización tiene mayor importancia (Schlesinger 1997). El nitrógeno gaseoso es la forma más estable de este elemento y esto explica que el reservorio más importante de nitrógeno de

la Tierra sea la atmósfera. Por tanto la capacidad de utilizar esta forma de nitrógeno reviste gran importancia ecológica.

La segunda reserva más abundante de nitrógeno en la tierra después del nitrógeno atmosférico, se encuentra en el suelo como nitrógeno orgánico. Durante el proceso de amonificación se da la conversión de nitrógeno orgánico en amonio (NH_4^+) mediante enzimas microbianas extracelulares como quitinasas, proteasas, ureasas, obteniendo como resultado el amonio. El amoniaco es rápidamente transformado por microorganismos en nitrato por un proceso denominado nitrificación para luego ser asimilado.

Cuando la vegetación es removida, la temperatura y la humedad del suelo aumentan, dándose una rápida amonificación que libera NH_4^+ . Seguidamente, la nitrificación es también rápida y los microorganismos no logran inmovilizar todo el NO_3^- liberado y este tiende a lixiviarse.

A diferencia del fósforo, las reservas de nitrógeno no solo dependen de los procesos de nitrificación y amonificación sino que puede incrementarse a través de la fijación de nitrógeno atmosférico mediada por microorganismos.

La capacidad de algunos microorganismos para fijar nitrógeno atmosférico radica en la presencia de la enzima nitrogenasa en su sistema, la cual transforma nitrógeno atmosférico a una forma combinada (amoniac). La fijación biológica de nitrógeno puede darse de dos formas, por asociaciones simbióticas entre plantas y bacterias o plantas y actinomicetos, o por poblaciones bacterianas de vida libre.

Aun cuando la fijación biológica total corresponde tan solo al 12% del nitrógeno requerido por las plantas en el mundo (Schlesinger 1997), en ecosistemas que dependen estrictamente del reciclaje de materia orgánica en descomposición, como son los suelos de la Amazonia, la fijación biológica de nitrógeno tiene un valor significativo (Cleveland *et al.* 1999). Igualmente se ha podido evidenciar que los valores de fijación más altos ocurren en áreas disturbadas o con vegetación sucesional (Schlesinger 1997).

El nitrógeno atmosférico está compuesto por dos átomos de nitrógeno unidos mediante un triple enlace. Debido a su estructura, el N_2 se comporta como una molécula prácticamente inerte, por lo que es necesario un

gran consumo de energía para romper el triple enlace, por lo que los microorganismos fijadores de nitrógeno usan esta alternativa como una fuente alterna en casos en los que la disponibilidad de nitrógeno orgánico se reduce.

La enzima nitrogenasa es altamente sensible al oxígeno. Por esta razón evolutivamente diversos mecanismos se han originado para su protección, por lo que algunas poblaciones habitan medios con bajas tensiones de oxígeno (bacterias fijadoras microaerófilas) o resguardan la enzima en estructuras especiales como heteroquistes (Cianobacterias), o asociados a pigmentos como la producción de una forma especial de hemoglobina llamada Leghemoglobina la cual ocurre en los nódulos de leguminosas asociadas con *Rhizobium* sp. Las bacterias fijadoras de nitrógeno aerobias, por ejemplo, tienen mecanismos para eliminar rápidamente el oxígeno por respiración, produciendo capas mucosas que retardan la entrada del oxígeno a la célula.

d. Fijación simbiótica de nitrógeno

La fijación simbiótica de nitrógeno más común corresponde a la asociación leguminosa con una bacteria de los géneros *Rhizobium*, *Bradyrhizobium*, *Sinorhizobium* y *Azorhizobium* (Sylvia et al. 1998). La fijación simbiótica de nitrógeno solo ocurre cuando se ha establecido una relación de simbiosis bajo el cual ocurre un cambio fisiológico que transforma la bacteria a una forma bacteroide en donde puede sintetizar la enzima nitrogenasa y efectivamente inmovilizar y transformar el N_2 .

La fijación de nitrógeno vía leguminosa-rizobio aun cuando agronómicamente es muy importante, tiene algunas limitaciones dadas las condiciones específicas que se deben dar para que ésta ocurra: a) especificidad de la relación simbiótica lo que implica que cada especie de leguminosa tiene una bacteria simbiote específica, y que además está presente en el suelo para que se reconozcan y formen la asociación, b) baja acidez en los suelos que permita la permanencia de las rizobacterias en el suelo, y c) disponibilidad de elementos importantes en la simbiosis como el calcio que es clave en el reconocimiento inicial de los simbiotes, el fósforo componente de la molécula energética ATP que se consume en el proceso de fijación, el hierro y el molibdeno constituyentes de la enzima nitrogenasa.

Las bacterias fijadoras simbióticas de nitrógeno han co-evolucionado con su planta huésped específica, por lo que en suelos ácidos de la Amazonia colombiana se encuentran leguminosas nativas asociadas que fijan nitrógeno simbióticamente. Aun cuando la simbiosis leguminosa-rizobio se presenta en la Amazonia colombiana, la presencia de nódulos fijadores de nitrógeno es baja (entre 25 y 41%), siendo ligeramente más frecuente en leguminosas establecidas en potreros (Peña-Venegas & Arias 2009). La baja presencia de nódulos fijadores de nitrógeno en raíces de leguminosas nativas, indica que esta simbiosis necesita de condiciones precisas para darse. Observaciones de campo han demostrado que las leguminosas que crecen en suelos con alta intervención, tienden a no establecer simbiosis con bacterias fijadoras, presumiblemente por la desaparición de su bacteria simbiote específica.

La simple presencia de nódulos viables en las leguminosas no determina la eficiencia de la leguminosa como fijadora de nitrógeno, solo indica que ésta tiene capacidad para fijar. Los volúmenes de nitrógeno fijado dependen de la capacidad de la cepa bacteriana que se asocia con la leguminosa, no teniendo relación con el número o tamaño de nódulos presentes. En este sentido, es posible que aunque la presencia de nódulos fijadores de nitrógeno en leguminosas nativas sea baja, éstos sean muy eficientes aportando cantidades significativas de nitrógeno al suelo, tal como ocurre con las cepas de bacterias fijadoras de vida libre de la región (Mantilla 2008),

Otra de las fijaciones simbióticas de nitrógeno es la que ocurre entre especies no leguminosas y el actinomiceto del género *Frankia*. De acuerdo con los inventarios de flora realizados por el Herbario Amazónico-COAH en toda su historia, en la Amazonia colombiana no han sido colectadas plantas huésped de esta simbiosis, por lo que su aporte e importancia en estos ecosistemas no ha sido establecido.

e. Fijación no simbiótica de nitrógeno

En los suelos, existen poblaciones de microorganismos fijadores de nitrógeno que actúan en forma libre, sin que requieran establecer una asociación simbiótica para fijar el nitrógeno atmosférico. Dentro de los microorganismos fijadores de vida libre se destacan el género bacteriano *Azotobacter*, *Azospirillum*, *Beijerinckia* y *Derrxia* reportados como fijadores

en rangos amplios de pH y encontrados frecuentemente en suelos ácidos tropicales (Paul & Clark 1989). Otros grupos bacterianos reportados como fijadores libres de nitrógeno incluyen los géneros *Azomonas*, *Azotococcus*, *Xanthobacter*, *Arthrobacter*, y algunas especies de *Bacillus*. En esta lista no se incluyen géneros de bacterias que han sido reportados como fijadores libres de nitrógeno, pero que requieren de condiciones de anaerobiosis o de condiciones especiales para hacerlo.

Otros grupos de microorganismos con capacidad de fijar nitrógeno en vida libre son las cianobacterias. A la fecha no se han realizado evaluaciones de la presencia de cianobacterias en suelos amazónicos, pero podría tener importancia dado que los géneros de las familias Nostocaceae y Oscillatoriaceae son comunes en los ríos amazónicos (Marcela Nuñez com. Pers. 2010).

METODOLOGÍAS DE COLECTA Y DE LABORATORIO PARA EL ESTUDIO FÍSICOQUÍMICO Y MICROBIOLÓGICO DE SUELOS

Las colectas de suelos se realizaron en los últimos diez años por el proyecto BPIN “Mantenimiento de la fertilidad del suelo y generación de tecnologías para la recuperación de áreas degradadas para la Amazonia colombiana”, estuvieron orientadas al estudio de la calidad del suelo en zonas con coberturas naturales y zonas intervenidas o en uso.

Las zonas con coberturas naturales representan las condiciones naturales del suelo del lugar, siendo las condiciones de referencia para explicar los cambios de los suelos aledaños intervenidos o en uso. Las zonas intervenidas se estudiaron para entender los procesos de degradación que allí ocurren y cómo afectan los ciclos biogeoquímicos del suelo.

a. Colecta de suelos

Generalmente se escogen zonas con paisajes contrastantes (llanura inundable o várzea y zonas no inundables de tierra firme), o con coberturas diferentes: bosques primarios poco intervenidos, pastizales con ganadería, parcelas de agricultura itinerante indígena (chagras), cultivos (monocultivos o policultivos no indígenas (agroforestales)), y coberturas de regeneración (bosques secundarios o rastrojos). En cada lugar seleccionado se traza una diagonal imaginaria sobre la cual se realiza un muestreo sistemático siguiendo la metodología propuesta por Corredor (2000). Sobre la diagonal se toman seis puntos de colecta de suelos espaciados entre sí entre 24m y 100m dependiendo el tamaño del área representativa que se muestrea. Sobre cada uno de los seis puntos de colecta se

toman 5 sub-muestras, colectadas cada una a 5 m alrededor del punto de referencia para obtener una muestra compuesta. Cada uno de los seis puntos corresponde a una réplica del lugar. En algunos casos se mezclan algunos puntos para obtener dos o tres réplicas del lugar únicamente. El número de réplicas tomadas depende de la homogeneidad y tamaño del lugar de muestreo.

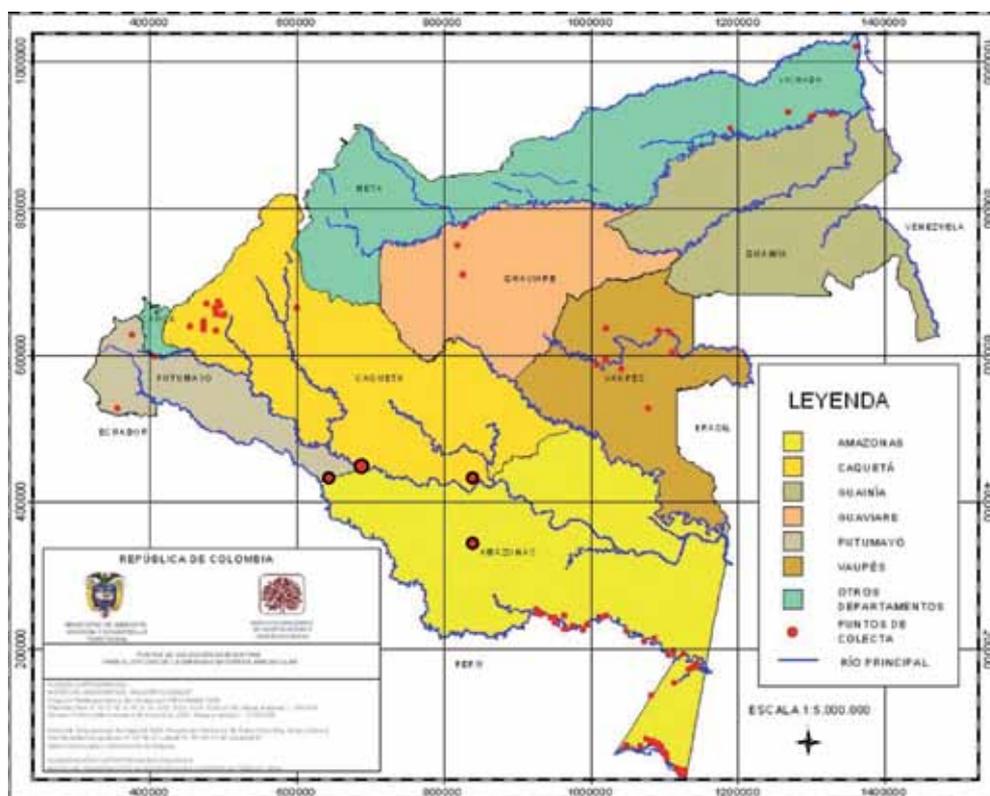


Figura 1. Lugares de la Amazonia colombiana de donde el proyecto BPIN “Mantenimiento de la fertilidad del suelo y generación de tecnologías para la recuperación de áreas degradadas en la Amazonia colombiana” obtuvo muestras de suelo para su estudio

Finalmente cada réplica colectada tiene aproximadamente 500g. Esta cantidad de suelo se divide en dos partes. Una parte es enviada al laboratorio de suelos del Instituto Geográfico Agustín Codazzi (IGAC) en Bogotá para su análisis fisicoquímico. La otra parte de la muestra es

refrigerada y transportada a los laboratorios del Instituto Sinchi en Leticia y Bogotá para su análisis microbiológico.

Los análisis fisicoquímicos de suelo que realiza el laboratorio de suelos del IGAC comprenden: pH en agua 1:1; SAl: Saturación de aluminio a partir del Al intercambiable con KCl; CO: carbono orgánico por Walkley – Black; CIC: capacidad de intercambio catiónico por acetato de amonio normal y neutro; elementos menores (Fe, Mn, Zn, Cu) por DTPA; BT: Bases totales (Ca, Mg, K, Na) en porcentaje; SB: saturación de bases a partir de bases extraíbles por acetato de amonio normal y neutro; P: fósforo disponible por el método Bray II.

Adicionalmente a la toma de muestras de suelo, en campo se toman otro tipo de datos como son: descripción de los perfiles del suelo, compactación (PSI a partir del uso de un penetrómetro de campo), descripción de la vegetación, y presencia de edafofauna.

b. Protocolos de laboratorio usados para el estudio de las poblaciones microbiológicas edáficas

Según el United States Department of Agriculture - USDA (1998), el suelo es el lugar biológicamente más diverso de la tierra, por lo que igualmente se podría suponer que es allí donde habita un mayor número de microorganismos. Se estima que 1 gramo de suelo puede albergar más de 10 billones de bacterias, con 4000-7000 especies diferentes y una densidad de biomasa de alrededor de 300-30.000 Kg por hectárea (Dubey *et al.*, 2006). Sin embargo, el estudio de las poblaciones microbiológicas del suelo se ha visto limitado por las técnicas de laboratorio implementadas para su estudio.

Tradicionalmente, la recuperación, aislamiento y descripción de microorganismos se ha hecho usando medios de cultivo en donde ellos puedan crecer. El desarrollo de medios de cultivo fue inicialmente propuesto y usado para el aislamiento y estudio de microorganismos relacionados con la salud humana, por cuanto la composición de los medios utilizaba reactivos y sustancias de origen animal que simulaban la composición de los tejidos humanos. Cuando el campo de la microbiología comenzó a abordar otros organismos y ambientes, hubo que modificar los medios ya existentes usando otros elementos y otras condiciones de

incubación que permitieran la recuperación de los microorganismos. Así, se comenzó a incluir extractos de tierra, plantas y minerales en los medios de cultivo buscando que los microorganismos encontraran condiciones medioambientales y nutricionales similares a su hábitat natural y pudieran recuperarse en estos medios.

Se sabe que por esta técnica, se puede recuperar entre el 1-10% de los microorganismos existentes en el suelo, quedando la mayor parte de la población sin evidenciar su presencia.

Desde los años 80's, los estudios de microbiología evolucionaron al encontrar técnicas moleculares que permitían, aún sin recuperar en medios de cultivo los microorganismos, evidenciar su presencia e identificarlos. Estas técnicas están basadas en el estudio de partes conservadas (con baja capacidad de mutación), pero que codifican información exclusiva del grupo de microorganismos que se quiere estudiar y que por los pequeños cambios que ocurren en estas secuencias, permite la caracterización del microorganismo frente a otros de su grupo.

Las técnicas moleculares se basan en el aislamiento del material genómico, la identificación de las porciones de este material que pueden dar información sobre el grupo a estudiar, su amplificación en miles de copias para poderlo evidenciar y su digestión con enzimas específicas que cortan el material en sitios previamente conocidos, dando como resultado, porciones de genoma de diversos tamaños. Estos son luego separados por tamaño en geles, aplicando electroforesis que permiten migrar por peso molecular los diferentes fragmentos. Finalmente se obtiene un patrón de bandas dado por el número y peso del fragmento genómico que se revela con un colorante para poderlo observar. Los patrones son luego estudiados frente a marcadores de peso conocido y comparados con los patrones que generan organismos plenamente conocidos.

Estas técnicas aun cuando son mas precisas en cuanto a que revelan en forma más precisa la composición de las comunidades microbianas del suelo, no permite recuperar organismos que pudieran usarse posteriormente para otros ensayos de laboratorio o campo. Por eso, las dos técnicas de estudio de microorganismos del suelo deben usarse simultáneamente para tener un resultado muy cercano a la realidad.

A continuación se presentan en forma resumida, los diferentes protocolos que han sido usados exitosamente para el estudio de las poblaciones microbiológicas de los suelos amazónicos.

TÉCNICAS TRADICIONALES DE ESTUDIO DE POBLACIONES MICROBIOLÓGICAS EDÁFICAS

a. Aislamiento y recuento de bacterias fijadoras de nitrógeno de vida libre (Diazótrofas)

A partir de 10 g de suelo realiza una dilución (10^1) en 90 ml de solución salina al 0.85%, la cual se incuba a 30 °C durante 1h en agitación constante a 3 500 rpm. A partir de ésta dilución se hacen diluciones seriadas hasta 10^5 en medios de cultivo selectivos según se presenta a continuación:

► Aislamiento de bacterias diazótrofes microaerófilas:

El aislamiento de las bacterias diazótrofes microaerófilas, se realiza en los medios de cultivo semisólidos (Nfb y JMV modificados), según la metodología propuesta por Weber (1999). La composición del medio Nfb usado es la siguiente (pH: 5.5): ácido málico: 3 g/l; glucosa: 2 g/l; K_2HPO_4 : 5 ml (sol 10%); $MgSO_4 \cdot 7 H_2O$: 2 ml (sol 10%); NaCl: 1 ml (sol 10%); $CaCl_2 \cdot 2 H_2O$: 2 ml (sol 1%); azul de bromotimol: 2 ml (0.5% en KOH 0.2N); solución de micronutrientes: 2 ml ($Na_2Mo_4 \cdot 2 H_2O$: 0.2 g/l; $MnSO_4$: 0.235 g/l; H_3BO_3 : 0.28 g/l; $CuSO_4 \cdot 5 H_2O$: 0.008 g/l; $ZnSO_4 \cdot 7 H_2O$: 0.024 g/l); EDTA-Fe: 4 ml (sol 1.64%); solución de vitaminas: 1 ml (biotina: 0.1 g/l; piridoxal-HCl: 0.2 g/l); agar: 2 g/l. La composición del medio JMV (pH: 4.5) es la siguiente: manitol: 3 g/l; sacarosa: 2 g/l; K_2HPO_4 : 2 ml (sol 10%); KH_2PO_4 : 15 ml (sol 10%); agar: 2.2 g/l; los demás componentes ($MgSO_4 \cdot 7 H_2O$, NaCl, $CaCl_2 \cdot 2 H_2O$, azul de bromotimol, solución de micronutrientes y solución de vitaminas) en iguales cantidades al medio Nfb. Los medios semisólidos se colocan en frascos de aproximadamente 50 ml con tapa o tapón de caucho.

En la superficie de los medios de cultivo mencionados se inoculan 100 ul de las diluciones 10^{-3} , 10^{-4} y 10^{-5} por triplicado. Los frascos son incubados a 30 °C por cinco días o hasta observar crecimiento y presencia

de película. A partir de esto se registran los tubos con crecimiento y se determina la cantidad de bacterias microaerófilas usando el número más probable (NMP) de bacterias microaerófilas fijadoras de nitrógeno por gramo de suelo.

► **Aislamiento de bacterias diazótrofes aerobias:**

Para el aislamiento de las bacterias aerobias se siembran 100 µl de la dilución 10^{-4} en la superficie de medios de cultivo sólidos como Burk's o Ashby con algunas modificaciones (Becking 2006). La composición del medio Sabih modificado es la siguiente (pH: 5.8): sacarosa: 5 g/l; glucosa: 5 g/l; KH_2PO_4 : 0.2 g/l; MgSO_4 : 0.2 g/l; NaCl: 0.2 g/l; CaSO_4 : 0.2 g/l; CaCO_3 : 5 g/l; agar: 15 g/l. Las muestras se siembran en la superficie del medio por triplicado y se incuban a 30 °C por ocho días para determinar las unidades formadoras de colonia (UFC)/g de suelo.

b. Aislamiento de bacterias fijadoras de nitrógeno simbióticas a partir de leguminosas

La presencia de nódulos de fijación es inicialmente determinada en campo, verificando la presencia de nódulos en las raíces de las leguminosas presentes. Luego de verificar la viabilidad del nódulo (presenta en su interior un color rojizo), las raíces noduladas son transportadas al laboratorio en bolsas con sílica gel. En el laboratorio, los nódulos son lavados y desinfectados con hipoclorito de sodio 3% por 5 minutos, alcohol al 70% por 1 minuto y agua destilada estéril (3 lavadas). Los nódulos son macerados y el producto del macerado es sembrado en medio LMA (Lactosa manitol agar) según lo sugerido por el Centro Internacional de Agricultura Tropical – CIAT (1988). Las cajas se incuban a temperatura ambiente hasta por 8 días. Las colonias rojizas mucoides son evaluadas por medio de la prueba de ketolactasa para verificar la presencia de *Rhizobium* o géneros fijadores relacionados.

c. Evaluación de la capacidad de fijación de nitrógeno de bacterias fijadoras de nitrógeno

Las colonias obtenidas en los medios de cultivo específicos para estas poblaciones se toman con un asa y se resuspenden en una solución salina

al 0.85%, la cual se agita y luego se centrifuga. Haciendo cuatro lavados en esta solución para retirar restos de compuestos que pudieran actuar como fuente de nitrógeno, y que interfieran con el ensayo.

El ensayo utilizado para medir la capacidad fijadora de nitrógeno de los microorganismos es la reducción del acetileno (ARA). La técnica está basada en la capacidad de la enzima nitrogenasa de reducir otros sustratos como el cianuro, el acetileno y varios compuestos con triples enlaces. El análisis de la reducción de acetileno (ARA) mide por cromatografía de gases la cantidad de etileno producido por la reducción del gas acetileno. En esta técnica, que es simple y rápida, la fase gaseosa del medio de cultivo donde el microorganismo ha crecido se reemplaza por acetileno y luego de un periodo de incubación se mide por cromatografía de gases la producción de etileno en esta fase (Madigan *et al.* 2004).

Para realizar un análisis de reducción de acetileno (ARA), la densidad óptica del cultivo se ajusta en BHI entre 1.8 – 2.2 a una absorbancia a 600 nm. Se siembra una alícuota de 400ul de la suspensión del microorganismo en la superficie de medio y se incuba a 30°C por 48 horas. La atmósfera del medio se reemplaza con 0.2% acetileno y se incuba a 30°C. El tiempo de incubación con acetileno para aerobias es de 4.5 horas y el tiempo de incubación con acetileno para microaerófilas de 24 horas. La detección de etileno se realiza por medio de un cromatógrafo de gases Hewlett Packard Agilent 4890 D con detector de ionización en llama FID y detector de conductividad térmica TCD, gas de arrastre helio y software de adquisición de datos Clarity Lite; manteniendo las siguientes condiciones: temperatura de horno: 150 °C, velocidad de flujo: 25 ml/min, temperatura del inyector: 100°C, temperatura del detector: 250°C, presión: 25 psi.

Esta misma técnica puede ser usada para evaluar la capacidad fijadora de bacterias simbióticas incubando raíces vivas con nódulos y repitiendo el procedimiento anteriormente descrito.

d. Aislamiento de actinomicetos

El aislamiento y enumeración de actinomicetos se lleva a cabo principalmente por métodos de crecimiento selectivo. La selectividad del medio es controlada por su composición, adición de inhibidores de crecimiento para flora acompañante, temperatura, pH y tiempo de incubación. Aunque

algunos géneros son relativamente fáciles de aislar (Micromonospora, Streptomyces), otros son muy difíciles (Planobispora, Planomonospora y el endofito de plantas Frankia). Varios pre - tratamientos se han usado para incrementar la proporción de actinomicetos sobre placas de cultivo. Los que utilizan calor son los más frecuentes, como el calentamiento del suelo a temperaturas superiores a los 40°C por 2 – 16 horas. La filtración por membrana también se usa para concentrar propágulos a partir de agua, la agitación de materiales secos y deteriorados de plantas en una cámara de sedimentación se utiliza para aislar termófilos; igualmente el método quimiostático para aislar esporas móviles de Actinoplanaceae a partir de suelo (Goodfellow & Cross, 1983).

Los medios más comúnmente usados para su aislamiento a partir de suelo y agua son: agar almidón – caseína, agar almidón sales inorgánicas (AASI) quitina coloidal y el medio M3. La incorporación de antibióticos como cicloheximida y micostatina no inhibe actinomicetos y son útiles cuando hay mucha flora acompañante de crecimiento rápido. (Goodfellow & Cross, 1983).

El medio de cultivo almidón amoniacal (AA) reportado por Goodfellow & Williams (1983) (pH 5.5) está compuesto por: almidón de papa 10g/L; K₂HPO₄ 1g/L; (NH₄)SO₄ 2g/L; MgSO₄ 0.5g/L; KCl 0.5g/L; FeSO₄ 0.01g/L y Agar 12g/L. Para ello se realizan diluciones seriadas hasta 10⁻⁴ a partir de 10g de suelo disuelto en 90ml de agua peptonada al 1.0%. En cada caja de petri con el medio de cultivo (AA) se siembra en superficie 0.1ml del inóculo de la dilución 10⁻⁴ por triplicado y se incuban a 28°C por 8-15 días.

e. Aislamiento de esporas de hongos micorriza arbuscular para estudios de diversidad

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares no son cultivables, ya que son simbioses endófitos obligados, por lo que solo pueden desarrollar su ciclo de vida cuando están al interior de la raíz de un huésped vegetal. Una forma indirecta de cuantificar en forma relativa su población, así como de estudiar la diversidad de este grupo de microorganismos en el suelo es a partir de las esporas que el hongo produce al exterior de la raíz. Estas estructuras pueden ser aisladas y estudiadas al detalle bajo un microscopio de luz, ya que es la única estructura con caracteres

morfológicos lo suficientemente contrastantes entre géneros, que permite su diferenciación entre morfotipos.

Las esporas de hongos micorriza arbuscular son aislados a partir de las muestras de suelo colectadas en campo. Para su aislamiento se sigue la metodología propuesta por Gerdemann & Nicolson (1963) consistente en el tamizado húmedo de 10 a 50g de suelo y una centrifugación en un gradiente de sacarosa de 50% (w/v). El proceso se hace por triplicado. Se cuantifica el número de esporas obtenidas y se separan según el número de morfotipos obtenidos. Las esporas según su morfotipo son montadas en portaobjetos con lactoglicerina y lactoglicerina y reactivo de Melzer. La determinación de género y especie de las esporas se basa en la descripción de caracteres morfológicos de cada morfotipo y la comparación con los morfotipos reportados en el manual de identificación de micorrizas arbusculares de Schenck & Perez (1988), la página web del International Culture Collection of Arbuscular Mycorrhizal Fungi – IVAM (<http://invam.caf.wvu.edu/>) y la asesoría de taxónomos expertos como la Dra Gisela Cuenca del laboratorio de suelos del Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas - IVIC.

f. Evaluación de la simbiosis micorriza arbuscular en plantas de interés

La presencia de hongos formadores de micorrizas arbusculares en suelo no garantiza que efectivamente la simbiosis se esté presentando y sea efectiva. Para poder evaluar la simbiosis micorriza arbuscular es necesario verificar el establecimiento de la simbiosis en las raíces de las plantas de interés, así como la evaluación de la calidad de la misma.

Cuando la planta está micorrizada, las células de la raíz se ven colonizadas por el hongo, apreciándose en el interior de las células diferentes estructuras fúngicas: hifas o enrollados que permiten evidenciar que la simbiosis está establecida; arbuscúlos reconocidos como las estructuras en donde se da el intercambio entre la planta y el hongo, por lo que una alta presencia de arbuscúlos implicará una simbiosis más efectiva; y vesículas las cuales se han identificado como estructuras de almacenamiento de nutrientes del hongo (lípidos, azúcares), aún cuando igualmente se ha identificado que pueden servir de propágulos de reproducción.

Para evaluar la simbiosis micorriza arbuscular, se toman muestras de raíces finas de las plantas de interés, las cuales se transportan hasta el laboratorio en sílica gel. Allí son lavadas con abundante agua para retirar el suelo adherido y se hace un proceso de clareado y tinción con azul de tripano de acuerdo con el método sugerido por Phillips & Hayman (1970). Las raíces son montadas en portaobjetos en trozos de 1 cm y se evalúan 100 campos para verificar la colonización radicular, según el método sugerido por McGonigle & Fitter (1990). Este proceso se realiza por triplicado, obteniendo el porcentaje de colonización radicular, así como el porcentaje de arbusculos y vesículas en la planta.

TÉCNICAS MOLECULARES DE ESTUDIO DE POBLACIONES MICROBIOLÓGICAS EDÁFICAS

Los métodos que se basan sobre la amplificación directa y análisis de las secuencias de los genes ADNr 16S rápidamente han sustituido el cultivo como vía para comparar la composición, riqueza y estructura de las comunidades microbianas (Dunbar *et al.*, 1999). El análisis de los ácidos nucleicos microbianos extraídos a partir de muestras de suelo representa una estrategia para estudiar la tasa biológica y la diversidad de los microorganismos de este ecosistema. El uso de técnicas directas basadas en el ADN o ARN permite investigar la estructura de la comunidad microbiana del suelo, debido al hecho que ácidos nucleicos derivados de microorganismos no cultivables, representan cerca del 99% de las células que se presentan naturalmente en el medio ambiente del suelo (Gelsomino *et al.*, 1998).

Entre las técnicas más populares se encuentran la observación directa al microscopio por métodos de tinción directa por unión con anticuerpos marcados, la hibridización *in situ* con sondas no radioactivas ("fluorescence *in situ* hybridization" -FISH), la extracción y reasociación de ADN, la secuenciación de genes codificantes de las subunidades del ADN ribosomal (ADNr) y la comparación de lípidos de membrana (Sylvia *et al.*, 1998). Actualmente, metodologías que incluyen la detección por PCR, análisis de fragmentos de restricción terminales (T-RFLP's), análisis del polimorfismo en la longitud de fragmentos de restricción (RFLP's), ARDRA (análisis de restricción de los amplificados del ADNr 16S o 18S) (cuando se analizan particularmente genes ribosomales), RAPD (ADN polimórfico

amplificado aleatoriamente), clonación y secuencia del 16S ADNr, al igual que electroforesis en geles con gradiente denaturante y con gradiente de temperatura (DGGE y TGGE, respectivamente), están siendo ampliamente usadas para determinar la composición de la comunidad microbiana en el suelo (McCaig *et al.*, 1999).

La mayoría de estas técnicas cultivo independientes involucran la extracción del ADN total comunitario y el uso de éste como plantilla para la amplificación por PCR de los genes de la subunidad 16S o 18S del ADNr, con cebadores universales o dominio específicos. Esto es seguido por la construcción de una librería de clones, una preselección rápida de la librería basada sobre diferencias de secuencia o por la determinación de polimorfismos en la longitud de fragmentos de restricción (RFLPs) y por último la clonación y secuenciación del fragmento de interés (Liu *et al.*, 1997).

Así mismo, la técnica de fingerprinting es una aproximación molecular en la cual las diferencias en los perfiles de bandas después de una electroforesis permiten la separación de individuos. Esta definición no se aplica directamente en un análisis de estructura de comunidades microbianas, pues los perfiles de bandas corresponden a un conjunto de organismos y no a un individuo; sin embargo, estas técnicas proveen patrones o perfiles de la diversidad genética en comunidades microbianas en un ambiente determinado.

Entre las técnicas de fingerprinting basadas en la amplificación específica de los genes de ADNr, se encuentran el análisis de secuencias espaciadoras internas del ADNr o RISA - "ADNr internal spacer analysis"- (Jensen *et al.*, 1993), el análisis de polimorfismos en la longitud de fragmentos de restricción o RFLP (Liu *et al.*, 1997), la digestión con enzimas de restricción de los amplificados y su separación por electroforesis en gel de agarosa o ARDRA (Smit *et al.*, 1997), la separación electroforética de los amplificados con base en gradientes de denaturalización -"denaturing gradient gel electrophoresis" (DGGE)- o temperatura -"temperature gradient gel electrophoresis" (TGGE)- (Dahllof *et al.*, 2000) y RAPD (ADN polimórfico amplificado aleatoriamente) (Harry *et al.*, 2001).

Análisis de restricción de amplificados del ADN ribosomal -ARDRA-. Es una técnica de Fingerprinting basada en la amplificación por PCR de las

regiones variables de los genes codificantes de la subunidad 16S o 18S del ADN ribosomal, usando cebadores homólogos que hibridan con regiones conservadas del gen. Los amplificadores son digeridos con enzimas de restricción con sitios de reconocimiento de 4-pb y separados por electroforesis en geles de agarosa de alta resolución o poliacrilamida. La disimilitud en los patrones de corrida permite identificar diferencias en la estructura de las comunidades microbianas. ARDRA se ha usado por varios años como un método para una rápida comparación de ADNrs (Rosado *et al.*, 1997). Es una técnica útil para distinguir géneros o especies distantes filogenéticamente y ha sido aplicada para estimar la diversidad de microorganismos en muestras ambientales (Vallaey *et al.*, 1997^a), al igual que la ribotipificación exitosa para la diferenciación de cepas bacterianas que exhiben un alto grado de heterogeneidad dentro de los operones ADNr (Olive & Bean, 1999). Alternativamente los genes ADNr 16S pueden analizarse por clonación y digestión - restricción o secuenciación, de esta manera un banco de genes reflejaría la estructura de una comunidad microbiana determinada. Una de las principales ventajas de ARDRA es que fluctuaciones en la comunidad microbiana pueden detectarse estudiando patrones de bandeo, incluso pueden investigarse cambios en comunidades microbianas cultivables y no cultivables y secuenciarse clones de interés en el caso de requerirse una información más detallada.

Vale la pena mencionar que las técnicas moleculares para el estudio de la diversidad microbiana, están sujetas a sesgos por la PCR, a los métodos de extracción de ADN, a la amplificación potencial preferencial de secuencias blanco, a la formación de quimeras y a que un organismo produzca más de una banda, debido a múltiples operones heterogéneos de rRNA (Ibekwe *et al.*, 2002). Sin embargo, a pesar de todo lo anterior, esta aproximación proporciona un medio fácil para evaluar la diversidad microbiana o cambios en la estructura de una comunidad a escalas temporales o espaciales como consecuencia de perturbaciones ambientales (Liu *et al.*, 1997); por lo que son útiles en la detección de cambios en las comunidades microbianas después de procesos de disturbio.

Es por ello que los análisis moleculares en conjunto con los recuentos en placa permiten resultados más robustos y cercanos a la realidad para determinar la diversidad total de un grupo microbiano en muestras ambientales, ya que incluyen la población cultivable y no cultivable.

a. Extracción de ADN microbiano de suelo

Para la extracción del ADN total de la comunidad microbiana del suelo se sigue el protocolo de extracción por lisis directa propuesto por CIAT (1995) a partir de 5g de suelo. Obtenido el ADN se limpia con CaCl_2 , fenol/cloroformo/alcohol isoamílico (PCI 25:24:1) y se corre por electroforesis visualizándolo en un gel de azarosa al 0.8%. El ADN se cuantifica por fluorimetría a una longitud de onda de 260 nm.

b. Extracción de ADN microbiano a partir de suelos con alto contenido de materia orgánica

Los suelos con alto contenido de materia orgánica como los Antrosoles, suelen sorber el ADN existente, siendo complicada su extracción y purificación. Para el caso de antrosoles o suelos orgánicos el ADN comunitario se extrae usando un protocolo de purificación, que emplea columnas de sílice gel de Quiagen (Alexander *et al.* 2006). Las extracciones de ADN se revelan en geles de agarosa al 0.8% en buffer TBE1 X y coloreado con bromuro de etidio y visualizado bajo luz ultravioleta en el documentador de geles.

c. Extracción de ADN microbiano a partir de colonias puras

Se parte de una colonia o 50 mg de micelio el cual se resuspende en 100 μl de buffer TE (10:1) (Tris - EDTA), disgregando mecánicamente las células. Se adiciona 5 μl de lisozima (SIGMA) a una concentración de 12mg/ μl y se incuba por 45 minutos a 37°C. Seguidamente se adiciona 5 μl de proteinasa K (GIBCO BRL) a una concentración de 10 mg/ μl y 20 μl de dodecil sulfato de sodio (SDS) al 20%. Se incuba nuevamente por 2 horas a 65°C. Se adicionan 70 μl de NaCl 5M y se enfría en hielo. Seguidamente se adicionan 170 μl de cloroformo. Las muestras se centrifugan por 15 minutos a 14000 rpm. Se transfiere la fase superior a un tubo nuevo, adicionando 90 μl de isopropanol frío y precipitando el ADN a -20°C toda la noche.

Al siguiente día, se centrifuga por 20 minutos a 14000 rpm y se lava el ADN con 60 μl de etanol frío al 70%. Se centrifuga nuevamente por 5 minutos a 14000 rpm. Después de secar, el ADN se resuspende en 50 μl de TE (10:1). El ADN se cuantifica por fluorimetría a una longitud de onda de 260 nm.

d. Amplificación y digestión de regiones genómicas de interés para el estudio de grupos microbianos de interés

Para amplificar el gen o región genómica del grupo filogenético de interés se usan cebadores específicos. Los que se usaron para estos estudios son:

Dominio bacteria: 27F y 1492R Amman (1995).

Bacterias fijadora de nitrógeno (gen NifH): FGPH19, POLR, POLF y AQER
Actinomicetos: R513 y F242 (Heuer *et al.* 1997).

Para ampliar el gen o la región genómica deseada debe hacerse un proceso de multiplicación de las regiones de interés en muchas copias, proceso que se denomina Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR). El proceso se hace comenzando por una denaturación inicial de 5 minutos a 94°C, seguida de 35 ciclos de 1 minuto a 94°C, 1 minuto a 63°C y 2 minutos a 72°C, terminando con una extensión de 10 minutos a 72°C en un termociclador.

Luego de haber amplificado en muchas copias las regiones genómicas de interés, se realiza una digestión de estos usando una muestra de aproximadamente 100 ng del producto de los PCR obtenidos, para cortar con enzimas de restricción los amplificados y tener fracciones más pequeñas que generan patrones específicos. Las digestiones se incuban a 37°C durante 1 hora, excepto para la enzima *TaqI*, la cual es incubada a 65°C también por 1 hora. Todas las incubaciones se llevan a cabo en un recirculador (VWR Scientific Products).

e. Visualización de los productos y lectura de los patrones de restricción

Los productos de restricción son separados en geles de agarosa de MetaPhor (Cambrex) -Agarosa ultrapura (Invitrogen) en proporción 2:1 a una concentración del 2.7% en buffer TBE 0.5X. Para ellos se realiza una electroforesis a 110V/60mA por 2.5 h y una fuente de poder Power Pac 300 Bio-Rad. En cada pozo se montan 20 µl de la digestión con 2 µl de buffer de carga Blue Juice 10X (Azul de bromofenol al 0.25% y Glicerol en agua al 30%). En el gel se incluyen los marcadores de peso de 100pb (Ready Load ladder Invitrogen) y el de 30- 300pb (Invitrogen). Los productos se

tiñen con bromuro de etidio (0.5mg/ml) y visualizan bajo una fuente de luz ultravioleta.

Para el análisis de los patrones se genera una imagen digitalizada del gel en un equipo gel Doc 1000 de Bio-Rad conectado a un computador y analizar con el software Molecular Analyst (versión 1.5 Bio-Rad). Con ayuda de ésta imagen, se establecen los patrones de bandas para cada una de las enzimas y se elabora una matriz de presencia/ausencia (unos y ceros) de bandas que presenta cada muestra.

Igualmente se determinan los pesos moleculares de cada banda por medio del programa Molecular Weight Determination del software Molecular Analyst (versión 1.5 Bio-Rad) teniendo como referencia los pesos moleculares del marcador de 100pb (INVITROGEN).

DEGRADACIÓN DE SUELOS AMAZÓNICOS: FRECUENCIA Y CARACTERÍSTICAS

La degradación del suelo puede definirse como la pérdida de las características físicas, químicas y/o biológicas, que afectan su capacidad de auto regulación y producción de bienes y servicios (FAO 1980). La degradación se diferencia del proceso normal de erosión en cuanto a que este último puede referirse a la pérdida de suelo por agentes naturales (viento, lluvia), mientras que la degradación, el principal causante de pérdida del suelo es el hombre a través del uso inadecuado del recurso. Es por ello que la degradación, además de incluir la erosión por actividades humanas, también incluye la salinización, la sodización, la acidificación, la intoxicación, la contaminación, el aumento en la compactación, la disminución de la infiltración, la conductividad hidráulica y la cantidad de humus existente (Malagón 2003).

Según Martínez (1993), en el componente físico del suelo, uno de los principales síntomas de degradación ocurre en la morfología del perfil al perder el horizonte orgánico. Los principales cambios químicos que sufre el suelo como causa de la degradación es la pérdida de la materia orgánica y el fósforo (Ordoñez 1989), los cuales también están relacionados con cambios en las poblaciones biológicas.

La degradación de los suelos en Colombia, así como en la región amazónica, son el reflejo de la evolución de las relaciones socioeconómicas (pobreza, educación, inequidad, política), culturales, la tenencia de la tierra y los conflictos de uso que se establecen frente al recurso. La capacidad de uso de la tierra se considera aquella en que el recurso es usado de forma sostenible en función de sus características, propiedades y limitaciones, para que pueda prestar su función como bien y

oferente de servicios. De allí que el principal generador de degradación de los suelos ocurre cuando el recurso se usa, sin tener en cuenta su potencial físico, químico y biológico que definen su capacidad de uso.

La clasificación de la capacidad de uso de las tierras formulada por Klingebiel y Montgomery (1961) y adaptada por el IGAC, indica que la región amazónica colombiana es de vocación forestal, por lo que el suelo debe poseer cobertura vegetal permanente, sistemas productivos de baja intensidad que simulen las condiciones naturales, sugiriendo su uso en actividades de turismo, recreativo, científico y de protección de flora y fauna silvestres.

Según la vocación de las tierras en Colombia, solo el 16.8% tienen vocación ganadera. Sin embargo, Colombia cuenta con más del 35% de su territorio destinado a esta actividad. Parte de estas áreas están instaladas en el pie de monte amazónico y otras zonas de vocación forestal en la región amazónica, sometiendo los suelos a su degradación.

Los procesos de deforestación de la Amazonia colombiana son el comienzo de los procesos de degradación de sus suelos. Según Murcia y Rendón (2006) entre 1988 y 2001 en la Amazonia nor-occidental, en donde se producen los cambios más fuertes de deforestación, se observó que los mayores cambios se dieron en una disminución de un 7.6% los bosques y que de esos bosques transformados el 5.22% se convirtieron en 5.500Km² más de pastos y 935 Km² de nuevos cultivos, correspondientes al 2.38% restante. Estas estimaciones concuerdan además con las realizadas por Murcia-García 2003 y Etter *et al.* 2005 para la región. Las zonas de mayor deforestación y transformación de los ecosistemas coinciden con el sector occidental en los departamentos de Caquetá, Putumayo y Meta, y en el sector Norte en el departamento del Guaviare (Romero *et al.* 2004, Murcia-García 2009).

La mayor parte del bosque natural intervenido se ha transformado en pastizales para el mantenimiento de una ganadería semi extensiva. Actualmente el bosque mejor representado en la Amazonia colombiana es el bosque denso alto de tierra firme correspondiente al 74.59% de las coberturas de la región, siendo los bosques inundables a las orillas de los ríos de aguas blancas (bosques de várzea), los más afectados por estos procesos, quedando en la región tan solo el 0.38%. Por otra parte,

la mayor praderización ocurre en las zonas llanas ocupando el 89.5% de las coberturas, frente al 10.5% de pasturas en zonas con elevaciones, dado el uso casi exclusivo que se hace de los pastizales para ganadería. Cuando se observa la deforestación por departamento, se encuentra que Caquetá presenta la mayor superficie deforestada (16.171,8 Km²), pero que Putumayo evidencia la mayor proporción de su territorio afectado por deforestación (Murcia-García 2009).

Los procesos de deforestación en la Amazonia colombiana no son nuevos. Estos se vienen dando en forma dirigida o espontánea desde hace más de 100 años. Aun cuando los suelos de Caquetá no son adecuados para la ganadería ya que su aptitud es forestal, desde el siglo XIX los colonizadores caqueteños se han inclinado por el desarrollo de esta actividad productiva. Así el 97.1% de las zonas deforestadas han sido transformadas en pastos para mantener una ganadería de doble propósito.

En la década de los sesenta, la hacienda Larandia, situada en los municipios de La Montañita, Florencia y Milán, departamento de Caquetá con 35.000 hectáreas deforestadas y una tasa de deforestación de 2.500 hectáreas por año, fue la empresa ganadera más importante del país, lo que consolidó desde sus inicios la vocación ganadera en este departamento. La orientación y apoyo de instituciones como el INCORA, fueron piezas claves para la adopción y fortalecimiento de estos modelos de producción insostenibles, a partir de exigir la explotación de las 2/3 partes del predio otorgado y el favorecimiento de créditos para la compra de ganado.

Entre los años ochenta y noventa, el proceso de deforestación en esta zona disminuye dado el colapso económico de los sistemas productivos de la región, derivado del deterioro de las praderas por efecto de la compactación del suelo y la aparición de procesos de erosión en lomeríos y zonas cercanas a la cordillera. Por ello, en este lapso solo se aumenta la frontera deforestada en un 2.4% de lo existente para 1985.

Una nueva reactivación de los procesos de deforestación tiene cabida a mediados de los años ochenta en adelante, con el auge de la producción de hoja de coca, llegando a ser en 1997 una de las actividades más importantes en la economía del departamento en los frentes de colonización, junto con la ganadería y la extracción de madera. La deforestación para la siembra de coca no es por sí lo que causa la mayor deforestación, sino porque los

excedentes de los campesinos cocaleros son capitalizados ampliando los potreros y el número de reses en sus fincas. De esta manera, se ha estimado que en los primeros 10 años desde el comienzo de la siembra masiva de coca en el departamento de Caquetá, el número de reses se incrementó un 800 por ciento.

Como se indicó anteriormente, el departamento de Putumayo es el que presenta las mayores tasas de deforestación como departamento, dado el creciente interés por convertirse en una región ganadera, similar a lo que ha vivido el departamento de Caquetá, siendo los municipios de Puerto Guzmán, Puerto Asís y Puerto Leguizamo los que presentan mayores índices de praderización (Murcia-García 2009).

En el 2009 en el municipio de Puerto Leguizamo-Putumayo, se realizó una aproximación para estudiar en forma indirecta, cómo se ha dado el proceso de deforestación con miras a ampliar los potreros de las fincas destinados a la ganadería, dado el auge de esta actividad en los últimos años. Para ello, se visitaron las fincas con mayor importancia en la zona con esta actividad. Los resultados obtenidos muestran que la deforestación para ampliación de potreros ha ocurrido a tasas de aproximadamente 14 hectáreas por año, pero que en los últimos 5 años no se han abierto nuevos potreros.

Tabla 1. Estimación de la frecuencia de labores de establecimiento de nuevos potreros en fincas del municipio de Puerto Leguizamo-Putumayo

FINCA	Área abierta para nuevos potreros	Hace cuanto tiempo	Promedio de tumba por año
1	89Ha	En los últimos 6 años	14.8Ha
2	700Ha	En los últimos 50 años	14Ha
3	130Ha	En los últimos 10 años	13Ha
4	600Ha	En los últimos 20 años	30Ha
5	40Ha	En los últimos 10 años	4Ha
6	0	En los últimos 5 años	
7	0	Recientemente comprada	
8	0	En los últimos 5 años	
9	0	En los últimos 5 años	

En las últimas dos décadas, además de la ganadería, la agricultura de cultivos ilícitos ha aportado su cuota a la deforestación de la región al encontrar tierras abundantes y baratas para su cultivo, en los sitios donde coincide la avanzada de la colonización y la praderización. Un ejemplo de ello lo citan Arcila y Salazar (2007) para el departamento del Meta, en donde indican que el 94.7% del territorio destinado a la producción lícita e ilícita está praderizado. Otro ejemplo lo aporta Domínguez (1985), quien indica que entre 1985 y 1995, en el departamento del Guaviare se incrementó un 26.3% las zonas rurales deforestadas, periodo que coincide una bonanza cocalera y una actividad ganadera en el departamento (Sinchi 1999).

El por qué coinciden las zonas de ganadería con las de producción de cultivos ilícitos, radica en la capacidad de adaptación de la planta de coca que, por ser nativa, no la afecta la baja fertilidad natural de los suelos amazónicos. Por otra parte, el alto valor agregado que tiene el producto que se obtiene del procesamiento de la hoja de coca, hace que los campesinos luego de intentar infructuosamente establecer una producción agropecuaria y/o ganadera exitosa, encuentren en los mismos suelos una alternativa que les permite una alta rentabilidad, y que aun cuando pierden su autosuficiencia alimentaria, reciben suficientes ingresos para comprar lo que su familia necesita.

El campesino asentado en estas zonas, no siempre es el que establece los cultivos ilícitos en las márgenes de colonización. Generalmente son campesinos pobres desplazados (minifundistas) de otras regiones que llegan a limpiar (deforestar) nuevas zonas boscosas apartadas para los cultivos, ampliando así las zonas deforestadas de la Amazonia colombiana (Sinchi 1999).

Por otra parte, la agricultura de cultivos lícitos en la región a través de los años no ha pasado de ser de subsistencia. La forma de cultivo predominante es la agricultura itinerante y de pequeños cultivos, cuyos excedentes surten mercados locales. Esta constante se presenta por las limitaciones en las vías de comunicación con los centros de acopio importantes del país y las limitaciones físico-bióticas del suelo que no permiten desarrollar cultivos a gran escala de manera rentable. Por ello, la agricultura lícita no contribuye a disminuir las tasas de deforestación en la región. Lo cual puede demostrarse tomando como ejemplo el estudio sobre la distribución de uso de la tierra en el departamento del Guaviare realizado en el año 1996, en donde se

demuestra que en el área sustraída de los predios de productores, solo el 4.6% era utilizado para cultivos de pancoger (Sinchi 1999).

CARACTERÍSTICAS DE LOS PROCESOS DE DEGRADACIÓN EN LA AMAZONIA COLOMBIANA

En la Amazonia colombiana existen diversos procesos de degradación. Una intervención del bosque primario que conlleve el cambio de cobertura, indica el comienzo del proceso de degradación del suelo. Dependiendo del tipo de cobertura (de más diversa a más homogénea) y grado de intervención, igualmente será la susceptibilidad de los suelos a ser degradados. Por otra parte, actualmente se sabe que todos los tipos de suelo de la región (Oxisoles o Ultisoles) son susceptibles de ser usados por el hombre en algún tipo de actividad, por cuanto las características mismas del suelo no son un inconveniente de uso en la vida real.

Bajo esta premisa se podría trazar una categorización para valorar el estado de conservación de los suelos de la región amazónica colombiana. Así, las zonas boscosas sin una intervención claramente definida se considerarían zonas con suelos en buen estado de conservación. Los rastrojos, bosques secundarios y agroforestales estarían en un nivel 1 de degradación y altamente susceptibles de recuperación. Los policultivos itinerantes en un nivel 2 de degradación, con posibilidades de recuperación. Los monocultivos extensivos estarían en un nivel 3 de degradación con posibilidades bajas de recuperación. Las praderas de origen antrópico estarían en un nivel 4 de degradación con posibilidades complicadas de recuperación. Y las zonas de extracción minera y materiales para construcción, en donde es removida la capa vegetal y el suelo queda expuesto o es removido como ocurre en varias zonas del Vaupés, se considerarían en un nivel 5 de degradación con muy complicadas posibilidades de recuperación.

Con base en esta categorización, se describen a continuación los cambios que ocurren en el suelo, bajo los usos más frecuentes que se presentan en la región.

a. Suelos de Rastrojos, bosques secundarios y agroforestales

Los rastrojos y bosques secundarios son zonas en que el bosque natural ha sido intervenido, siendo en algún momento removido total o parcialmente, y que luego de esta tala ha sido abandonado para su recuperación natural. Generalmente estas coberturas naturales tienen conexión con las zonas no intervenidas de bosque primario, con lo cual, las plantas nativas comienzan un proceso inmediato de recolonización del espacio y restauración de los ciclos biogeoquímicos del suelo. De acuerdo con Saldarriaga (1994), quien realizó una descripción de las características físico-químicas de los suelos en áreas sucesionales de la región del alto río Negro, no se presentan diferencias significativas en los valores de las variables químicas del suelo en áreas sucesionales entre 10 y mayores a 50 años de recuperación, por cuanto las posibles pérdidas de nutrientes causadas por el disturbio no afectan la recuperación del ecosistema, manteniendo el ecosistema su capacidad de resiliencia.

La anterior afirmación sigue siendo válida para otras regiones de la Amazonia colombiana, en donde se encuentra que los valores de compactación (penetrabilidad) y composición físico-química y microbiológica de los suelos no se ve afectada sustancialmente con este tipo de intervención.

Químicamente, las diferencias en la composición del suelo entre un bosque primario y un bosque secundario en la Amazonia colombiana no son significativas (Tabla 2), lo cual demuestra la relación cercana entre un bosque secundario y un bosque primario en términos del funcionamiento de los ciclos biogeoquímicos que allí ocurren.

Tabla 2. Comparación de los promedios de las variables químicas de los suelos de bosque y rastrojos de diversos puntos de la Amazonia colombiana. Los valores expresan los promedios con su desviación estandar respectiva de 19 bosques y 9 rastrojos.

FÍSICO QUÍMICOS	pH	SAI %	CO%	CIC	Ca	Mg	K	BT	SB%	P
BOSQUE	4,45±0,21	85±13,7	1,1±0,34	17±7,36	1,2±1,7	0,26±0,2	0,22±0,12	1,74±1,9	9,6±9,2	2,6±1,67
RASTROJO	4,6±0,22	84±10,8	0,73±0,09	13,7±3,21	0,95±1,1	0,28±0,2	0,17±0,06	1,44±1,4	9,52±7,3	1,79±1,37

Variables presentadas: pH; SAI% (Porcentaje de saturación de aluminio); CO% (Porcentaje de carbono orgánico); CIC (Capacidad de intercambio catiónico); Ca (Calcio cmol/Kg); Mg (Magnesio cmol/Kg); K (Potasio cmol/Kg); BT (Bases totales); SB% (Porcentaje de saturación de bases); P (Fósforo disponible).

Por otra parte, en términos de la composición florística y biomasa, el número de especies pioneras aumenta en los primeros 10 años, luego estas desaparecen y van siendo reemplazadas por otras plantas arbóreas. Sin embargo, Saldarriaga (1994) estimó que los niveles de biomasa de un bosque maduro sólo podrían recuperarse después de unos 200 años de ocurrida la intervención, lo que corrobora que los procesos de recuperación y dinámica de las coberturas naturales de la región son lentos.

De allí que los sistemas agroforestales surjan como una alternativa de recuperación de los suelos, ya que en estos sistemas el hombre mismo puede planear las especies con las cuales enriquecerá el bosque secundario y puede igualmente dirigir esta actividad, muchas veces logrando acelerar los procesos de recuperación.

Si comparamos la composición química del suelo entre sistemas agroforestales y sistemas naturales como el bosque y las coberturas de regeneración (Rastrojos), encontramos que con el tiempo se pueden evidenciar algunos cambios en algunas variables del suelo, cuyos cambios dependen del tipo de sistema agroforestal al que se refiere.

En la tabla 3 se presentan tres tipos de agroforestales, los cuales han sido desarrollados como alternativas de producción sostenibles para el departamento de Guaviare:

1. Los sistemas de enriquecimiento (ENR): Los cuales buscan enriquecer los bosques intervenidos o rastrojos a partir de la siembra de especies forestales y frutales en surcos.
2. Los sistemas agroforestales (SAF): Los cuales buscan recuperar zonas altamente intervenidas, casi siempre potreros, con la siembra de especies forestales, frutales y pancoger en surcos.
3. Los sistemas silvopastoriles (SILVO): Los cuales buscan poder mantener zonas praderizadas para actividad ganadera, pero con la siembra de especies forestales en surcos.

La tabla 3 muestra que aún cuando hay diferencias químicas de los suelos entre los diferentes arreglos de agroforestales implementados, no existen diferencias claras entre las edades de los mismos, por cuanto se podría deducir que los cambios que ocurren en el suelo deben ocurrir en los 5 primeros años de establecimiento de las parcelas y luego de ello se mantienen. Esta falta de cambio, puede indicar que luego de este tiempo se ha alcanzado un equilibrio en la dinámica de nutrientes en el suelo, manteniéndose los aportes de materia orgánica al suelo, los procesos de degradación, transformación y producción de nutrientes.

Tanto para los enriquecimientos como para los sistemas agroforestales, se observa un aumento significativo de la cantidad de carbono orgánico, al incorporar especies de porte arbustivo y arbóreo que aportan hojarasca al suelo, siendo mayor en parcelas de enriquecimiento, ya que junto con la vegetación pionera que está naturalmente colonizando el espacio, el aporte de carbono orgánico es mayor. El otro cambio que puede observarse en enriquecimientos y sistemas agroforestales es un aumento en algunos elementos menores, y en especial en el magnesio y el potasio.

Por el contrario, lo que la tabla 3 pone de presente es que los sistemas silvopastoriles no mejoran las condiciones del suelo a pesar de incorporar especies forestales al sistema, dando cuenta del efecto negativo que causa la presencia de ganado en los suelos frente a su potencial de uso.

Tabla 3. Características fisicoquímicas de los suelos de sistemas agroforestales: ENR (Enriquecimiento de bosques), SAF (Sistemas agroforestales) y SILVO (Sistemas silvopastoriles).

MUESTRA	TEXTURA	PH	SAI %	CO%	CIC	Ca	Mg	K	Na	SB%	P
ENR 1984	F	3,8	73,8	2,8	13,6	0,81	0,31	0,23	0,04	10,3	3,7
ENR 2001 IF	Ar	3,8	79,7	3,3	32,3	0,77	0,74	0,4	0,05	6,1	3,7
ENR 2003 BZ	FAr	4,2	85,3	1,5	11	0,19	0,22	0,18	0,04	5,7	1,8
ENR 2003 JC	Ar	3,9	88	2,3	22,7	0,18	0,32	0,26	0,07	3,7	3
ENR 2003 DR	Ar	4,2	86,9	2	24,5	0,21	0,54	0,33	0,04	4,6	1,4
ENR 2003 H	Ar	4,2	65,9	3,1	28,4	1,3	1,2	0,4	0,06	10,6	2,6
ENR 2003 MM	Ar	3,8	83,6	0,62	18,4	0,23	0,48	0,33	0,07	6	1
Promedio		3,986	80,46	2,23	21,6	0,53	0,54	0,3	0,05	6,71	2,5
Cambios con referencia al bosque											
MUESTRA	TEXTURA	PH	SAI %	CO%	CIC	Ca	Mg	K	Na	SB%	P
SAF 1995 AS	FArA	5,1	1,7	2,1	10,1	3,84	0,51	0,25	0,04	45,9	1,8
SAF 1995 AS	F	5,2	1,8	1,8	10,4	3,4	0,8	0,31	0,3	46,5	0,3
SAF 1995 AS	FA	4,7	11,9	1,5	8,7	2,2	0,5	0,2	0,04	33,4	1,1
SAF 1995 JP	FAr	4,2	60,4	3,3	17,5	1,1	0,44	0,34	0,04	10,9	1,4
SAF 1995 JP	FAr	4,4	54,1	2,2	13,3	1,3	0,39	0,32	0,04	15,6	ND
SAF 1995 JP	FAr	5,3	13,9	2,1	12,8	1,9	0,61	0,3	0,01	21,7	ND
SAF 1995 HV	FAr	4,4	36,5	1,4	7,9	1,1	0,34	0,16	0,04	21,1	2,2
SAF 1995 HV	F	4,7	7,9	1,7	8,9	2,7	0,79	0,35	0,08	43,5	1,1
SAF 1995 HV	F	4,9	25,4	1,6	8,1	3,1	0,63	0,36	0,01	28,7	1,5
SAF 1997 DR	Ar	4	77,5	3	19,9	0,63	0,17	0,22	0,03	5,3	9,1
SAF 1997 RS	FL	4,4	62,6	1,4	8,1	0,7	0,15	0,13	0,06	12,9	1,8
SAF 1997 MR	FAr	4,3	73,4	1,2	7,8	0,28	0,32	0,16	0,05	10,4	1,4
SAF 1997 AC	FArA	5	4,8	1,9	9,7	4,5	0,46	0,29	0,05	55	1,8
SAF 1997 PR	FArA	4,5	55,5	1,4	7,3	0,75	0,27	0,23	0,05	17,9	1
SAF 1999 LR	FArA	4,4	49	2,5	12,7	1	0,39	0,26	0,05	13,6	3
SAF 2002 C	FAr	4,4	47,2	1,7	10,2	1,7	0,41	0,21	0,04	22,9	4,9
SAF 2002 C	F	5,2	45,4	0,97	8,2	0,96	0,29	0,17	0,06	18,2	6,7
SAF 2002 C	F	5	65,4	1,6	10,3	0,67	0,32	0,21	0,06	12,2	5,8
Promedio		4,672	38,58	1,85	10,7	1,77	0,43	0,25	0,06	24,2	2,8
Cambios con referencia al bosque											
MUESTRA	TEXTURA	PH	SAI %	CO%	CIC	Ca	Mg	K	Na	SB%	P
SILVO 1997 AB	FArL	4,2	71,8	1,9	16,6	0,51	0,23	0,2	0,17	6,7	1,8
SILVO 1997 JS	FAr	4,2	88,1	1,4	10,8	0,13	0,1	0,13	0,04	3,7	1,8
Promedio		4,2	79,95	1,65	13,7	0,32	0,17	0,17	0,11	5,2	1,8
Cambios con referencia al bosque											

Variables presentadas: pH 1:1 agua; SAI% (Porcentaje de saturación de aluminio); CO% (Porcentaje de carbono orgánico); CIC (Capacidad de intercambio catiónico); Ca (Calcio cmol/Kg); Mg (Magnesio Cmol/Kg); K (Potasio cmol/Kg); BT (Bases totales); SB% (Porcentaje de saturación de bases); P (Fósforo disponible por Bray II).

Llama la atención los bajos niveles de fósforo disponible de los sistemas a pesar del manejo que se realiza para su recuperación. Una posible explicación podría estar en el tipo de abonamiento que se hace, en donde uno de los componentes es la cal. Existen estudios que demuestran que el uso de cal y la estabilización alcalina promueven la insolubilidad del fósforo (Mejía 2010 Com. Pers.). Es importante recordar que la acidez de los suelos amazónicos es una condición natural que no tiene que ver con los procesos de degradación, por cuanto no se debe tratar de corregir esta variable llevándola a niveles más alcalinos.

El análisis microbiológico de los datos se hace más complicado, dada la alta variabilidad de los recuentos, lo cual está intimadamente relacionado con la escala del muestreo. Mientras en cientos de metros pueden conservarse las características fisicoquímicas de un suelo dado, no ocurre lo mismo en lo microbiológico, en donde en un mismo metro pequeñas variaciones físicas o químicas del suelo pueden generar diversos microcosmos para los microorganismos.

Aún así se quiso hacer un esfuerzo en analizar los datos tratando de obtener tendencias que expliquen un poco lo que en estos suelos ocurre. Para ello se analizaron tres grupos: 1) Bacterias diazótroficas aerobias; 2) Actinomicetos; y 3) Número de esporas de hongos formadores de micorrizas arbusculares.

Tabla 4. Recuentos microbiológicos de suelos bajo arreglos agroforestales de Guaviare

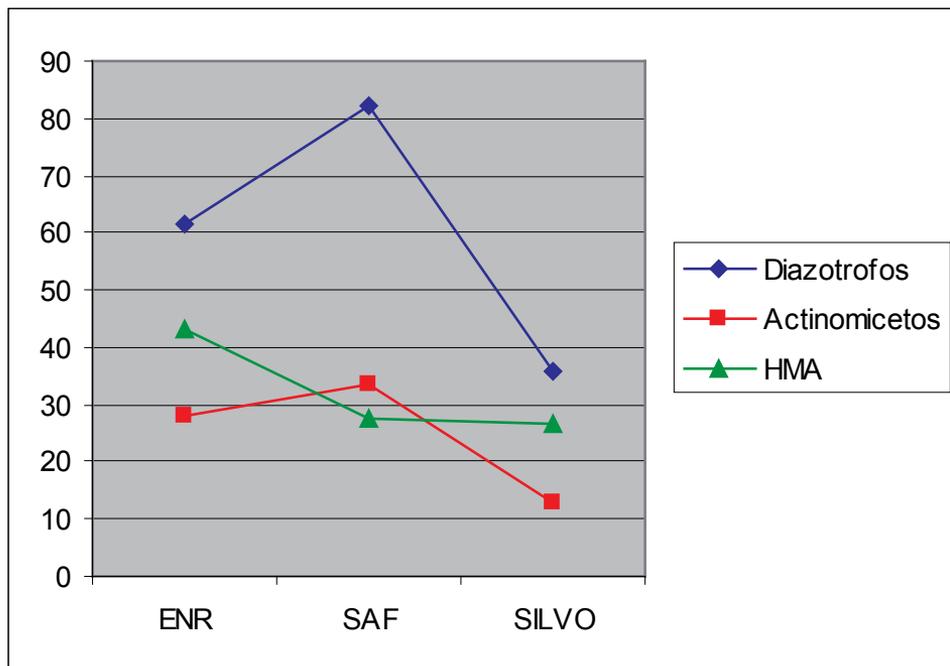
Identificación	Bacterias diazótroficas aerobias UFC X EXP 4/g suelo enBurk's	NMP Microaerofilos Nfb (EXP4)	NMP Microaerofilos JMV (EXP4)	Actinomicetos UFC/ g de suelo (EXP5)	Número de Esporas de HMA/10g de suelo
SJG ENR 1984	29	4	1,1	12	61
SJG ENR 1984	140	110	0,36	25	61
SJG ENR 2001 IF	50	1	110	21	66
SJG ENR 2001 IF	9,3	7	15	44	41
SJG ENR 2003 BHZ	30	1	<1	51	18
SJG ENR 2003 BHZ	37	7	1	6	21
SJG ENR 2003 JC	100	21	>240	18	25
SJG ENR 2003 JC	160	3	3	26	32
SJG ENR 2003 DR	170	21	21	42	32
SJG ENR 2003 DR	26	9	110	9	32

SJG ENR 2003 H	90	46	>240	37	64
SJG ENR 2003 H	2	9	15	63	52
SJG ENR 2003 MM	5,7	3	46	23	67
SJG ENR 2003 MM	11	1	1	14	31
SJG SAF 1995 AS	32	>240	<1	16	24
SJG SAF 1995 AS	100	21	1	3	21
SJG SAF 1995 JP	9	4	1	17	23
SJG SAF 1995 JP	83	15	>240	64	41
SJG SAF 1995 HV	0,4	15	110	74	33
SJG SAF 1995 HV	1,8	46	7	39	31
SJG SAF 1997 DR	79	9	<1	18	44
SJG SAF 1997 DR	47	9	4	31	22
SJG SAF 1997 RS	20	15	7	17	9
SJG SAF 1997 RS	12	1	1	6	20
SJG SAF 1997 MR	3	110	>240	20	27
SJG SAF 1997 MR	4,3	7	7	26	29
SJG SAF 1997 AC	280	15	7	54	10
SJG SAF 1997 AC	100	1	1	35	6
SJG SAF 1997 M	190	1	46	27	84
SJG SAF 1997 M		1	2	15	20
SAF 1997 PR	20	4	9	41	33
SAF 1997 PR	230	46	>240	78	8
SJG SAF 1999 LR	310	>240	>240	25	49
SJG SAF 1999 LR	50	46	110	75	42
SJG SAF 2001 B	10	4	15	39	57
SJG SAF 2001 B	2	1	2	5	25
SJG SAF 2002 C	210	46	110	34	13
SJG SAF 2002 C	100	21	2	43	45
SGJ SILVO 1997 AB	50	15	1	17	104
SGJ SILVO 1997 AB	27	46	4	11	30
SJG SILVO 1997 JS	330	21	15	13	8
SJG SILVO 1997 JS	30	9	46	11	42

La figura 2 registra que las bacterias diazótroficas aerobias y los actinomicetos muestran un comportamiento similar en los tres tipos de agroforestales, alcanzando valores de abundancia altos en los sistemas agroforestales, seguidos por los sistemas de enriquecimiento. En estos dos sistemas se aprecia una abundancia mayor de microorganismos que en los sistemas silvopastoriles, lo cual puede estar relacionado con una mayor disponibilidad de materia orgánica y una participación de estos microorganismos en los ciclos del nitrógeno y el carbono.

Figura 2. Comportamiento de las poblaciones microbiológicas en tres tipos de sistema agroforestal: ENR (Enriquecimiento de bosques); SAF (Sistemas agroforestales); SILVO (Sistemas silvopastoriles)

	ENR	SAF	SILVO
Diazotrofos	61,4	82,3	35,6
Actinomicetos	28	33,4	13
HMA	43	27,5	26,6



Los hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA) presentan por el contrario una disminución en la producción de propágulos en los sistemas agroforestales y en los silvopastoriles, denotando un mejor establecimiento y estabilidad de esta comunidad en los modelos de enriquecimiento en donde la densidad de especies vegetales por unidad de área es mayor y más diversa. Es importante indicar que aún cuando los sistemas agroforestales son más diversos que los silvopastoriles, ya que incluyen especies no solo forestales sino también frutales, éstas están sembradas en callejones, lo demás correspondiendo a pastos que coincide con la condición dominante de los silvopastoriles. De allí que los valores de esporas de HMA sean similares.

Por otra parte no se observó una diferencia entre los valores de abundancia de los diversos sistemas según su edad, por lo que se corrobora que los cambios en la composición microbiana debieron darse en los primeros años de establecidos los sistemas, cuando igualmente ocurren los cambios más significativos en las variables fisicoquímicas.

Los sistemas agroforestales mantienen la abundancia y diversidad de actinomicetos, independientemente del tipo de asociación y del tipo de condición ecosistémica, por lo que son sistemas aptos para regiones tan frágiles como la Amazonia donde su vocación es más forestal que agrícola, pero que necesita de cultivos adaptados a la región para que suplan las necesidades de autoconsumo de los pobladores locales.

En cuanto a la diversidad de especies, el género *Streptomyces* fue el más frecuente dentro de la comunidad de actinomicetos y *Glomus* el género más común entre los hongos formadores de micorrizas arbusculares.

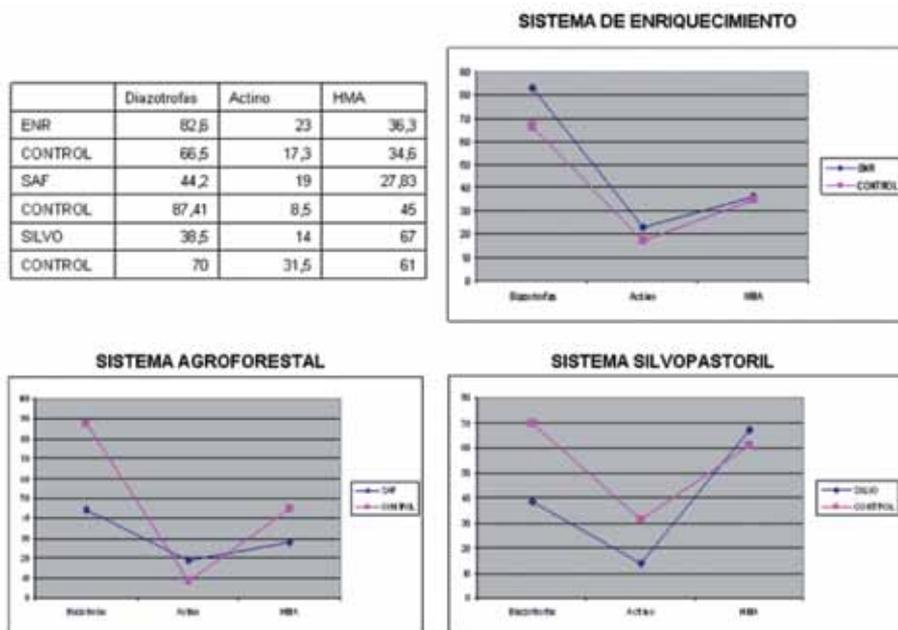
Si se comparan los tres tipos de agroforestales frente a sus respectivos controles (Sitios anexos en que no se implementaron sistemas agroforestales y sigue su uso como lugares de pastoreo), se observa una diferencia en la composición de los grupos microbianos respecto al tipo de sistema agroforestal implementado. En el caso de enriquecimientos, existe un aumento en las poblaciones de bacterias diazótrofes, actinomicetos

y propágalos de hongos micorriza arbuscular respecto al control. En los sistemas agroforestales, las bacterias diazótroficas y los propágalos de hongos micorriza arbuscular aumentan, mientras que en los sistemas silvopastoriles solo los propágalos de hongos micorriza arbuscular aumentan.

En el caso de los enriquecimientos es de esperarse que las poblaciones microbiológicas aumenten dado que se diversifica el sistema y se mantienen unos ciclos de mineralización y transformación de la materia orgánica que la vegetación provee. Para el caso de los sistemas agroforestales, las poblaciones de bacterias diazótroficas disminuyen un 50% al igual que en los sistemas silvopastoriles. Esta disminución puede estar relacionada con las prácticas de abonamiento periódico que se realizan a los sistemas agroforestales, lo cual genera una buena disponibilidad de nitrógeno que beneficia la proliferación de poblaciones saprófitas no fijadoras de nitrógeno que se verán aumentadas. Al prevalecer una suficiente cantidad de materia orgánica, las poblaciones de actinomicetos se mantienen.

Lo que se observa en los sistemas silvopastoriles, en donde la principal cobertura son las gramíneas, es que se produce una disminución tanto de las bacterias diazótroficas como de los actinomicetos, por cuanto el abonamiento realizado no supe las cantidades de materia orgánica que el suelo necesita para mantener activas las poblaciones microbiológicas participes de los ciclos biogeoquímicos, además que las gramíneas no permiten la acumulación de hojarasca y materia orgánica en el suelo. Por otra parte, los silvopastoriles proveen un ambiente con baja aireación dada la compactación de los suelos ocasionada por el pisoteo del ganado, desestimulando la actividad de estas poblaciones.

Figura 3. Cambios en las poblaciones microbiológicas edáficas de acuerdo con el tipo de sistema agroforestal establecido



Para el caso de los hongos formadores de micorrizas arbusculares, la diversidad y baja compactación de los suelos de enriquecimientos y sistemas agroforestales permite que estos hongos establezcan una red de micelio activa entre las diferentes plantas y que este sea el principal medio para colonizar nuevos hospederos. Por el contrario, en los sistemas silvopastoriles en donde las gramíneas son dominantes y los suelos suelen estar compactados, estos hongos prefieren aumentar la producción de esporas para que por medio de agentes externos tengan la oportunidad de colonizar nuevos huéspedes.

b. Suelos de pasturas

Como ya se mencionó, la forma de intervención más común en los suelos de la Amazonia, es el establecimiento de pasturas para la cría y levante de ganado. Según Murcia-García (2009), la superficie total en pastos para la Amazonia colombiana en el año 2000 era de 25.385,4 Km² en donde

predominan las áreas en pastos limpios (Tabla 5), imitando las praderas ganaderas de los Llanos Orientales.

Tabla 5. Distribución de pastos en la Amazonia colombiana

Paisaje	Pastos (Km ²)				
	Limpios	Enmalezados	Pastos y cultivos	Cultivos, pastos y espacios naturales	Pastos con espacios naturales
Llanura	14501,0	1002,1	224	934,9	6059,2
Montaña	952,9	147,5	78	394,7	1091,1
Total	15453,9	1149,6	302	1329,6	7150,3

Fuente: Murcia-García (2009)

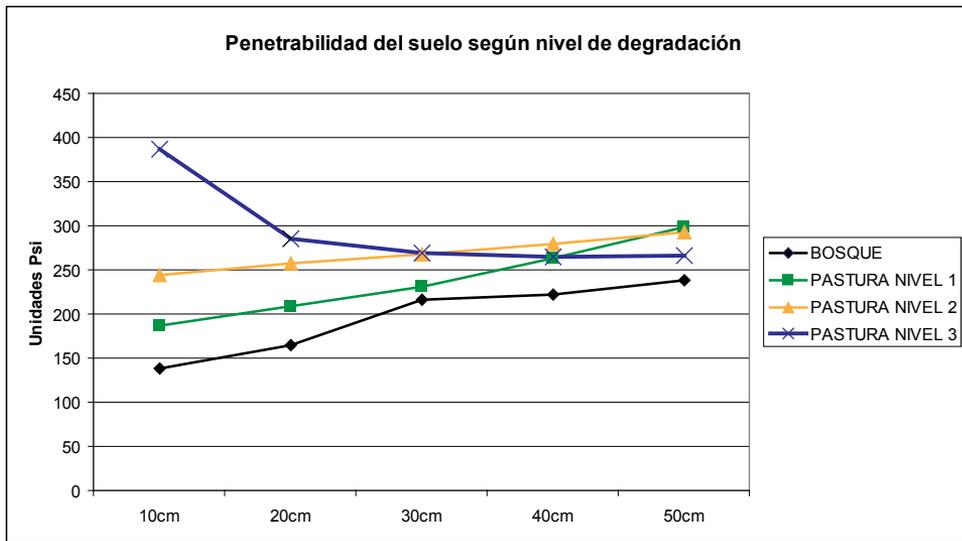
Uno de los departamentos con más área intervenida en la Amazonia colombiana bajo potreros (1.224.064 Hectáreas), es el departamento de Caquetá. Según el Balance Anual sobre el Estado de los Ecosistemas y el Ambiente de la Amazonia Colombiana 2006 (Sinchi 2007), para el año 2001, en la región nueve (9) municipios tenían más del 50% de su territorio cubierto por pastizales, de los cuales ocho (8) están en el departamento del Caquetá: Albania (98%), Curillo (57%), El Doncello (51%), El Paujil (58%), La Montañita (63%), Milán (69%), Morelia (95%), y Solita (89%).

En el año 2009, se realizó un muestreo de zonas degradadas con ganadería en el departamento de Caquetá para evaluar su estado. Los resultados de penetrabilidad referida a la resistencia del suelo a la penetración se resumen en la figura 4. El grado de compactación influye directamente en la posibilidad de las plantas para desarrollar adecuadamente su sistema radicular, y el ingreso de aire y agua a los estratos más profundos del suelo. Se observa cómo en potreros con ganadería la compactación superficial es efectivamente uno de los indicadores del estado de degradación en los suelos.

La compactación en los niveles más profundos (mayores a 30cm), no se ve significativamente afectada. El hecho que la compactación ocurra en los

primeros 30cm tiene unas implicaciones importantes sobre la capacidad del suelo para mantener su fertilidad, pues es allí donde ocurre la transformación de la materia orgánica mediada por los microorganismos. Al cambiar las condiciones medioambientales de los primeros centímetros del suelo, la microflora cambia abruptamente, seleccionando aquella tolerante a condiciones de baja oxigenación, pero no necesariamente la mejor para generar moléculas nutritivas que aporten a la fertilidad del suelo.

Figura 4. Cambios en la penetrabilidad del suelo de acuerdo con el nivel de degradación de las pasturas. Bosque: bosque natural intervenido; Pastura Nivel 1: pasturas con menor evidencia de degradación; Pastura nivel 2: Pasturas degradadas; Pasturas nivel 3: pasturas con degradación avanzada.



Al cambiar la cobertura boscosa por una cobertura de gramíneas, esta provee bajas cantidades de materia orgánica al suelo, lo que conlleva a que el horizonte A disminuya, agotando paulatinamente la fuente de nutrientes del suelo. Existe un aporte adicional de materia orgánica referida a los excrementos que los animales depositan en la superficie del suelo, sin embargo esta fuente parece no ser incorporada en el suelo, ya que los horizontes O y A tienden a desaparecer.

El nivel freático igualmente se ve afectado, siendo cada vez más superficial. Para los niveles de degradación dos y tres, se presentan moteados en el horizonte A, lo cual implica que existen encharcamientos por la compactación superficial del suelo, debido al pisoteo constante del ganado. Esta condición también hace que la oxigenación del suelo sea menor con lo cual se crean ambientes anaeróbicos, lo que conlleva a un cambio en la composición microbiológica del suelo, de poblaciones aerobias a poblaciones con tolerancia a ambientes anaeróbicos, hecho que influye en la capacidad de mineralización del suelo.

En suelos bajo pasturas este horizonte es reemplazado por uno del tipo Ap. Otro cambio físico ocurre en la estructura del suelo la cual pasa de bloques sub angulares a una estructura laminar. Esta última se va desarrollando en el tiempo. En pasturas de 3 años la laminación es incipiente, en pasturas mayores a 10 años la laminación es bien definida. Estos cambios en la estructura del suelo están íntimamente relacionados con la relación agua-aire del suelo, incidiendo en un mal drenaje, en una condición química reducida y en una progresiva compactación del suelo.

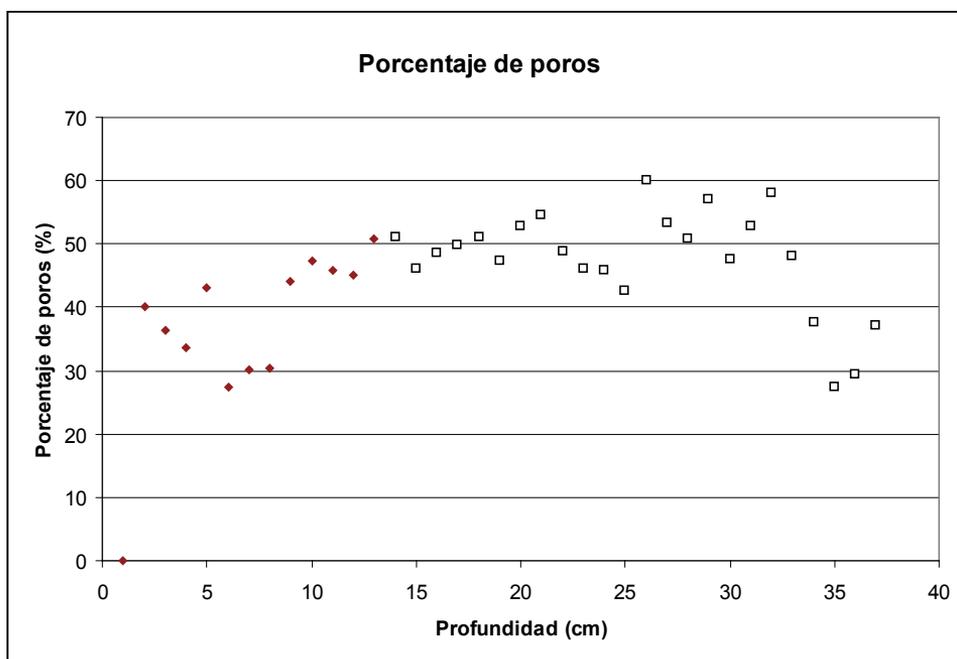
Esta misma sucesión de acontecimientos que describe el proceso de degradación de suelos amazónicos destinados a la ganadería fue descrita por Malagón (1998), con la praderización en la región del Caguán (Caquetá), en donde el establecimiento de poteros en una zona con alta precipitación y pendientes pronunciadas por su paisaje de lomerío, lleva a la degradación del suelo, caracterizada por una compactación superficial que hace que el suelo pierda capacidad de filtración, se sature rápidamente y genere procesos de erosión y remoción en masa.

Figura 5. Esquema descriptivo de los perfiles de suelos en cuatro niveles de degradación diferentes



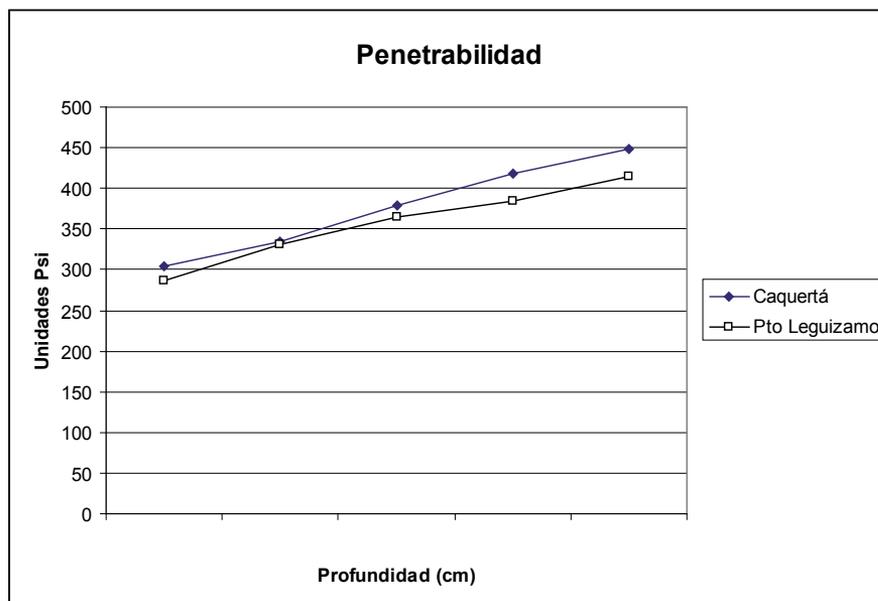
El tiempo por el cual los suelos son sometidos a un uso inadecuado incrementa los procesos de degradación. Así, al comparar los suelos en uso ganadero entre Caquetá con un mayor número de años en esta actividad frente a los de Puerto Leguizamo, encontramos diferencias en la severidad de los síntomas. En el caso de la porosidad de los suelos un 50% de los suelos muestreados en el departamento de Caquetá poseen un porcentaje menor al 40% de porosidad, mientras en Leguizamo esto sólo ocurrió en una de las fincas evaluadas

Figura 6. Porcentaje de poros en suelos con praderas en el departamento de Caquetá (■) y Puerto Leguizamo-Putumayo (□)



En términos de penetrabilidad, los potreros degradados de Caquetá y Puerto Leguizamo mostraron un comportamiento similar, aún cuando se evidencia que los suelos de Caquetá están más compactados que los de Puerto Leguizamo, dado el mayor tiempo en uso para ganadería.

Figura 7. Diferencias en penetrabilidad en suelos del departamento de Caquetá y Putumayo



Al comparar los cambios químicos que ocurren en suelos bajo pasturas, encontramos que el pH puede aumentar ligeramente, haciendo los suelos menos ácidos. Es importante mencionar que un pH muy ácido de estos suelos es una condición natural de los suelos amazónicos, por lo que una menor acidez no debe interpretarse como una mejor condición de fertilidad. Igualmente se evidencia una mayor disponibilidad de carbono orgánico, bases y fósforo. A pesar de ello la productividad de estos suelos es baja, lo que demuestra que el deterioro de las características físicas afecta la capacidad del suelo de mantener su fertilidad.

Si comparamos las zonas praderizadas de Puerto Leguizamo, con las de Caquetá y en general con otras zonas praderizadas en la Amazonia colombiana, encontramos que se evidencian diferencias en la composición química de sus suelos además de las diferencias físicas en la porosidad y la compactación.

Se puede observar que los suelos de Caquetá tienen un estado de degradación más avanzado, el cual se manifiesta en su baja capacidad

de intercambio catiónico, baja concentración de bases y bajo fósforo disponible, aún cuando su carbono orgánico es comparativamente mayor que el de los bosques. Como veremos más adelante, esta condición química está intimadamente relacionada con la actividad microbiológica del suelo.

Podemos considerar, igualmente, que los suelos de Puerto Leguizamo, con una trayectoria ganadera menos antigua, poseen igualmente las mejores condiciones, entre las diversas zonas praderizadas de la Amazonia que han sido muestreadas.

En general los suelos bajo pasturas frente a los suelos de bosques muestran una menor acidez que hace que ocurra una menor saturación de aluminio, mayor porcentaje de carbono orgánico y mayor capacidad de intercambio catiónico, pero a su vez una menor concentración de bases y una menor disponibilidad de fósforo.

Tabla 6. Comparación de las características fisicoquímicas de suelos con potreros frente al bosque nativo

	pH	SAI	CO	CIC	Ca	Mg	K	P
LEGUÍZAMO	4,68	52,30	2,58	17,91	2,27	1,07	0,30	6,08
CAQUETÁ	4,46	88,58	1,25	11,09	0,33	0,15	0,14	1,3
OTROS	4,60	74,13	1,65	15,07	1,47	0,46	0,21	3,44
BOSQUE	4,45±0,21	85±13,7	1,1±0,34	17±7,36	1,2±1,7	0,26±0,2	0,22±0,12	2,6±1,67

En términos microbiológicos, las bacterias diazótrofes tienden a ser abundantes en suelos bajo potreros, dadas las limitaciones que hay de nitrógeno disponible en estos suelos al no existir una fuente de materia orgánica permanente que lo provea. Sin embargo, no son las poblaciones diazótrofes bajo potreros las que expresan mayor capacidad de fijar nitrógeno, lo cual demuestra la pérdida de capacidad del suelo para proveer fuentes adicionales de nitrógeno, siendo más un mecanismo usado por las bacterias diazótrofes existentes para suplir sus propias necesidades del elemento. Esta distribución de la población diazótropa ha sido observada en todos los suelos con pastizales muestreados, lo que lleva a pensar que es un patrón que se conserva y caracteriza los suelos bajo este uso.

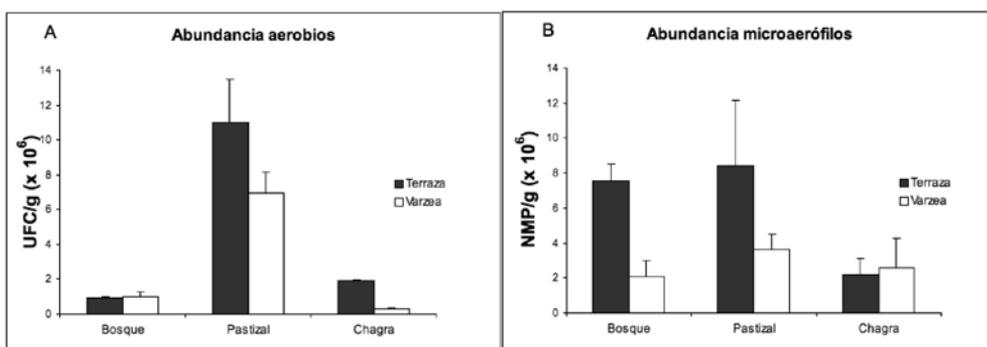


Figura 8. Abundancia de bacterias diazótroficas recuperadas en A) condiciones aerobias y B) condiciones microaerófilas

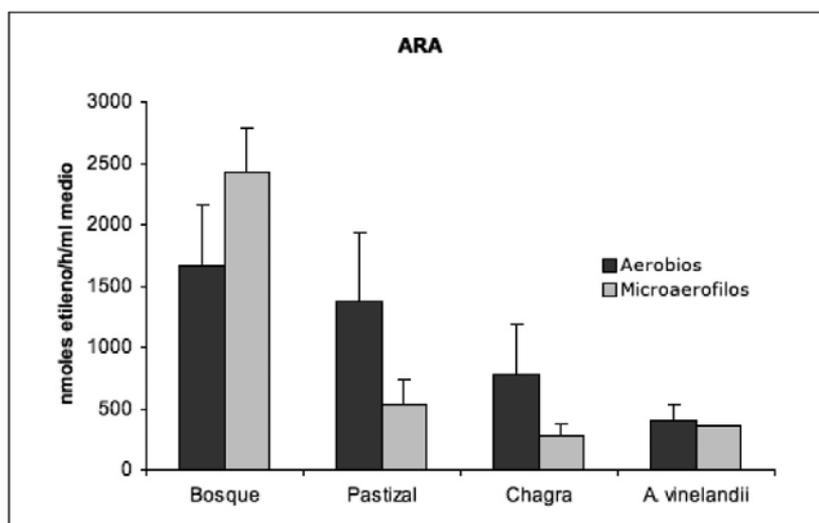


Figura 9. Capacidad fijadora de nitrógeno de bacterias diazótroficas en las coberturas evaluadas. Se muestra la media +/- la desviación estándar para cada grupo y para el control positivo (*A. vinelandii*)

En cuanto a los actinomicetos se registra una población alrededor de las 100.000 bacterias por gramo de suelo, siendo menor a las poblaciones existentes en un bosque natural, lo cual puede estar relacionado con la escasez de materia orgánica que provee este sistema, quedando en pequeñas cantidades formas de carbono complejas que sería la fuente principal de carbono para esta población microbiana.

Las pruebas de comparaciones múltiples para los promedios de abundancia de las tres coberturas utilizando el método de la diferencia significativa de Tukey, permitió evidenciar diferencias entre las coberturas bosque (1) y pasto (2), y entre las coberturas bosque (1) y rastrojo (3). Sin embargo, no existen diferencias significativas entre las medias de UFC al comparar las coberturas pastizal (2) y rastrojo (3).

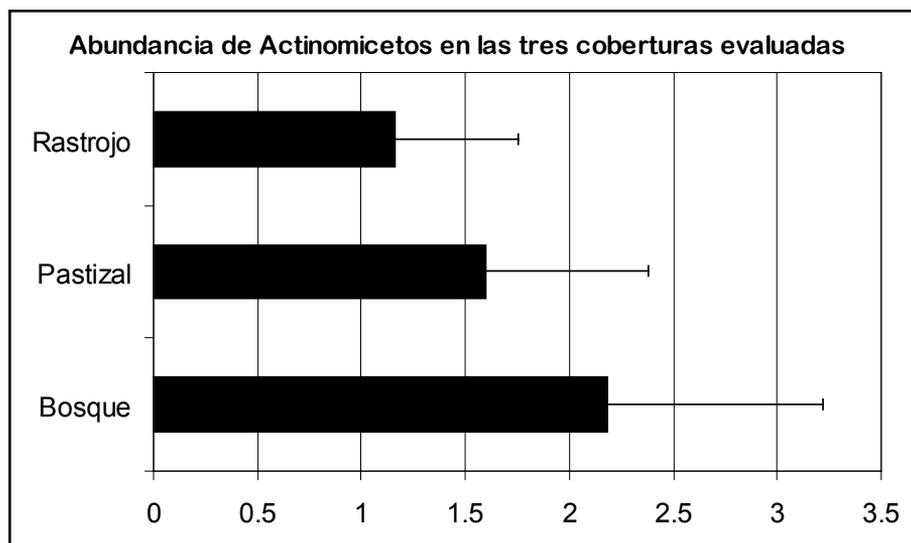


Figura 10. Representación de la abundancia de actinomicetos (\pm desviación estándar) en suelos bajo bosque, pasto y rastrojo.

La mayor abundancia de actinomicetos en los suelos de bosque, puede relacionarse con la diversidad estructural de la población vegetal que caracteriza este ecosistema. Torsvik, et al. (1996; citados por Cardona, 2004), mencionan que la alta variabilidad de microhábitats genera una mayor abundancia de poblaciones microbianas y esta variabilidad puede ligarse directamente con la estructura de la vegetación; además las características rizosféricas del suelo determinadas en gran medida por la cobertura, permiten una acumulación alta y permanente de residuos vegetales a ser descompuestos por este grupo especializado de microorganismos. Así mismo, los suelos bajo esta cobertura reportan altos porcentajes de material orgánico, representados por la mayor capa de horizonte orgánico y de hojarasca, proveniente de una gran cantidad de troncos caídos y descompuestos; igualmente, se observa alta presencia de macrofauna y

de manto hifal blanco en los troncos caídos y en pie, lo que favorece el establecimiento de este grupo microbiano.

Tabla 7. Abundancia de *Actinomycetes* (\pm desviación estándar) en células por gramo de suelo, en las tres coberturas vegetales evaluadas

Cobertura	Abundancia Cobertura (x 10 ⁴)
Bosque	2,18 \pm 1,03
Pastizal	1,60 \pm 0,78
Rastrojo	1.17 \pm 0,5930

Aunque no se encontraron diferencias significativas respecto a la abundancia de la comunidad entre las coberturas pastizal y rastrojo, los conteos relativamente mayores en suelos bajo pastizal, pueden deberse a que las pasturas son aparentemente un tipo de cobertura vegetal muy homogéneo, que en algunos casos podría contribuir con una mayor disponibilidad de recursos y condiciones que favorecen el crecimiento de grupos particulares de organismos (Cardona, 2004).

Se realizó una prueba de análisis de varianza ANOVA para los índices ecológicos, pero en ninguno de los casos se obtuvieron diferencias significativas, entre coberturas ni sitios muestreados. Sin embargo, como tendencia general se observó que la cobertura con mayor riqueza en cuanto a número de morfotipos fue bosque, seguida por rastrojo y pastizal. Las coberturas rastrojo y pastizal reportaron valores altos de dominancia en comparación con los bosques. Este aumento puede relacionarse con una disminución en la equitatividad de la distribución de las abundancias de los morfotipos de actinomicetos y con la aparición de grupos ecológicamente dominantes, capaces de aprovechar un recurso particular. Lo anterior fue más evidente en los pastizales, que en los rastrojos, pues si bien éstos últimos registraron los menores valores de abundancia total para la comunidad, reportaron valores de riqueza altos, comparables con los de los bosques; indicando con esto, que los grupos presentes están más diversificados si se comparan con los pastizales, debido posiblemente a la presencia de diferentes especies vegetales que compiten por su establecimiento en esta cobertura.

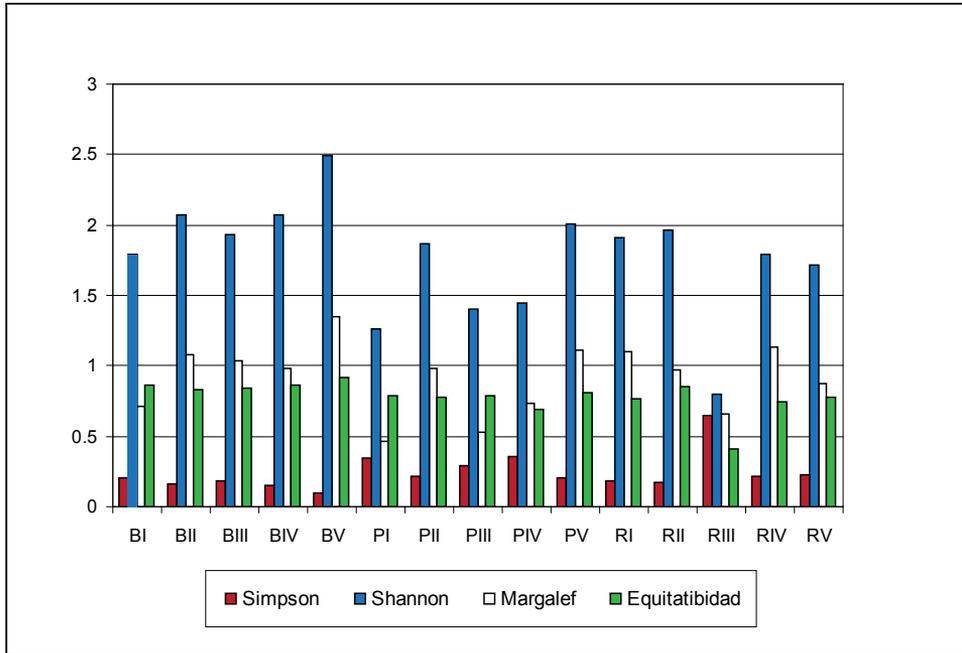


Figura 11. Índices de diversidad fenotípica para cada uno de los sitios de muestreo.

Estos resultados son consistentes con lo que menciona la literatura, debido a que las perturbaciones en la vegetación natural así como los procesos de intervención que conllevan a la alteración del paisaje natural por parte del hombre, inducen sucesión e inestabilidad de las poblaciones microbianas (Torsvik *et al.*, 1996; citado por Cardona, 2004). La pérdida de especies, es una respuesta a la modificación intensa y extensiva del hábitat (simplificación) lo que causa una extinción local, debido a que las fuentes requeridas para persistir (gran espacio y alimento) no están disponibles en cantidad suficiente.

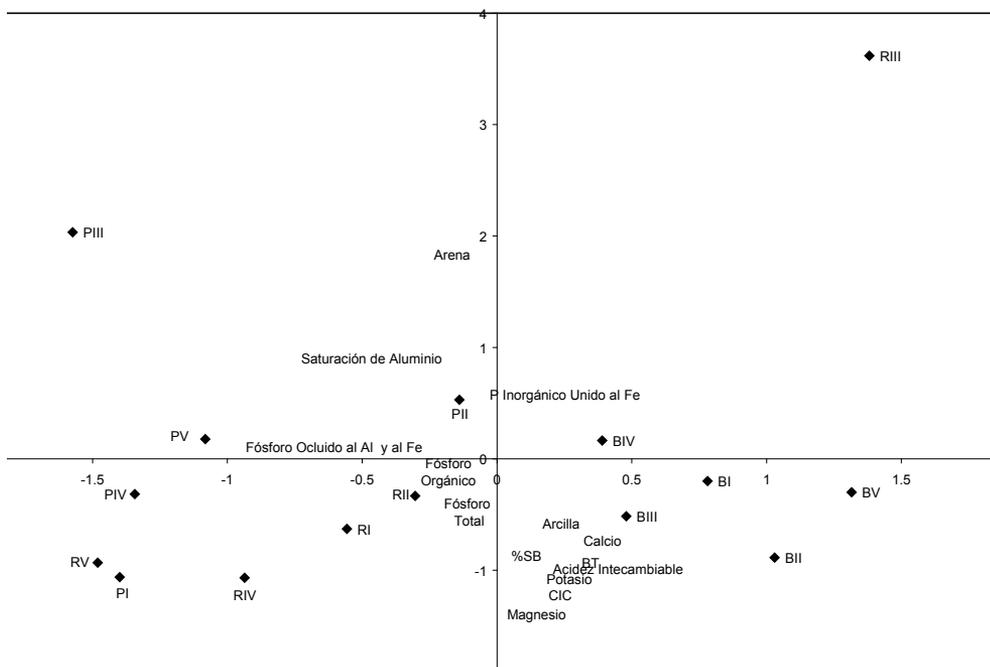
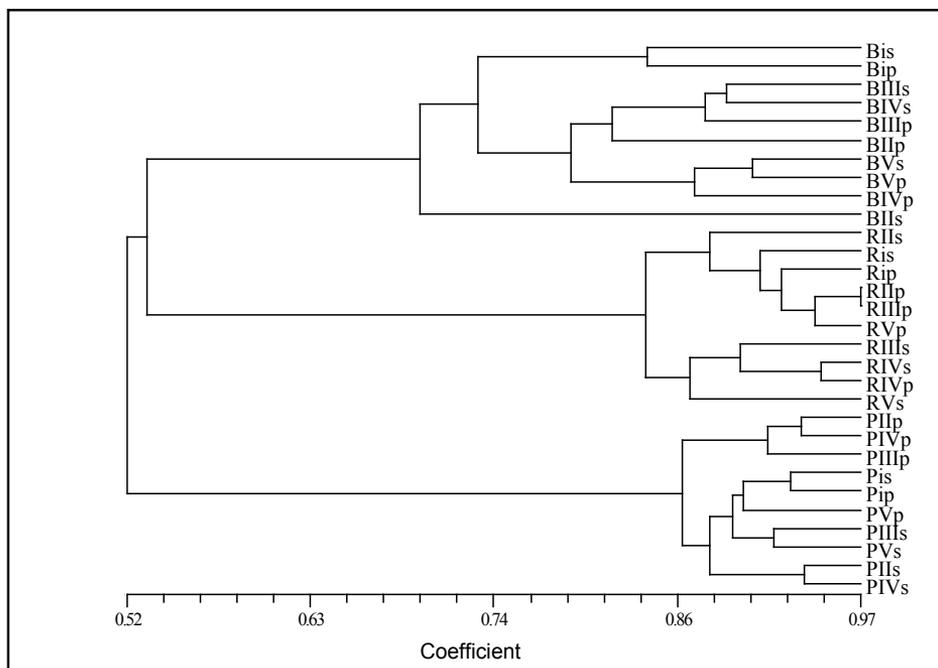


Figura 12. Representación del análisis canónico de correspondencias que correlaciona las coberturas y las propiedades físico-químicas de los suelos en el sur del trapecio amazónico.

En los análisis canónicos de correspondencia (ACC), se observó que los vectores correspondientes a las bases (calcio, magnesio, potasio), el porcentaje de saturación de bases, la capacidad de intercambio catiónico y los contenidos de arcilla se ubicaron hacia el lado donde están los suelos bajo bosque, siendo éstos los que presentaron mejores valores para estas variables. Por el contrario, la mayoría de los suelos bajo pastizal presentaron menores valores para estas variables asociadas a la fertilidad; en cuanto a los rastrojos, se observa que se ordenan muy cercanos entre sí y por la posición de los vectores respecto a los sitios presentan valores intermedios para muchas variables consideradas. De igual manera se observa, que para la mayoría de los actinomicetos recuperados, el número de unidades formadoras de colonias está directamente relacionado con mejores condiciones de fertilidad.



El análisis ARDRA de la porción no cultivable de la comunidad de actinomicetos permitió encontrar un mayor porcentaje de bandas polimórficas en la cobertura bosque (82.1%), seguida de la cobertura rastrojo (44.5%) y finalmente la cobertura pastizal (40.38%). Adicionalmente, los suelos bajo cobertura de bosque, reportaron el porcentaje más alto de bandas únicas, representando éstas una medida adicional de diversidad.

Figura 13. Relaciones genéticas entre muestras de bosque, pasto y rastrojo basadas en 90 bandas generadas por 8 enzimas de restricción.

Estos resultados son consistentes con los obtenidos para las tres coberturas vegetales en los análisis cultivo dependiente, en donde los suelos bajo bosque reportaron los valores más altos de riqueza, seguidos por los suelos bajo rastrojo y por último los suelos bajo pastizal.

Este comportamiento en la comunidad de actinomicetos se conserva en todos los suelos bajo potrero muestreados, por cuanto se puede decir que este también es un patrón que se conserva y caracteriza los suelos bajo potrero.

Una aproximación a la dinámica del fósforo puede ser hecha a partir de los microorganismos solubilizadores de fosfatos, los cuales podrían contribuir a aumentar el fósforo disponible en el suelo al solubilizar fuentes poco solubles presentes en las arcillas.

El estudio de la abundancia de las poblaciones de solubilizadores de fosfatos de calcio y hierro en suelos de Puerto Leguizamo con ganadería, muestran que las poblaciones de bacterias solubilizadoras de fosfatos son más abundantes que las de los hongos, con una densidad similar independientemente de la fuente de fosfato usada. Por el contrario, las poblaciones de hongos solubilizadores de fosfatos muestran ser mucho más activas solubilizando fosfatos de calcio que de hierro. Los recuentos bacterianos encontrados son similares a los registrados en otros trabajos como el de Useche (2003) y que se incluyen en la Tabla 8.

Tabla 8. Abundancia de solubilizadores de fosfato en suelos de la Amazonia colombiana de acuerdo con la cobertura y el sustrato presente en el suelo

Cobertura	Solubilizadores Fosfatos de calcio (Ca_2PO_4)		Solubilizadores Fosfatos de hierro (Fe_3PO_4)	
	Bacterias	Hongos	Bacterias	Hongos
Bosque	46×10^4	-	-	-
Rastrojo	11×10^5	-	-	-
Pastizal sur Amazonas	80×10^4	-	-	-
Pastizal Puerto Leguizamo	97×10^4	38×10^5	16×10^4	76×10^3

Por otra parte se ha encontrado que los recuentos de esporas de micorrizas arbusculares son bajos (menores a 100 esporas/10g suelo) al igual que las poblaciones solubilizadoras de fosfatos de hierro (la forma de fosfato más abundante en suelos amazónicos) con poblaciones alrededor de 10^3 ufc/g suelo, lo que muestra la limitada disponibilidad de fósforo disponible en el suelo y la dificultad de solubilizar biológicamente los fosfatos de hierro que parecen más estables y difíciles de deshacer que los fosfatos de calcio que son menos abundantes, pero en donde las poblaciones de bacterias solubilizadoras son mas abundantes (10^4 a 10^5 ufc/g suelo).

La degradación de suelos en potreros destinados a la ganadería se genera básicamente por la pérdida de la capacidad de suplir materia orgánica al sistema y por los procesos de compactación del suelo que cambian el microambiente para que puedan darse los procesos de mineralización. En este sentido se debe entender el problema como una red de cambios que afecta a su vez variables físicas, químicas y biológicas que se relacionan entre si. De allí que la recuperación deba enfocarse más a la restauración de los ciclos biogeoquímicos del suelo y no al tratamiento de un solo componente (arar para descompactar, fertilizar para proveer nutrientes limitantes en el sistema), sino una solución integral que restaure todo el sistema. Parte de esta restauración debe involucrar el manejo de materia orgánica de buena calidad y garantizar las condiciones para que las poblaciones microbiológicas puedan cumplir su papel en el suelo.

c. Suelos de chagras indígenas

Uno de los factores más importantes que determina que las familias indígenas puedan efectivamente asegurar una disponibilidad de alimentos es el acceso a tierras fértiles.

En términos de la calidad de suelo y de producción agrícola, la chagra, es el sistema de agricultura itinerante que los indígenas establecen para la producción de especies hortofrutícolas para su alimentación. El sistema de chagra está basado en la tumba de bosque maduro o rastrojos viejos, roce y quema de los mismos con varios propósitos: primero, aprovechar todos los nutrientes existentes en el suelo asegurando que no existan plantas diferentes a las sembradas que puedan aprovecharlos; segundo, realizar la quema controlada como una forma de liberar los nutrientes del suelo al producir cenizas que suben el pH; y tercero, eliminar a través de la quema buena parte de los propágalos de vegetación nativa, malezas y microorganismos del suelo, que puedan interferir con el buen desarrollo de los cultivos o competir por los nutrientes existentes. Este sistema lo que refleja es la solución a un problema conocido por los productores indígenas (la baja fertilidad de los suelos amazónicos) y la necesidad de asegurar que los escasos nutrientes lleguen a las especies de interés para su alimentación.

La chagra es usada intensivamente por aproximadamente 2 años durante los cuales ocurre la siembra y cosecha de los productos de pancoger que,

a su vez, son los que requieren de mayor cantidad de nutrientes para su desarrollo. Al cabo de dos años, los nutrientes del suelo se agotan, el control de malezas es cada vez mas difícil y la chagra es abandonada, comenzando un periodo de visitas periódicas para cosechar los frutales que comienzan su producción tardía, la recolección de leña, la recolección de materiales y llevar a cabo allí faenas de caza de animales pequeños que acuden a la chagra vieja en busca de frutos y tubérculos que han quedado.

La base de la cultura de los pueblos amazónicos se apoya en el uso de los recursos que el medio ofrece, ya que el medio en que se han desarrollado es rico en recursos y siempre ha albergado asentamientos humanos en bajo número, pudiendo el medio satisfacer las necesidades de las comunidades que allí habitan.

El sistema de chagra en este sentido es un sistema de agotamiento. Se ha evidenciado que en el sistema de chagra no se realizan prácticas que aumenten o mantengan la fertilidad de los suelos, por lo que tan pronto se agotan los nutrientes, la chagra es abandonada para su recuperación natural. En ese momento, se busca un nuevo lugar para establecer una nueva chagra, comenzando otra vez el proceso de tumba, roce y quema.

Dado que una familia necesita permanentemente alimentos de la chagra para satisfacer su alimentación, cada familia debe tener en promedio 4 chagras de aproximadamente 1Ha en diferentes estados (recién tumbada, recién sembrada, en producción, en rastrojo) para poder suplir sus necesidades durante todo el año.

Las condiciones de fertilidad de una chagra varían con la edad de la misma. La primera etapa de la chagra correspondiente a una chagra recientemente quemada, aún sin cultivos pero lista para ser sembrada, es la que provee en términos químicos la mayor cantidad de nutrientes disponibles. Según Fernandes *et al.* (1997), la quema transforma en cenizas un 50% de la biomasa existente en una chagra. Las cenizas contienen gran cantidad de bases que neutralizan el pH del suelo, lo cual hace que a su vez el aluminio se vuelva más soluble, se libere y el suelo aumente su capacidad de fijar otros cationes y iones importantes en la nutrición de las plantas. El resultado es una mayor disponibilidad de fósforo, calcio, potasio y magnesio.

La segunda etapa consiste en el momento de la siembra, en donde los efectos de la lluvia comienzan a lixiviar los nutrientes expuestos en el suelo, comenzando una disminución en su fertilidad. Fernandes *et al.* (1997) estimaron que por lixiviación se pierde entre el 88-95% del nitrógeno, 42-51% del fósforo, 30-44% del potasio, 33-52% del calcio y 31-40% del magnesio inicialmente dispuesto en el suelo. De allí la necesidad de limpiar de malezas la chagra, asegurando que los nutrientes restantes favorezcan únicamente a las plantas cultivadas.

La siguiente etapa es una etapa de agotamiento, en la cual los cultivos comienzan a consumir todos los nutrientes disponibles en el suelo para su desarrollo. En la última etapa, en la cual se cosechan los cultivos de pancoger y se abandona la chagra, el suelo ha perdido buena parte de sus nutrientes, especialmente elementos menores y fósforo, por lo que solo sobreviven las especies bien establecidas con tasas de crecimiento lentas que les permite tener bajas demandas de nutrientes para continuar su ciclo de vida. Muchas de las especies de esta última fase corresponden a frutales de largo plazo y palmas.

De los departamentos de la región amazónica colombiana, el que presenta con mayor frecuencia procesos de degradación en territorios indígenas es el departamento de Amazonas por varios factores: primero, Amazonas, junto con Guainía y Vaupés albergan el mayor número de pueblos indígenas de la Amazonia colombiana; segundo, el 70% de la población del departamento de Amazonas se concentra en la zona sur sobre la rivera del río Amazonas; tercero, esta región denominada como el sur del Trapecio amazónico alberga 15 resguardos en 116Km de rivera que posee Colombia sobre el río Amazonas, un área estimada en resguardo de 43.776 hectáreas y una población de 3.656 habitantes, lo que equivale a 12 hectáreas por habitante indígena (Peña-Venegas *et al.* 2006).

Es claro que aún cuando no todos los habitantes están en edad de producir y trabajar la chagra ya que el 35% de la población es menor de 22 años, doce hectáreas es un número limitado y se requiere de unas condiciones óptimas y de un buen manejo para garantizar que esta extensión puede garantizar la alimentación de la familia.

Adicionalmente, los territorios de los resguardos no guardan relación con el número de familias que los habitan. Como se muestra en la tabla 9, de

los 15 resguardos indígenas existentes en la zona sur del departamento de Amazonas, al menos 7 presentan problemas de sobrepoblación.

Tabla 9. Estado de suelos en resguardos con problemas de degradación de suelos en el sur del departamento de Amazonas (Datos 2003)

PUERTO TRIUNFO	SAN ANTONIO	SAN JUAN DE LOS PARENTES	CASTAÑAL	SAN SEBASTIAN	SAN PEDRO DE LOS LAGOS	SAN JOSE KM 6
23 familias, 136 habitantes	70 familias, 267 habitantes	18 familias, 82 habitantes	123 familias, 350 hab	68 familias, 320 habitantes	32 familias, 72 habitantes	128 familias, 628 hab
Tamaño del territorio 453 hectáreas	Tamaño del territorio 150 hectáreas	Comparte el territorio con San Antonio, San Sebastián y San Pedro de los Lagos	Tamaño del territorio 7 hectáreas	Comparte el territorio con San Antonio, San Juan de los Parentes y San Pedro de los Lagos	Comparte el territorio con San Antonio, San Juan de los Parentes y San Sebastián	Poseen un resguardo de aproximadamente 4.000 Ha
CARACTERÍSTICAS						
Reubicación de la comunidad de Paraná en una finca de tierra firme. La mayor parte del territorio corresponde a selva virgen. Quince hectáreas están destinadas para chagras.	No poseen bosque. Tienen un potrero de 2Ha con 7 vacas. El tiempo máximo de descanso que le dan a los rastrojos es de 3 años. No se produce el plátano	Poseen 150mts en bosque. Solo pueden sembrar yuca brava. Los rastrojos los dejan descansar por un año. Presentan problemas fitosanitarios.	La mayoría es tierra baja de la quebrada yahuaracaca	Poseen pastos y potreros enrastrados. Las chagras las hacen en una finca aledaña a su resguardo.	Diez hectáreas en bosque maduro. Veinte hectáreas de rastrojos están destinadas para hacer chagras.	2.000 Ha están en bosque maduro. Tienen unas 100 Ha en suelos degradados. Las chagras las están realizando las mujeres en límite de la frontera con Brasil.

Lo que hemos encontrado es que generalmente las parcelas degradadas en asentamientos indígenas no presentan pérdida de la estructura del suelo, ni problemas de compactación o infiltración, por ello los parámetros físicos no son indicadores adecuados para evidenciar los procesos de degradación en estos suelos. Lo que si se observa es la pérdida del horizonte A, por lo que la mayoría de las veces se aprecian expuestas las arcillas.

Como se muestra en la tabla 10, químicamente se pueden evidenciar diferencias entre chagras establecidas en suelos de bosque primario o rastrojos viejos y chagras establecidas en suelos degradados en donde el suelo no ha tenido suficiente descanso y no ha logrado acumular los nutrientes suficientes para proveer las cantidades y calidad de elementos que los cultivos requieren.

Claramente se observa que la quema la cual facilita la solubilización del aluminio en chagras establecidas en buenos suelos, tiene un efecto contrario en suelos degradados con poca materia orgánica donde la poca ceniza producida no alcanza a revertir la saturación de aluminio, haciendo que el suelo no tenga capacidad de intercambio catiónico ni capacidad de retención de bases. El fósforo que en una chagra fértil posee concentraciones moderadas, en chagras degradadas es muy bajo, y que en algunas chagras visitadas llega a concentraciones no detectables por el método de Bray II.

Tabla 10. Características químicas de los suelos de chagras según el grado de degradación de los suelos en que se han establecido.

TIPO DE CHAGRA	pH	SAI %	CO%	CIC	SB%	P
CHAGRAS EN SUELOS FERTILES	4,48	40,9	4,6	22,8	33,4	24,1
CHAGRAS EN SUELOS MODERADAMENTE FÉRTILES	4,34	76,8	3,2	14,4	9,3	11,6
CHAGRAS EN SUELOS DEGRADADOS	4,49	87	1,5	11,7	7,3	1,5

pH (1:1 agua); SAI% (Porcentaje de salutación de aluminio); CO% (Porcentaje de carbono orgánico); CIC (Capacidad de intercambio catiónico); SB% (Porcentaje de saturación de bases); P (Fósforo disponible)

En lo microbiológico, la quema y la baja disponibilidad de materia orgánica afectan las densidades poblacionales disminuyéndolas. Aún cuando un

buen número de microorganismos asegura que se continúen los ciclos biogeoquímicos del suelo, igualmente consumen parte de los nutrientes del suelo para su subsistencia y producción de biomasa. El hecho que el sistema de chagra sea un sistema de agotamiento hace que sea más importante asegurar que los nutrientes del suelo vayan exclusivamente para los cultivos, así los ciclos de mineralización estén diezmados.

Esta afirmación se confirma al no haber observado o encontrado ninguna práctica en el sistema de chagra que propenda o muestre mantener o mejorar la fertilidad del suelo de la misma.

Tabla 11. Recuentos de microorganismos edáficos de acuerdo con el tipo de cobertura presente

	CHAGRA	BOSQUE	RASTROJO	PASTIZAL
DIAZOTROFOS AEROBIOS	380000	250000	610000	10000000
ACTINOMICETOS	16000	5800000	330000	16000
HMA	87	107	234	214

La población menos afectada en el sistema de chagra es la población de bacterias diazótrofes, ya que esta no depende de los aportes de materia orgánica que se hagan al sistema para suplirse de un elemento tan importante en la nutrición como es el nitrógeno. Sin embargo, las cepas provenientes de suelos de chagra, son las menos eficientes en términos de su capacidad de fijación, lo cual puede deberse a la poca competencia que encuentra en los suelos, dada la disminución de otros grupos microbianos en el sistema.

En el caso de los hongos micorriza arbuscular se ha encontrado que se tarda más de 4 meses en colonizar las nuevas plantas sembradas en la chagra, dado el poco inóculo que queda en el suelo. Esto explica cómo las plantas recién sembradas dependen de los nutrientes disponibles en el suelo en su primera etapa y solo después de establecida la simbiosis micorriza arbuscular, pueden acceder a otras fuentes de nutrientes que su sistema radicular no pueda alcanzar.

ALTERNATIVAS DE RECUPERACIÓN DE SUELOS

Como se ha mostrado, la susceptibilidad de degradación de los suelos amazónicos es alta. La búsqueda de alternativas de uso del suelo que tenga un bajo impacto, que lleve a una baja degradación es una de las prioridades para la Amazonia. A continuación se exploran tres alternativas que han sido implementadas en la Amazonia colombiana, analizando su eficiencia como mecanismos de restauración del suelo.

a. SISTEMAS AGROFORESTALES

Los sistemas agroforestales son sistemas de cultivo mixto que buscan mantener o imitar algunas de las estrategias que el bosque natural aplica para asegurar nutrientes a toda la cobertura vegetal como son:

- a. **La alta diversidad:** Los agroforestales involucran el establecimiento de más de tres especies de plantas diferentes compartiendo un mismo espacio y nutrientes. La diferencia con un monocultivo es que la alta densidad de siembra y la homogeneidad del cultivo hacen que los individuos compitan por los mismos recursos. Así por ejemplo, si la especie plantada es exigente en nitrógeno, rápidamente todas competirán por este recurso agotándolo, aun cuando existan en abundancia los demás. Esto lleva a que el cultivo colapse y mueran las plantas o sean menos productivas por mala nutrición.

En el caso de los agroforestales, al sembrar diversos tipos de plantas, éstas competirán por recursos diferentes de acuerdo con sus exigencias nutricionales. En este sentido, se tendrá un menor número de individuos de cada especie por área

determinada y un requerimiento particular de nutrientes, que se traduce en un consumo limitado de los nutrientes disponibles en el suelo, sin necesidad de llegar al agotamiento de uno en particular.

Otro beneficio adicional que ofrece una mayor diversidad en los sistemas agroforestales es la menor incidencia de enfermedades y plagas, y la posibilidad de existencia de diversos nichos para otros organismos, propiciando también una mayor diversidad en otros grupos biológicos.

b. La estratificación: Generalmente los sistemas agroforestales combinan especies arbóreas, arbustivas y herbáceas, con ciclos de vida diferentes. Esta estratificación hace que el requerimiento nutricional de las diversas plantas sea diferenciado según su etapa de vida (vegetativa, floración o producción), lo cual lleva a un consumo mesurado de los nutrientes disponibles en el suelo.

Por otra parte, existe la posibilidad de proveer hojarasca que contribuye al ciclaje de nutrientes en el suelo. Generalmente los monocultivos no aportan hojarasca al suelo, o si la aportan, es homogénea en su composición, con lo cual retornan al suelo algunos nutrientes pero otros no.

Existen tres tipos de sistemas agroforestales según los componentes que los conforman: Los agroforestales propiamente en los cuales se combinan especies arbóreas, arbustivas y herbáceas con diferentes propósitos (maderables, frutales, pancoger); los silvopastoriles los cuales combinan especies arbóreas (maderables), herbáceas (gramíneas o leguminosas) y ganado; y un tercer sistema que no es propiamente un sistema agroforestal, pero que para los efectos lo hemos considerado como tal que son los enriquecimientos de bosque. Lo que este último sistema pretende es diversificar relictos de bosque primario o secundario que han sido talados selectivamente, sustrayendo las especies maderables, combustibles o artesanales.

Además de los mecanismos naturales que se desencadenan al implementar estos sistemas y que ayudan a mantener el estatus nutricional del suelo, los sistemas son ayudados con abonamientos periódicos y limpieza de malezas.

En términos de cobertura, los tres sistemas garantizan una mejor cobertura al suelo. Sin embargo, en términos de calidad del suelo (recuperación del suelo), los resultados son diferentes según el sistema.

Las zonas con enriquecimiento de bosque no presentan problemas de compactación a diferencia de las zonas donde se implementan los sistemas agroforestales y silvopastoriles. La compactación superficial de los suelos degradados que han sido sometidos a ganadería es sumamente difícil de superar. Una opción es la descompactación mecánica con arado, sin embargo, los arados han sido diseñados para arar suelos removiendo los primeros 50 cm del suelo. Para el caso de los suelos amazónicos la descompactación mecánica disturba tanto el horizonte A (primeros 15cm) como el horizonte B, mezclándolos, lo cual en términos de fertilidad distribuye en volúmenes de suelo más grandes los pocos nutrientes que hay disponibles en el suelo.

La descompactación natural ha sido intentada en varias oportunidades usando plantas de rápido crecimiento y sistema radicular abundante que logren la descompactación del suelo. Uno de los ejercicios fue realizado en fincas ganaderas de Puerto Leguizamo, Putumayo, en donde se sembraron plantas de *Inga* sp. con este propósito. Los resultados después de un año mostraron que las *Inga* no lograron desarrollarse adecuadamente ya que no pudieron desarrollar un buen sistema radicular por la alta compactación de los suelos, logrando así un crecimiento de aproximadamente 50cm en un año.

Esto explica porqué las gramíneas siguen siendo las especies dominantes en praderas degradadas, ya que su sistema radicular es superficial, por lo que solo requieren algunos poros y grietas como soporte para establecerse y se mantienen reciclando la poca materia orgánica que ella misma produce.

La descompactación por actividad de entomofauna (insectos y lombrices), es igualmente poco aplicable ya que estos dependen de la materia orgánica como fuente de nutrientes. Generalmente los suelos degradados son pobres en materia orgánica por lo que la actividad de la entomofauna decrece. De hecho, una de las características de suelos altamente compactados es la aparición de termiteros superficiales y no profundos.

En términos químicos la recuperación tampoco es notoria. La tabla 12 resume los valores promedio en los diferentes sistemas en donde se observa que existe una mejor disponibilidad de carbono orgánico, una menor saturación de aluminio y de algunas bases, pero que elementos como el fósforo, limitante en los suelos, no mejora con estos sistemas.

Tabla 12. Características fisicoquímicas promedio de tres sistemas agroforestales y su comparación respecto a la composición fisicoquímicas de zonas boscosas

MUESTRA	TEXTURA	pH	SAI %	CO%	CIC	Ca	Mg	K	Na	SB%	P
Enriquecimientos de bosque		3,986	80,46	2,23	21,6	0,53	0,54	0,3	0,05	6,71	2,5
Cambios con referencia al bosque											
MUESTRA	TEXTURA	pH	SAI %	CO%	CIC	Ca	Mg	K	Na	SB%	P
Sistemas agroforestales		4,672	38,58	1,85	10,7	1,77	0,43	0,25	0,06	24,2	2,8
Cambios con referencia al bosque											
MUESTRA	TEXTURA	pH	SAI %	CO%	CIC	Ca	Mg	K	Na	SB%	P
Sistemas silvopastoriles		4,2	79,95	1,65	13,7	0,32	0,17	0,17	0,11	5,2	1,8
Cambios con referencia al bosque											

Una de las explicaciones es que tal vez se aplica el abono inapropiado para este tipo de sistemas. Los abonos que deberían usarse en los suelos amazónicos deberían tener cantidades suficientes de fósforo. El bocashi en este sentido no es un abono fosfatado, dado el tipo de material que lo compone. Por otra parte se ha demostrado que, el uso de cal en su preparación hace que se produzca una alcalinización del suelo que promueve la insolubilidad del fósforo (Mejía 2010 Com. Pers.), lo cual se ve reflejado en los sistemas estudiados.

En términos de la inversión hecha en estos sistemas para recuperar el suelo, podríamos concluir que no es viable ni rentable, sin embargo en términos

de los productos obtenidos de la cobertura establecida (madera, frutales, etc), la ecuación puede llegar a ser positiva.

b. ABONAMIENTO ORGÁNICO

Como se ha observado, fuera de la compactación, la disminución en los aportes de materia orgánica al sistema conlleva la paulatina disminución de la fertilidad de los suelos así como la disminución de las poblaciones microbiológicas que participan en los ciclos de mineralización.

De allí que una forma de recuperar o mantener la fertilidad de los suelos de la región amazónica sea mantener el aporte de materia orgánica, así como las condiciones ambientales necesarias para que los microorganismos edáficos puedan cumplir su papel. La manera mas fácil de lograrlo es aportando abonos orgánicos al sistema.

En términos generales existen dos tipos de abonos orgánicos que se pueden preparar: abonos sólidos tipo compost y abonos líquidos para aplicación por aspersión.

Los abonos sólidos son preparados a partir de fuentes de materia orgánica local de diversos tipos, no existiendo restricciones para el tipo de material que se usa para su preparación, proceso que es sencillo y rápido. El único inconveniente es que la cantidad de abono obtenido depende de la cantidad de material orgánico usado para la preparación. En el caso de espacios pequeños, este tipo de abono puede suplir las necesidades del sistema, sin embargo para áreas muy extensas es casi imposible suplir las cantidades necesarias para todo el sistema. Para zonas extensas se recomienda el uso de abonos líquidos, los cuales se preparan concentrados y pueden aplicarse por aspersión tanto al suelo como a la parte foliar de la vegetación del sistema, con óptimos resultados.

Dadas las bondades de los abonos orgánicos, en la Amazonia colombiana son muchas las entidades y técnicos que comienzan a promover su uso en los sistemas productivos de la región, sin embargo, se ha encontrado que no siempre se hace adecuadamente, lo cual lleva a que en algunas ocasiones el productor luego de intentar su implementación y decida no volverlos a usar.

Algunas de las causas que llevan a desestimular el uso de abonos orgánicos son las siguientes:

- a. **El uso de insumos foráneos.** Muchas de las formulaciones de abonos orgánicos que la literatura reporta, están basados en el uso de estiércoles, productos lácteos o subproductos abundantes en las zonas donde fueron desarrollados. Una buena parte de la agricultura orgánica fue desarrollada en la India en donde los estiércoles bovinos y la leche y sus derivados son abundantes. El uso de abonos basados en estos insumos puede ser apropiado para productores ganaderos, sin embargo, no lo es por ejemplo para productores indígenas que no tienen a mano zonas donde puedan encontrar estiércol bovino y donde insumos como la leche son sumamente escasos, costosos y difíciles de encontrar.

Sin embargo, hemos hallado sitios en la Amazonia colombiana donde se ha implementado la elaboración y uso de abonos a partir de estos insumos, lo que ha llevado a que los productores indígenas tengan que recorrer trayectos largos en busca del estiércol requerido, pedir permiso en las fincas para desarrollar esta labor, así como comprar la leche, el suero o los elementos que la formulación requiere y que ellos no poseen. Las consecuencias es el inmediato abandono de estas labores, cuando la entidad o el técnico terminan su capacitación.

Las formulaciones para la preparación de abonos orgánicos deben ante todo estar basadas en los recursos locales que se poseen y en la facilidad de acceder a ellos, lo cual permite que los productores no dependan de terceros o de insumos externos, para poder elaborar exitosamente su abono.

- b. **Implementación de preparaciones sin tener en cuenta el estatus socio-económico y cultural de la población objetivo.** Los abonos tipo compost no requieren mayores elementos o infraestructura para prepararlos. Por el contrario, los abonos líquidos requieren de algunos elementos que deben ser comprados para su elaboración, como las canecas, mangueras, etc. En el caso de agricultores de fincas productoras, la compra de una caneca y de las mangueras no implica mayor esfuerzo. Por el contrario, para un indígena, cuya actividad productiva está basada en un sistema de subsistencia en el cual se generan pocos excedentes que deben ser vendidos para satisfacer la compra de implementos

necesarios en su vida cotidiana (sal, azúcar, jabón), la adquisición de una caneca y demás implementos requeridos constituye un esfuerzo adicional y costo significativo en su modelo económico.

Se han observado experiencias en donde, aun cuando los productores indígenas asisten a capacitaciones para elaborar abonos orgánicos, éstos nunca logran implementarlos en sus chagras o parcelas productivas por no tener los recursos económicos para hacerlo. Es importante, entonces, tener en cuenta la capacidad y costo de la preparación de acuerdo con los ingresos que el productor recibe.

Por otra parte, no todos los abonos orgánicos pueden ser bien aceptados por las diferentes poblaciones, ya que existen también condiciones culturales que llevan a que haya un rechazo por algunas prácticas. Un ejemplo de ello lo constituye la lombricultura. Para algunos pueblos indígenas las lombrices al igual que los gusanos están asociados a muerte, enfermedad y descomposición, por lo que algunos grupos no sienten el deseo de manejar y manipular estos animales aún cuando el abono que de su manejo se produzca sea muy bueno.

Otro ejemplo ocurrió con una comunidad Ticuna, con la que estábamos implementando la elaboración de abonos, usando como insumo residuos de pescado. Los productores manifestaron que no podrían compostar cualquier tipo de residuo de pescado, ya que los peces de carnes amarillas eran asociados a baja productividad de la chagra, así que ellos nunca asaban o llevaban para comer este tipo de pescado a sus sitios de siembra. En este caso, si no teníamos cuidado en no incluir pescados amarillos en la elaboración de los abonos, era posible que los resultados no fueran satisfactorios.

En este sentido, siempre se deben considerar válidos los argumentos que los productores exponen y respetarlos, buscando alternativas que sean bien acogidas por todos antes de imponer algún proceso en particular.

- c. **Los costos.** Como hemos dicho, existen diferentes productores en la región con estatus económicos igualmente diferentes. Los procesos de elaboración de abono deben en general ser de muy bajo costo, si no es posible desarrollar sistemas que solo requieran mano de obra

y tiempo, pues en cualquier caso, estas prácticas constituyen una actividad adicional y no prevista por el productor, por lo que él evaluará la conveniencia o no de su aplicación de acuerdo con el balance costo-beneficio que obtenga. En el caso de los productores de finca, el costo de la implementación de un sistema de abonamiento orgánico debe ser menor o igual a la práctica de abonamiento que él ya esté implementando, lo cual hace que el balance sea siempre sea positivo.

En el caso de los productores indígenas, la elaboración del abono no debe tener costos monetarios, por lo que su preparación solo debe requerir mano de obra e insumos que el productor con su propio esfuerzo pueda satisfacer. Aquí es muy importante, en términos de mano de obra, la cantidad de personas que se requieran, en este sentido debe equivaler al núcleo familiar, ya que ellos nunca tendrán la posibilidad de contratar jornaleros para estas labores.

- d. **El tiempo necesario para su implementación.** La producción y aplicación de los abonos debe ser económica en tiempo. En fincas productoras, este tiempo puede ser pagado a algún jornaleo o trabajador de la finca, lo cual se traduce en dinero requerido para la labor. En otros casos el mismo productor es quien debe dedicar el tiempo para la preparación y aplicación del abono. Pequeños productores y productores indígenas, generalmente dividen su tiempo en diversas actividades y no solo en la agricultura, por lo que procesos dispendiosos y largos desmotivan al productor quien encuentra las otras labores descuidadas por dedicarse al abonamiento.

Siempre se sugiere que la dedicación a los procesos de elaboración y abonamiento sean tiempos cortos y en horarios que el productor considere no interfiere con otras actividades cotidianas.

- e. **Los pobres efectos positivos obtenidos con su uso.** La implementación del uso de un abono siempre tiene como fin poder ver efectos positivos en las zonas donde se aplica. Antes de sugerir la elaboración de uno u otro abono es necesario saber cuáles son los problemas que el suelo tiene y que deben ser suplidos con la aplicación del abono.

Como vimos en el estudio de los sistemas agroforestales, aún cuando se realizan aplicaciones de abonos orgánicos éstos no mejoran la

disponibilidad de fósforo en el suelo, lo que podría resultar en un pobre crecimiento de las plantas o baja productividad de las mismas, haciendo que el productor perciba que estos sistemas no son tan buenos como esperaba. Si por el contrario, se aplicara un abono orgánico fosfatado, los resultados podrían ser mejores.

ELABORACIÓN DE UN ABONO ORGÁNICO FOSFATADO (UN EJEMPLO DE CÓMO PREPARAR E IMPLEMENTAR UN SISTEMA DE ABONAMIENTO)

En el sur del departamento de Amazonas se concentra el 70% de la población del departamento, en donde se mezcla una población mestiza que vive en la ciudad de Leticia con una población indígena que vive en resguardos circundantes a la ciudad.

Los mayores productores agrícolas son las comunidades indígenas, quienes a partir de sus chagras generan excedentes que llevan a los mercados locales para su venta. Como se expuso en el capítulo anterior, muchos de los resguardos de la zona presentan problemas de degradación de suelos que limitan la producción.

Las comunidades indígenas de estos resguardos poseen limitados recursos económicos, por lo que no pueden destinar parte de éstos para la compra de insumos para la elaboración de abonos.

En el año 2003, se comenzó un estudio conjunto con ellos tratando de encontrar un abono de fácil preparación a partir de los recursos con que contaban a mano. Los recursos que el medio proveía son residuos de origen vegetal proveniente de cosechas, de las parcelas de agricultura y de las viviendas (cáscaras), ceniza y residuos de pescado, ya que su base proteica es el pescado que ellos mismos pescan en las quebradas cercanas a sus comunidades o en el río Amazonas.

Se diseñaron y evaluaron conjuntamente con los productores cuatro recetas de abonos orgánicos diferentes en términos de su facilidad de preparación y efectividad en términos productivos, para finalmente seleccionar el abono crudo fosfatado (Peña-Venegas & Coy 2005).

Para escalar el proceso era necesario encontrar fuentes de la materia orgánica requerida en gran cantidad y que pudiera ser adquirida sin ningún costo. Esto se logró a partir del acopio de los residuos vegetales y de pescado de la plaza de mercado de la ciudad de Leticia. En términos de acopio de material vegetal, para el año 2010 se reúnen aproximadamente 500Kg diarios de residuos vegetales, los cuales a partir de una capacitación y acuerdo con los vendedores de la plaza, se acopian en canecas destinadas para ello, logrando una separación en la fuente del material, que es una garantía para la calidad de los abonos a preparar.

Por otra parte, Leticia es el principal puerto acopiador de pescado que Colombia tiene sobre el río Amazonas. El pescado de agua dulce fresco contiene un 98% de proteína y una concentración de fósforo que oscila entre 122-322 mg/100g (Izquierdo *et al.* 2000). En la ciudad de Leticia se acopian aproximadamente 10 toneladas de pescado (Agudelo *et al.* 2004), que generan 2 toneladas de desperdicios a los cuales no se les da ningún uso y generalmente son arrojados al río Amazonas. En la plaza de mercado de Leticia se puede coleccionar alrededor de 100Kg de residuos de pescado como materia prima para la preparación de abono.

Los residuos vegetales y los de pescado fueron colectados todos los días al final de las jornadas de venta en la plaza y llevados a las zonas de producción de grupos de productores indígenas asociados y reunidos en torno a esta labor. Allí, el material era picado manualmente y luego compostado a través de un proceso sencillo.

La labor de preparación se realiza en medio día, un día por semana, y un grupo de 5-10 productores. Dadas las condiciones climáticas de la región, el proceso de maduración del compost tarda entre 15 y 30 días en estar listo, partiendo de una cantidad promedio inicial de 650Kg de material.

Los abonos listos son usados para recuperar zonas de cultivo degradadas, dándole a los productores la posibilidad de establecer otros cultivos no tradicionales que tienen un buen precio en el mercado local como son las verduras, ya que estas deben llegar en buena parte desde Perú o por avión desde Bogotá.

Este ejercicio no solo resuelve los problemas de baja fertilidad de los suelos de productores indígenas locales, sino que además contribuye a que haya

una reducción en el volumen de residuos que van a disposición final al basurero municipal, pudiéndose considerar un proceso exitoso.

c. HACIENDO SUELO: EL EJEMPLO DE LOS ANTROSOLES

Durante el tiempo que hemos trabajado intentando desarrollar alternativas de recuperación de suelos y luego de evaluarlas, hemos encontrado que recuperar suelos degradados no es fácil y requiere de un gran esfuerzo para hacerlo.

Pese a este hecho, en la cuenca amazónica existen lugares donde es posible encontrar zonas de suelos muy fértiles y que son el resultado de la actividad del hombre. Las Terras Pretas (Tierras negras) o Antrosoles tienen una estructura similar a los suelos orgánicos, los cuales pueden ser creados en forma natural por fluctuaciones en los niveles de aerobiosis en zonas con alta acumulación en materia orgánica o por el hombre (Teixeira y Martins 2003). Son suelos de color negro a pardo gris oscuro, altos contenidos de fósforo disponible, calcio y magnesio variable, y presencia de cerámicas. Hasta el momento, el mayor número de estudios sobre las tierras negras han sido de tipo antropológico y es poco lo que se conoce sobre su formación (Woods & Mann 2000).

Las características de los Antrosoles en la Amazonia ha llevado a varios expertos a sugerir que estos suelos fueron hechos a propósito hace más de 1.000 años por comunidades indígenas amazónicas, con el fin de tener la posibilidad de mantener cultivos intensivos para su sostenimiento. Actualmente se sabe que estos suelos mantenían cultivos permanentes de yuca (*Manihot esculenta*), maíz (*Zea mays*) y palmas como la de chontaduro (*Bactris gasipaes*) y canangucho (*Mauritia flexuosa*) (Com. Pers. Gaspar Morcote 2010).

Esta posibilidad implica que de alguna manera los materiales usados y las técnicas fueran las mismas y se aplicaran en forma repetitiva para obtener perfiles profundos de tierras fértiles.

Otros investigadores indican que pudieron ser zonas de acumulación de desperdicios y desechos (basureros nutridos por desechos orgánicos como único material de sobra de la época), siendo el resultado de largos periodos de tiempo de transformación de este material. Esta última posibilidad no mostraría patrones definidos de materiales dispuestos en la zona.

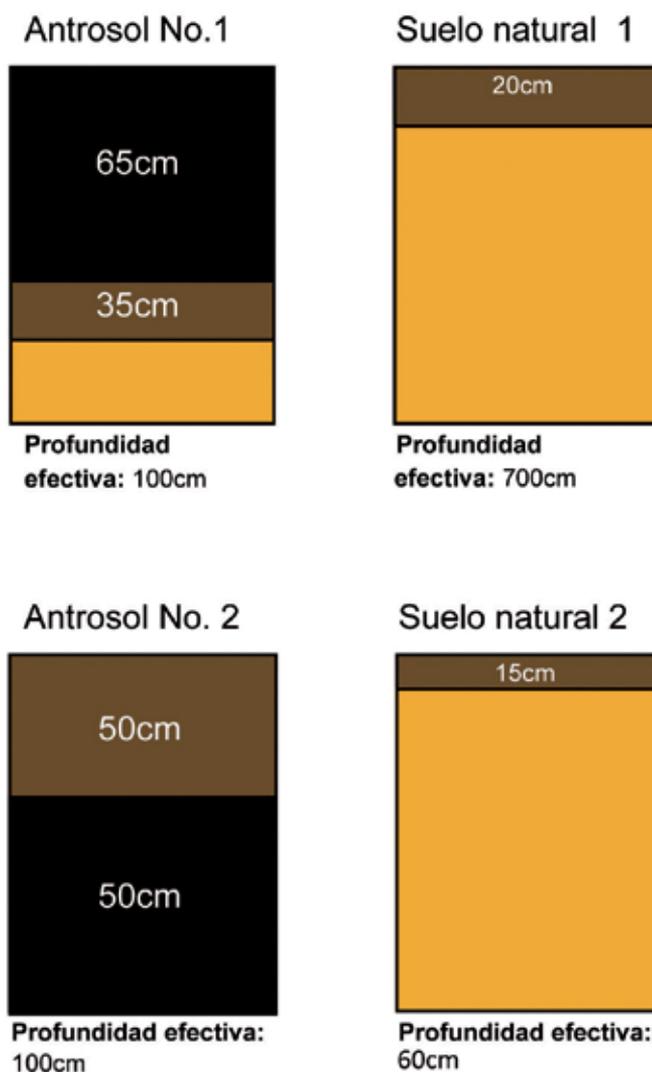
El secreto de la fertilidad de estos suelos está en la acumulación de elementos nutritivos escasos e indispensables para el desarrollo de las plantas como el fósforo, el nitrógeno y calcio, los cuales se diferencian notoriamente con respecto a las concentraciones encontradas en los suelos naturales circundantes (Tabla 13).

Tabla 13. Comparación en algunas características químicas de los Antrosoles con suelos del bosque y suelos en actual uso para ganadería

Tipo de suelo	pH	CO%	Ca Meq/100g	K Meq/100g	P disponible
Natural de bosque	4,6	0,91	0,28	0,19	1,6
Natural de bosque	4,2	1,71	0,68	0,4	3,3
Intervenido de potrero	4,21	0,94	0,28	0,07	5,34
Intervenido de potrero	4,7	0,99	1,04	0,23	1,6
Antrosol (Fuente de referencia Faser & Clement sin publicar)	5,03	4.8	6.85	0.06	45.5
Antrosol (Fuente de referencia Faser & Clement sin publicar)	3.77	3.2	0.38	0.04	41.7

Las diferencias en color y distribución de perfiles en un Antrosol respecto a un suelo natural, puede evidenciarse fácilmente (Figura 14). Como se observa, el rasgo característico más sobresaliente de los Antrosoles son los profundos horizontes de colores muy oscuros que van desde negros hasta marrones. En estos horizontes es también característico el hallazgo de una gran cantidad de cerámica, algunas como trozos de vasijas de barro y otras como piezas completas.

Figura 14. Descripción de Antrosoles y suelos naturales aledaños (Comunidad de Curare, La Pedrera, Caquetá)



No se ha podido explicar la presencia de tan alto contenido de cerámica. En términos edafológicos, se puede pensar que la adición de cerámica podría indicar una forma de mejorar la textura del suelo, pero al comprobar que estos suelos son de una textura arenosa, esta hipótesis queda sin fundamento. Otro detalle importante, por lo menos en uno de los Antrosoles visitados,

era la delicada elaboración de figuras antropomorfas y de animales que adornaban la cerámica, lo que parecería tener más relación con algún ritual o jerarquía del dueño de ese Antrosol en particular.

En términos químicos llama mucho la atención la alta presencia de fósforo y calcio en estos suelos, conociendo que el primero es un elemento limitante y que su principal fuente es la materia orgánica, lo que lleva a pensar que necesitaron incorporar fuentes ricas en este elemento. La materia orgánica vegetal, y aún más, las plantas comúnmente cultivadas no son ricas en este elemento, por lo que difícilmente solo con residuos vegetales y cenizas pudieron alcanzar estos niveles de fósforo en el suelo.

De acuerdo con nuestra experiencia, y en especial luego de desarrollar abonos orgánicos fosfatados, podríamos suponer que la fuente de fósforo usada para producir Antrosoles fue el pescado. Este recurso es muy rico tanto en fósforo como en calcio y además abundante en las zonas aledañas en donde han sido encontrados Antrosoles. De acuerdo con Kern *et al.* (2003), los Antrosoles se hallan siempre cerca de un río afluente del río Amazonas o en las orillas del Amazonas, lo cual tiene sentido y relación con los sitios de poblamiento prehispánico tradicionales. Lo interesante es que un 99% de los Antrosoles existentes en la región amazónica están a menos de 2 metros sobre el nivel del río más cercano, el 45% lo está entre 5-25 metros y solo un 4% están a más de 40 metros del nivel del río. Esta proximidad, podría indicar que la hipótesis del uso de pescado podría ser correcta. Sin embargo, es necesario analizar si todos los ríos en cuyas márgenes se encuentran los Antrosoles son buenos productores de pescado, con lo que se confirmaría esta posible fuente de fósforo.

Por otra parte, son los microorganismos los responsables de transformar la materia orgánica en nutrientes. El comparar la composición microbiológica de Antrosoles con suelos amazónicos naturales, permite aproximarse a entender si fueron los mismos microorganismos del suelo los que generaron estos procesos al exponerse a grandes concentraciones de materia orgánica o si, por el contrario, fue inducida la descomposición de la materia orgánica introduciendo nuevos microorganismos al medio.

Los recuentos microbiológicos realizados en agar nutritivo para estos suelos mostraron poblaciones microbianas en un rango de 10^3 y 10^4 UFC/g suelo. Los recuentos mostraron que las poblaciones bacterianas fueron más altas

en las zonas superficiales del suelo (0-10cm) debido a la internación que se presenta entre las raíces de las plantas y los microorganismos, a medida que la profundidad aumentaba las poblaciones bacterianas disminuían. Sin embargo, a 120cm las poblaciones tienen un leve aumento (Tabla 14), aun cuando este aumento no es significativo, debido a que no se observa un cambio en la dilución (10^4). Este mismo comportamiento lo observaron Rubio et al. (2009) a una profundidad de 30-40cm, en donde se registra un aumento leve de las colonias sin cambiar de dilución.

Tabla 14. Recuentos de microorganismos aerobios en agar nutritivo aislados a partir de Antrosoles

Muestra	Profundidad	UFC x 10^3	UFC x 10^4
Antrosol 1	0-10cm	113	53
	10-20cm	36	21
	50cm	71	5
	60cm	6	0
	120cm	63	5
Antrosol 2	0-10cm	152	42
	10-20cm	76	16
	50cm	220	22
	75cm	121	79
	100cm	109	17
Suelo Natural 1 perfil HA	0-10cm	60	27
Suelo Natural 1 perfil HB	40cm	66	30
Suelo Natural 2 perfil HA	0-20cm	51	22

Al comparar la carga microbiana de los suelos naturales frente a los Antrosoles se encuentra que los 3 horizontes de suelos naturales presentaron recuentos microbiológicos muy similares y menores en comparación a los Antrosoles. Esto era de esperarse, debido a la abundante materia orgánica que presentan los Antrosoles en comparación con los suelos típicos de la Amazonia, que se caracterizan por ser muy ácidos y con escasa materia orgánica. Esto prueba la importancia de los microorganismos y su reactivación cuando se adiciona materia orgánica al medio.

Por otra parte, los recuentos de bacterias anaerobias fueron similares a los de poblaciones aerobias en donde se presentó un leve aumento entre los 50cm y 100cm, pero sin cambiar de dilución. Las observaciones realizadas a las colonias presentaron características similares, por lo que se podría concluir que las poblaciones microbianas de estos suelos son microaerófilas, siendo las mismas cepas las que participan a lo largo de todo el perfil del Antrosol. Se logró observar que la cantidad de microorganismos anaerobios seguía el mismo patrón de las comunidades microbianas aerobias, el mayor número de bacterias se encontró en la rizosfera y a medida que la muestra era más profunda el número de bacterias disminuía (Tabla 15).

Tabla 15. Recuentos de microorganismos anaerobios en agar nutritivo aislados a partir de Antrosoles.

Muestra	Profundidad	UFC x 10 ³
Antrosol 1	0-10cm	92
	10-20cm	43
	50cm	44
	60cm	2
	120cm	33
Antrosol 2	0-10cm	59
	10-20cm	113
	50cm	197
	75cm	166
	100cm	129
Suelo Natural 1 perfil HA	0-10cm	45
Suelo Natural 1 perfil HB	40cm	38
Suelo Natural 2 perfil HA	0-20cm	35

En cuanto a las poblaciones de microorganismos relacionados directamente con la fertilidad del suelo, se encontró un mayor número de bacterias microaerófilas a una menor profundidad. Esto se debe a que la mayoría de los microorganismos interactúan con las raíces de las plantas las cuales casi siempre se encuentran en los primeros 20cm del suelo. Las poblaciones de actinomicetos y de bacterias fosfato solubilizadoras mostraron mayores poblaciones en los perfiles más profundos.

La menor población de bacterias diazótrofes microaerófilas se presentó en el suelo natural 2 con una población estimada de 75×10^4 UFC/g de suelo. Cuando se realizó la colecta de muestras se observó que en este suelo no existía horizonte O (capa de hojarasca depositada superficialmente) el cual se caracteriza por presentar abundante materia orgánica y por ende es donde se realizan las interacciones de los microorganismos y las plantas, lo cual explica los bajos recuentos encontrados. En cuanto al número de bacterias diazótrofes aerobias se observaron igualmente los menores recuentos en el suelo natural 2 con 1×10^4 UFC/g de suelo. En los suelos naturales las poblaciones de actinomicetos y de solubilizadores de fosfato presentaron menores recuentos.

La estratificación de las poblaciones microbiológicas en Antrosoles y suelos naturales fue la misma, por lo que se esperaría que los microorganismos que participan en los procesos de formación de los Antrosoles sean poblaciones de microorganismos edáficos nativos provenientes de los suelos adyacentes. En este sentido, existiría toda la dotación para transformar y mineralizar la materia orgánica que se provea, siendo así de gran importancia la calidad (que provea macro y micronutrientes) y cantidad de materia orgánica que se reprovee al sistema.

Para el análisis de la diversidad genética, se interpretaron los patrones generados por ARDRA. En las figuras 15 y 16 se observan las relaciones genéticas para los genes 16s rRNA bacteriano y para el gen nifH de los 15 suelos (Suelos naturales y Antrosoles) analizados.

En la figura 4 se observa que el patrón de bacterias presente en los suelos es homogéneo y comparten en su mayoría la misma diversidad con un porcentaje de agrupamiento del 0.58%. Se evidencian cuatro grandes grupos, el primero de ellos conformado por las poblaciones microbiológicas superficiales de los Antrosoles 1 y 2 (1 y 7); el segundo, el más diverso de todos (0.78%) agrupa la población microbiana del corte más profundo del Antrosol 1 (6) con la de los suelos naturales (11, 13 y 15); el tercero, correspondiente a los perfiles más profundos del Antrosol 2 (9 y 10); y finalmente el cuarto grupo conformado por las comunidades entre 10-60cm de profundidad del Antrosol 1 (2 y 4).

Este estudio permite ver que, efectivamente, se comparte flora microbiana entre los suelos naturales y los Antrosoles. Esta hipótesis solamente

puede ser probada y validada utilizando técnicas como construcción de bibliotecas genómicas a partir de genes ribosomales 16s y su posterior secuenciación para establecer relaciones filogenéticas y evolutivas.

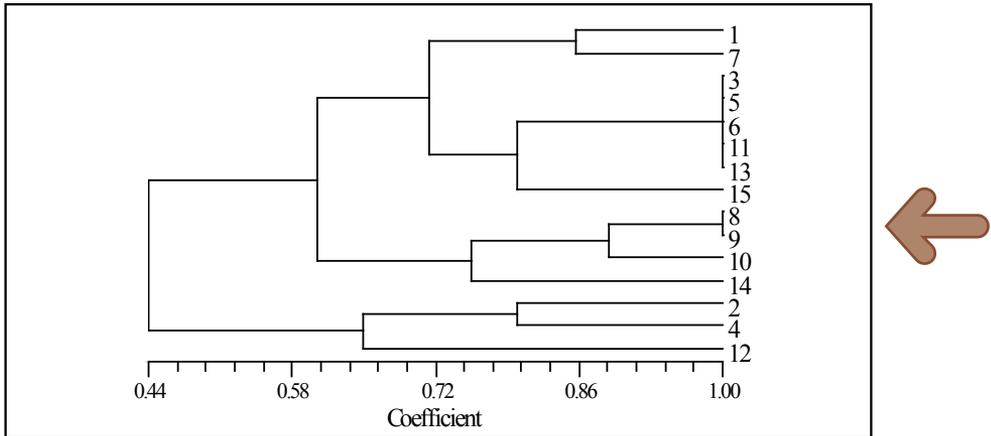


Figura 15. Relaciones genéticas para el gen 16s rRNA bacteriano en los suelos. La flecha indica la ubicación de las poblaciones de suelos naturales, mientras las demás muestras corresponden a Antrosoles.

En la figura 16 se observa que los Antrosoles son bastante homogéneos y menos diversos en sus poblaciones de bacterias fijadoras de nitrógeno. Para el grupo de las bacterias fijadoras de nitrógeno es evidente que los suelos naturales no se asocian con los Antrosoles, lo que tiene sentido al pensar que las bacterias fijadoras de nitrógeno jugarán un papel mucho más relevante en suelos naturales de baja fertilidad, mientras en Antrosoles, con altas concentraciones de materia orgánica y nitrógeno, se contará con fuente suficiente de este elemento.

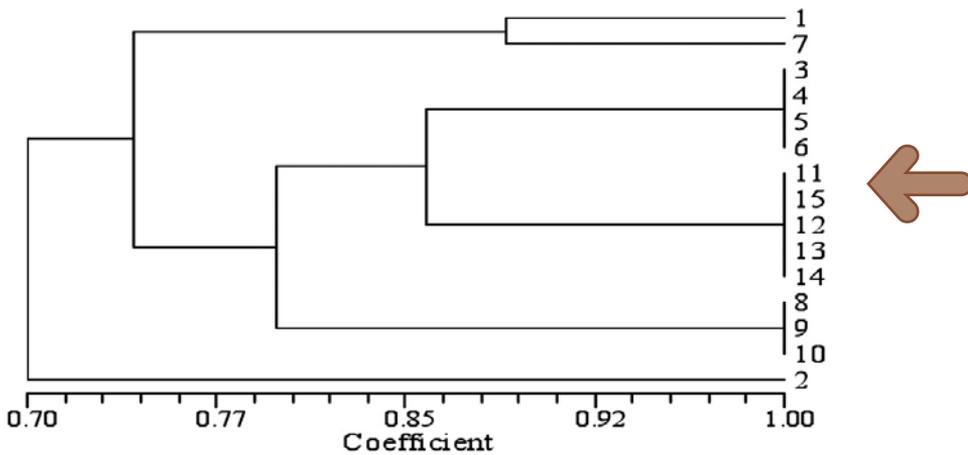


Figura 16. Relaciones genéticas para el gen nifH en los suelos petra. La flecha indica la ubicación de las poblaciones de suelos naturales

Molecularmente los Antrosolos muestran una alta diversidad microbiana, por lo que podemos suponer cada vez con más fuerza que los antiguos pobladores amazónicos que desarrollaron estos suelos aportaban múltiples materiales orgánicos al sistema, como fuente de materia prima para la formación de estos suelos.

Las técnicas que han llevado a que un Antrosol sea estable en el tiempo aún son desconocidas, por lo que es necesario hacer un mayor número de estudios que permitan dilucidar estas tecnologías que más que asombrosas, garantizarían la sostenibilidad de la Amazonia.

BIBLIOGRAFÍA

Agudelo E., Alzate J. M., Chaparro O. L., Argüelles J. H., Peña C. P. 2004. Cuantificación y aprovechamiento de los subproductos pesqueros en el Trapecio amazónico colombiano. Informe final. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas Sinchi – Programa Nacional de Transferencia de Tecnología Agropecuaria PRONATTA. En: Webmaster del Programa Nacional de Transferencia de Tecnología Agropecuaria – Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. <http://200.13.202.26:90/pronatta/proyectos/pdf/201915008inf.pdf>

Alexander P.J., Govindarajalu R., Bacon D.C., Bailey C.D. 2006. Technical Note: Recovery of plant DNA using reciprocating saw and silica based columns. Available at: Molecular Ecology Notes.

Alexander M., Wiley J. 1987. Introduction To Soil Microbiology. 2TM ed. Estados Unidos.

Amman R. 1995. Phylogenetic identification and in situ detection of individual microbial cells without cultivation. Microbiol Rev. 59: 143-69.

Arcila O., Salazar C. A. 2007. Sur del Meta: Territorio amazónico. Bogotá, Colombia: Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas- Sinchi,

Atlas R.M., Bartha R.. 2002. Ecología microbiana y microbiología ambiental. Perason Educación. Madrid. España. 653p.

Barea J. M., Jeffries P. 1995. Arbuscular mycorrhizas in sustainable soil-plant systems. En: Mycorrhiza. A. Varma B. Hock Editors. Springer. 521-560.

Becking J.H. 2006. The family Azotobacteraceae, p. 759-783. In M. Dworkin & S. Falkow (eds.). The Prokaryotes: a handbook on the biology of bacteria. Springer, Nueva York, EEUU.

Benavides S. T. 1973. Mineralogical and chemical characteristics of some soils of the Amazonia of Colombia. Doctoral Thesis. North Carolina State University- Raleigh.

Benavides S. T., Varela J. 1975. Algunos aspectos de suelos, uso de la tierra e investigaciones agrícolas en el sector Puerto Leguizamo-La Tagua en el Putumayo. CIAF.

Benavides G. 1982. Determinación cualitativa de vermiculita montmorillonita en suelos de la Amazonia colombiana. Rev. Suelos Ecuatoriales 12(2): 75-87.

Blasco M. 1963. Estudio de suelos en la confluencia de los ríos Putumayo y Cotuhé. Tesis Universidad Nacional de Colombia. Bogotá

Boeckx P., Cleemput O.V. 1996. Methane oxidation in a neutral landfill cover soil: Influence of moisture content, temperature, and nitrogen-turnover. J. Environ. Qual. 25:178-183.

Botero P., Weeda A. 1977. Los espodosoles del río Inírida, Amazonia colombiana. Revista CIAF (9) 1: 3-25. IGAC, Bogotá.

Botero P. 1984. Relación fisiografía-suelo-aptitud de la tierra en la Amazonia colombiana. Revista CIAF 9(1): 3-25. IGAC, Bogotá.

Cabrera T.A. 2000. Aporte al conocimiento de la microflora fúngica del suelo de la Amazonía Colombiana, con énfasis en tres grupos funcionales. Trabajo de grado para optar el título de Biólogo. Departamento de Biología. Pontificia Universidad Javeriana. 283 p.

Cáceres, A. 1989. Las micorrizas vesículo-arbusculares en un bosque húmedo tropical y su evolución luego de la perturbación (conuco) y la sucesión por 60 años en San Carlos de Río Negro. Tesis de Maestría. Centro

de Estudios Avanzados, Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas IVIC, Caracas, Venezuela, 252pp.

Cardona, G. 2004. Evaluación de la diversidad de actinomicetos en suelos bajo tres coberturas vegetales en el sur del trapecio amazónico colombiano. Tesis maestría en Ciencias Biológicas. Pontificia Universidad Javeriana. 170 p.

Caproni, A. L.; Franco, A. A.; Berbara, R. L. L.; Truferri, S. B.; De Oliveira, J. R. D.; Monteiro, A. B. 2003. Ocorrência de fungos micorrizicos arbusculares em áreas revegetadas após mineração de bauxita em Porto Trombetas, Pará. *Pesq. Agropec. Bras. Brasilia* 38(12):1409-1418.

Centro Interamericano de Fotointerpretación-CIAF. 1974. Estudio preliminar de suelos y bosques del proyecto de colonización Caquetá-Putumayo. 3 vols. CIAF, Bogotá.

Centro Internacional de Agricultura Tropical-CIAT. 1988. The legume-Rhizobium symbiosis: Evaluation, selection and agronomic management. Centro Internacional de Agricultura Tropical CIAT, Cali. 77 p.

Centro Internacional de Agricultura Tropical-CIAT. 1995. Protocolos para Marcadores Moleculares. CIAT, Laboratorio de Biotecnología: Cali, Colombia.

Cepeda J. A., Friesen D. K., Oberson A., Jiménez J. J. 1998. Efecto de la lombriz de tierra en la disponibilidad de P en suelos de los llanos orientales colombianos. *Revista Suelos Ecuatoriales* 28: 221-226.

Cleveland C. C., Townsend A. R., Schimel D. S., Fisherm H., Howarthm R. W., Hedin L. O. , Perakis S. S., Latty E. F., Von Fisher J. C., Elseroad A., Wasson M. F. 1999. Global patterns of terrestrial biological nitrogen (N₂) fixation in natural ecosystems. *Global biogeochemical cycles* 13: 623-645.

Cortés A., Varela J. 1972. Estudio preliminar de suelos de la Tagua-Puerto Leguizamo, Intendencia del Putumayo. CIAF. Bogotá.

Cortés A., Jiménez J., Rey J. 1973. Génesis, clasificación y aptitud de explotación de algunos suelos de la Orinoquia y Amazonia colombiana. Fundación Universitaria Jorge Tadeo Lozano. Bogotá.

Crutzen P. J. 1995. On the role of CH₄ in atmospheric chemistry: Sources, sinks and possible reductions in anthropogenic sources. *J. Royal Swedish Academy of Sciences* 24 (1):52-55.

Dinerstein E., Olson D. M., Graham D. J., Webster A. L., Primm S. A., Bookbinder M. P., Delec G. 1995. Una evaluación del estado de conservación de las ecoregiones terrestres de América Latina y el Caribe. Banco Mundial. Washington D. C.

Dodd J. C., Arias I., Koomen I., Hayman D. S. 1990. The management of populations of vesicular-arbuscular micorrhizal fungi in acid-infertile soils of a savanna ecosystem. II. The effects of pre-crops on the spore populations of native and introduced VAM fungi. *Plant and Soil*, 122: 241-247.

Domínguez C. A. 1995. Amazonia Colombiana. Biblioteca Banco Popular, Bogotá.

Dunbar J., Ticknor L., Kuske C. 2001. Phylogenetic Specificity and Reproducibility and New Method for Analysis of Terminal Restriction Fragment Profiles of 16S rRNA Genes from Bacterial Communities. *Applied and Environmental Microbiology*. 67 (1) 190-197.

Etter, A.; McAlpine, C.; Wilson, K.; Phinn, S; Possingham, H. (2005). "Regional patterns of agricultural land use and deforestation in Colombia". *Agriculture, Ecosystems & Environment* (In press).

Evans D. G., Miller M. H. 1988. Vesicular-arbuscular mycorrhiza and the soil disturbance-induced reduction of nutrient absorption in maize. *New Phytol.* 110: 75-84.

FAO. 1980. Metodología provisional para la evaluación de la degradación de los suelos. FAO/PNUMA. FAO 4. Roma.

Fernandes E. C. M., Biot Y., Castilla C., Canto A. C., Matos J. C., García S., Perin R., Wanderli E. 1997. The impact of selective logging and forest conversion for subsistence agriculture and pastures on terrestrial nutrient dynamics in the Amazon. *Ciencia e Cultura Journal of the Brazilian Association for the Advancement of Science* 49 (1/2): 34-47.

Fragoso C., Lavelle P. 1992. Earthworm communities of tropical rain forests. *Soil Biol. Biochem* 24 (12): 1397-1408.

Gavriš E., Bollmann A., Epstein S., Lewis K. 2008. A trap for in situ cultivation of filamentous actinobacteria. *Journal of Microbiological Methods* 72: 257–262.

Gelsomino A., Anneke C., Wolters K., Cacco G., Van Elsas J. 1998. Assessment of Bacterial Community Structure in Soil by Polymerase Chain Reaction and Denaturing Gradient Gel Electrophoresis.

Gerdemann J. W., Nicolson T. H. 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society* 46: 235-244.

Goodfellow M., Williams S.T. 1983. Ecology of Actinomycetes. *Ann. Rev. Microbiol.* 37: 189-216.

Goodfellow M., Cross T. 1983. Classification. En: *The biology of the Actinomycetes*. Goodfellow M; Mordarski M & Williams S T. Academic Press INC. London.

Hace K., Denner E., Kuffner M., Piñar G., Handschur H., Lubitz W., Haslberger A. 2004. DGGE analysis and shot gun cloning 1 detects different actinomycete-communities in soils from fields under conventional and organic management.

Harry M., Jusseaume N., Gambier B., Sillam-Garnier E. 2001. Use of RAPD markers for the study of microbial community similarity from termite mounds and tropical soils. *Soil Biology & Biochemistry*. (33): 417 - 427

Heuer H., Krsek M., Baker P., Smalla S.K., Wellington E. 1997. Analysis of Actinomycete Communities by Specific Amplification of Genes Encoding 16S rRNA and Gel-Electrophoretic Separation in Denaturing Gradients. *Applied and Environmental Microbiology* 63 (8): 3233-3241.

Howeler R. H., Sieverding E. 1982. La importancia de las micorrizas en la absorción de fósforo por la yuca. *Suelos Ecuatoriales*, 12(2): 182-193.

Hyman M. R., Wood P. M. 1983. Methane oxydation by *Nitrosomonas europea*. *Biochemical Journal* 212: 31-37.

Ibekwe A.M, Kennedy A.C., Frohne P.S., Papiernik S.K., Yang C.H., Crowley D.E. 2002. Microbial diversity along a transect of agronomic zones. *FEMS Microbiology Ecology* 39 (3): 183–191

Instituto Geográfico Agustín Codazzi-IGAC. 1974. Estudio general de suelos de la parte occidental de la Intendencia del Caquetá. Bogotá.

Instituto Geográfico Agustín Codazzi-IGAC. 1979. La Amazonia colombiana y sus recursos. Proyecto Radargramétrico del Amazonas. PRORADAM. IGAC-CIAF. Primera edición. Talleres gráficos de Italgraf S.A. Bogotá. 590 p.

Instituto Geográfico Agustín Codazzi-IGAC. 1993. Aspectos ambientales para el ordenamiento territorial del occidente del departamento del Caquetá. Estudios en la Amazonia colombiana. IGAC, TROPENBOS.

Instituto Geográfico Agustín Codazzi-IGAC. 1996. Zonificación Ambiental para el Plan Modelo Colombo – Brasileiro (Eje Apaporis – Tabatinga: PAT). IGAC, SINCHI, UNAL.

Instituto Geográfico Agustín Codazzi-IGAC. 1997. Zonificación Ambiental para el Plan Modelo Colombo – Brasileiro (Eje Apaporis – Tabatinga: PAT). pp. 267 – 269.

Izquierdo P., Torres G., Barboza de Martínez Y. 2000. Análisis proximal, perfil de ácidos grasos, aminoácidos esenciales y contenido de minerales en doce especies de pescado de importancia comercial en Venezuela. *ALAN* 50 (2): 187-194.

Janos D. P. 1983. Tropical mycorrhizas, nutrient cycles and plant growth. En: *Tropical Rain Forest: Ecology and Management*. Blackwell Scientific Publications. Oxford, England: 327-345.

Jayasinghe D.B.A.T., Parkinson D. 2008. Actinomycetes as antagonists of litter decomposer fungi. *Applied Soil Ecology*. 38: 109-118.

Jiménez J., Sastre C. 1976. Algunos aspectos de suelos y vegetación de la cuenca del río Igará-Paraná. Fundación Universitaria Jorge Tadeo Lozano. Bogotá.

Junk W. J. 1984. Ecology of the varzea, floodplain of Amazonian white-water rivers. En: The Amazon. H. Sioli. Dr. W. Junk Publications.

Kaufman J.B., Uhl C. 1990. Interactions of anthropogenic activities, fire and rain forests in the Amazon basin. In: Fire in the tropical biota (Ecological studies 84). J.G. Goldammer Ed. Springer-Verlag, New York. p. 117- 133

Kern D.C., D'Aquino G., Rodrigues T.E., Franzão F.J.L., Sombroek W., Myers T.P., Neves E.G. 2003. Distribution of Amazonian Dark Earths in the Brazilian Amazon. In: Lehman et al (eds), Amazonian Dark Earths: Origin, properties, management. Kluwer Academic Publishers, the Netherlands: 51-75.

Klingebiel A.A., Montgomery P.H. 1961. Land capability classification. Agr. Handbook 210. USDA, Soil ConsService.

Landecker M. E. 1996. Fundamentals of the fungi. 4 edición. New jersey

León T., Cortés A., Pulido C. 1985. Efectos del sombrero y el mantillo sobre la producción de frijol (*Vigna unguiculata*) en condiciones amazónicas. Boletín Ecotr pica (12): 51-63

León T. 1992. Perspectivas de la investigación en suelos de la Amazonia colombiana. En: Amazonia colombiana diversidad y conflicto. COLCIENCIAS, CONIA, CEA. p 337-255.

Lindsay W. L., Vlek P. L. G. 1977. Phosphate minerals. En: J. B. Dixon & S. B. Weed eds. Minerals in soil environments. Soil Science Society of America. Madison, Wisconsin.

Lips J. M., Duivenvoorden J. F. 1990. Estudios de suelos en la Amazonia colombiana. TROPENBOS. Colombia.

Liu W., Marsh T., Cheng H., Forney I. 1997. Characterization of Microbial Diversity by Determining Terminal Restriction Fragment Length Polymorphisms of Genes Encoding 16S rRNA. *Appl. Environ. Microbiol.* 63: 4516-4522.

Madigan M.T., Martinko J.M., Parker J. 2004. *Biología de los microorganismos*. Pearson, Prentice Hall. 10ª edición. Cap. 17 y 19.

Malagón D. 2003. Ensayo sobre tipología de suelos colombianos- Énfasis en génesis y aspectos ambientales-. 2003. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.* 27 (104): 319-341.

Malagón D. 1998. El recurso suelo en Colombia. Inventario y problemática. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*. Vol. XXII (82):13-52.

Malagón D., Cortés A., Jiménez J. 1976. Caracterización, manejo y conservación de algunos suelos de la Amazonia colombiana, región Igará-Paraná. *Fundación Universitaria Jorge Tadeo Lozano, Bogotá*.

Mantilla A. J. 2008. Abundancia de bacterias diazótroficas en suelos del sur del Trapecio amazónico con potencial para el desarrollo de biofertilizantes. Tesis para optar por el título de Magister en ciencias biológicas. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá D.C. 150p.

Martínez L. J. 1993. La investigación en suelos del Guaviare: un criterio para definir líneas de acción en suelos de la Amazonia. *Rev. Colombia Amazónica*. Vol.6 No. 2. p 9-46.

Mejía M. 2010. Abonos orgánicos: Aplicaciones para una agricultura sostenible. En: *Red de Agricultura Sostenible*.

McCaig A., Glover A., Prosser J. 1999. Molecular Analysis of Bacterial Community Structure and Diversity in Unimproved and Improved Upland Grass Pastures. *Appl. Environ. Microbiol.* 65 (4): 1721-1730.

McGonigle T. P., Fitter A. H. 1990. Ecological specificity of vesicular-arbuscular mycorrhizal associations. *Mycological Research*, 94: 120-122.

Moyersoén B. 1993. Ectomicorrizas y micorrizas vesículo-arbusculares en Caatinga Amazónica del sur de Venezuela. *Scientia Guianae* 3: 33.

Murcia U. 2009. Monitoreo de los bosques y otras coberturas de la Amazonia colombiana. Uriel Gonzalo Murcia García Editor. Bogotá. Instituto Sinchi.

Murcia-García, U; Rendón, M. 2006. Estudios sobre ecosistemas en el sur de la Amazonia colombiana, estado del arte, 2006. Investigadores del Grupo de Investigación: Gestión de Información Ambiental y Zonificación del territorio: Amazonia colombiana. (Instituto SINCHI).

Murcia-García U. G. 2003. Análisis de los procesos de deforestación y praderización en las zonas de colonización de la Amazonia colombiana. Estudio de caso del departamento de Guaviare, periodo 1987-2001. Pontificia Universidad Javeriana. Tesis de grado M. Sc. Bogotá. 95p.

Olive M.D., Bean P. 1999. Principles and Applications of Methods for ADN-Based Typing of Microbial Organisms. *Journal of Clinical Microbiology*. 37 (6):1661-1669.

Ordoñez N. 1989. Evaluación de degradación de suelos en el área de colonización de San José del Guaviare. *Rev. Colombia Amazónica*. Vol.4 No. 1 P 41-52.

Páez R. 1990. Efecto del litter y fangos aluviales en el nivel de fertilidad de un suelo disturbado de la Amazonia colombiana. Tesis de Grado. Facultad de Agrología. Fundación Universitaria Jorge Tadeo Lozano. Bogotá.

Paul E. A., Clark F. E. 1989. *Soil microbiology and biochemistry*. 2 ed. Ed. Academic Press. San Diego, USA. 275 p.

Peña-Venegas C.P., J. C. Arias. 2009. Las leguminosas amazónicas y su importancia en la recuperación de suelos. *Revista Colombia Amazónica* (2): 161-172.

Peña-Venegas, C. P., Cardona G. I., Arguelles J. H., Arcos A. L. 2007. Micorrizas arbusculares del sur de la Amazonia colombiana y su relación con algunos factores fisicoquímicos y biológicos del suelo. *Acta Amazonica* 37 (3): 327-336.

Peña-Venegas C. P., Coy M. 2006. Elaboración y evaluación de abonos orgánicos fosfatados a partir de desechos de la pesca. *Suelos Ecuatoriales* 36 (1): 19-25.

Peña-Venegas C. P., Cardona G., Mazorra A. 2006. Micorrizas Arbusculares de la Amazonia colombiana. Catálogo Ilustrado. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas Sinchi. Primera edición. Scripto Ltda. 90 p.

Peña-Venegas C.P., Cardona G. I., Vargas G., Coy M. 2006. Recuperación de un suelo perdido: Investigaciones en zonas degradadas de la Amazonia colombiana. *Revista Colombia Amazónica*. p 181-190.

Philippot L., Germon J.C. 2005. *Soil Biology. Microorganisms in soils: Roles in Genesis and Functions*. Cap 8: Contribution of bacterial to initial input and cycling of nitrogen in soils. Springer – Verlag Berlin Heidelberg.

Phillips J.M., Hayman D.S. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assesment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55: 158-161.

Picard C., Ponsonnet C., Paget E., Nesme X., Simonet P. 1992. Detection and Enumeration of Bacteria in Soil by Direct ADN Extraction and Polymerase Chain Reaction. *Appl. Environ. Microbiol.* 58: 2717-2722.

Posada R. H., Franco L. A. 2006. El tiempo de establecimiento de pasturas y su relación con la micorriza arbuscular en paisajes de loma y vega. *Acta Biológica Colombiana* 11: 55-64

Proyecto Radargravimétrico del Amazonas-PRORADAM. 1979. Instituto Geográfico Agustín Codazzi INAC-CIAF.

Ramírez, M del C. 2010. Comparación de la abundancia y diversidad de actinomicetos en sistemas agroforestales con Arazá y Cocona bajo dos condiciones ecosistémicas en el departamento del Guaviare. Tesis Carrera de microbiología industrial. Facultad de Ciencias. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá. 50 p.

Ramírez A., Otalvaro D., Alvarez C., Pérez J.C., Osorio N.W. 2001. Efectos de organismos rizosféricos sobre la absorción de fosfato y el crecimiento de *Leucaena* en un Andisol. *Suelos Ecuatoriales* 31(2): 239-243.

Rodríguez J. L. 1990. Estudios de biomasa, composición química y dinámica del bosque amazónico. TROPENBOS. Colombia.

Rojas G. S. 1988. Estudios de fertilización en el cultivo de plátano. ICA. Bogotá.

Romero M., Sua S., Rodríguez N., Rudas G., Armenteras D. 2004. Sistema de indicadores de seguimiento de la política de biodiversidad en la Amazonia colombiana: Aspectos metodológicos y resultados. Instituto de Investigación de Recursos Alexander Von Humboldt. Serie: Indicadores de seguimiento y evaluación de la política de biodiversidad. 57p.

Rosado, A. 1997. Molecular Microbial Ecology: A Minireview. *Revista de Microbiología* 28; 135-147.

Saldarriaga J.G. 1994. Recuperación de la selva de tierra firme en el alto río Negro Amazonia. Colombiana-Venezolana. Tropenbos, Santafé de Bogotá, Colombia.

Schenck N.C., Y. Pérez. 1988. Manual for the identification of VA micorrhizal fungi. International Culture Collection of Arbuscular Mycorrhizal Fungi - INVAM. University of West Virginia. 241p.

Schlesinger W.H. 1977. Carbon balance in terrestrial detritus. *Annual Review of Ecology and Systematics* 8: 51-81.

Schlesinger W.H. 1984. Soil organic matter: a source of atmospheric CO₂. En: *The role of terrestrial vegetation in the global carbon cycle*. G.M. Woodwell ed. Wiley, New York.

Sinchi. 1999. Guaviare población y territorio. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas Sinchi. Bogotá. 194p.

Siquiera J.O., Rocha W.F., Oliveira E., Colozzi-Filho A. 1990. The relationship between vesicular-arbuscular mycorrhiza and lime: Associated effects on the growth and nutrition of Brachiaria grass. *Biol. Fertil. Soils* 10 (1): 65-71

Souza F. 2007. Diversidade das Comunidades Bacterianas em Solos de Terra Petra Antropogenica da Amazônia Central e Oriental. Universidad de Sao Paul. Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" Centro de Energía Nuclear na Agricultura. Tesis de Maestría em Ecología Aplicada.

Stürmer S. L., Siqueira J. O. 2008. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em Ecosistemas brasileiros. Em: Biodiversidade do solo em Ecosistemas brasileiros. Moreira, Siqueira & Brussaard (Eds.). Universidade Federal de Lavras. p 537-583

Sylvia D. M., Neal L. H. 1990. Nitrogen affects the phosphorus response of VA mycorrhiza. *New Phytologist* 115: 303-310.

Sylvia D., Fuhrmann J., Hartel P., Zuberer D. 1998. Principles and Applications of Soil Microbiology. Prentice Hall. New Jersey.

Sztern D. y M. Pravia. 1999. Manual para la elaboración de compost, bases conceptuales y procedimientos. Organización Panamericana de la Salud, Montevideo.

Teixeira W. G., Martins G.C. 2003. Soil physical characterization. In: Amazonia Dark Earths: Origin, properties, management. Lehmann et al. (eds.). Kluwer Academic Publishers. Printed in Netherlands: 271-286.

United States Department of Agriculture-USDA. 1998. Soil quality resources concerns: Soil Biodiversity. Soil Quality information Sheet.

Useche Y.M. 2003. Caracterización de bacterias y hongos solubilizadores de fosfato bajo tres usos de suelo en el sur del Trapecio amazónico. Trabajo de grado para optar por el título de bióloga. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología. Bogotá, Colombia. 157p.

Vallaes T., Persello-Cartieaux F., Rouard N., Lors C., Laguerre G., Soulas G. 1997 a. PCR-RFLP analysis of 16S rRNA, tdfA and tdfB genes reveals a

diversity of 2,4-d degraders in soil aggregates. FEMS Microbiol. Ecol. 24: 269-278.

Vera D. 2004. Diseño de una estrategia para la evaluación de atributos funcionales edáficos mediante sondas de ADN. Tesis de maestría interfacultades en microbiología. Facultad de Ciencias Universidad Nacional de Colombia – sede Bogotá. 105 p.

Wang Y., Zhang, Z. S., Ruan J. S., Wang Y. M., Ali S. M. 1999. Investigation of actinomycete diversity in the tropical rainforest of singapore. Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology. 23 : 178-187

Weber O.B., Baldani V.L.D., Teixeira K.R.S., Kirchhof G., Baldani J.I., Dobereiner J. 1999. Isolation and characterization of diazotrophic bacteria from banana and pineapple plants. Plant and Soil 210: 103–113.

Weyens N., Van Der Lelir D., Taghavi S., Newman L., Vangrosveld L. 2009. Exploiting plant-microbe partnerships to improve biomass production and remediation. Trends in Biotechnology. Vol. 27. No. 10. 591-598.

Woods W. I., Mann C. C. 2000. Earthmovers of the Amazon. Science 287:786-789.



**DINÁMICA DE
LOS SUELOS AMAZÓNICOS:
PROCESOS DE DEGRADACIÓN
Y ALTERNATIVAS PARA SU RECUPERACIÓN**



**Instituto
amazónico de
Investigaciones Científicas
SINCHI**