



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

**CARACTERÍSTICAS DEL SUELO EN UN BORDE SELVA-
POTRERO EN LOS TUXTLAS, VERACRUZ**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

B I Ó L O G A

P R E S E N T A:

NOHEMÍ ESCAMILLA HERNÁNDEZ

DIRECTOR DE TESIS:

DR. JAVIER FRANCISCO ÁLVAREZ SÁNCHEZ

2009





Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Hoja de datos del Jurado

1. Datos del alumno

Escamilla
Hernández
Nohemí
55712069
Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Ciencias
Biología
0900000027

2. Datos del tutor

Dr.
Francisco Javier
Álvarez
Sánchez

3. Datos del sinodal 1

Dra.
Christina Désirée
Siebe
Grabach

4. Datos del sinodal 2

Dra.
Silke
Cram
Heydrich

5. Datos del sinodal 3

Dra.
María Guadalupe
Barajas
Guzmán

6. Datos del sinodal 4

M. en C.
Irene
Sánchez
Gallen

7. Datos del trabajo escrito

Características del suelo en un borde selva-potrero en Los Tuxtlas, Veracruz

AGRADECIMIENTOS

Al proyecto SEMARNAT-CONACYT Restauración ecológica en la zona intertropical: el uso de los hongos micorrízicos arbusculares (2002-c01-668).

Al Dr. Javier Álvarez y la Dra. Silke Cram porque aparte de ser bellísimas personas y de gran calidad humana son excelentes maestros, gracias por todo su apoyo, confianza y sobre todo gracias por ayudarme en mi formación académica.

A mis sinodales: Dra. Christina Siebe, Dra. Guadalupe Barajas y M. en C. Irene Sánchez por sus valiosos comentarios.

A la Dra. Guadalupe Barajas por las asesorías en la parte de estadística de este trabajo.

A la M. en C. Irene Sánchez por la revisión detallada del trabajo y sus valiosos comentarios.

A la M. en C. Irene Sommer por la revisión cuidadosa del trabajo escrito y todos los comentarios realizados que fueron de gran importancia para la depuración de este trabajo.

A los integrantes del Grupo de Trabajo de Ecología del Suelo de la Facultad de Ciencias: Juan Carlos, Oswaldo, Lizbeth, Ernesto, Dulce, Irene, gracias por su ayuda en campo. A Marco por sus asesorías en el área de cómputo gracias.

A Dulce María Moreno por su valiosa ayuda en la elaboración del mapa.

Al Laboratorio de Análisis Físicos y Químicos del Ambiente (LAFQA), del Instituto de Geografía de la UNAM por permitirme realizar la parte experimental de este trabajo.

A la M. en C. Estela Carmona por su asesoría y apoyo en la realización de los experimentos de pH, textura, densidad aparente, fósforo y materia orgánica.

A la M. en C. Pilar Fernández por su asesoría y apoyo en la realización de los experimentos de actividad enzimática.

A la Q.F.B. Claudia Hernández por su asesoría y apoyo en la realización de los experimentos de capacidad de intercambio catiónico.

A la Dra. Lucy Mora por la determinación de los suelos.

A la Unidad de Análisis Ambiental de la Facultad de Ciencias (UNAAMB) por la realización de la determinación de textura.

Al M.en C. Manuel Hernández de la UNAAMB por la asesoría en la técnica de textura.

DEDICATORIAS

Son a muchos a quienes quisiera agradecer por apoyarme en la realización de este trabajo que sin su bendita ayuda no hubiera sido posible llegar a la meta. Al primero que quisiera agradecer es, a ese SER maravilloso que nos da la vida y nos ama infinitamente, gracias Señor por bendecirme con mi familia, amigos, maestros, conocidos.

A mis hermanas: Alicia, Myrna, Ana y Susana, a quienes amo profundamente, más que mis hermanas han sido para mí, mis maestras y amigas de la vida. Las quiero porque con su ejemplo, he aprendido a reír, a terminar metas, a soñar, a seguir a delante, a ser constante; porque, siempre creyeron en mí y no tengo palabras para agradecerles todo lo mucho que las quiero.

Sí así son mis hermanas, mis papás son increíbles. Tal vez no tengan títulos, grados o distinciones, pero eso no es necesario cuando en la vida, te enseñan a amar, a respetar, a creer, no solamente en ti, en Dios y en los demás. Les estoy, eternamente agradecida por mostrarme a mí y a mis hermanas un camino de valores, de entrega, de lucha y de servicio. Gracias, les dedico este trabajo, que no hubiera sido posible sin su ayuda. Los amo.

Esta meta, también se la quiero dedicar a todos mis familiares quienes me han apoyado y acompañado en diferentes momentos, en especial a mis tíos: Juan, Anita, Nacho, Pachita, Max, Jaime y Reyna; a mis cuñados: Rolando y Ricardo. A mi pequeña Sarahí, quien es mi sobrina consentida, me encanta jugar con ella, te quiero mucho Sarahí. A Elva que es prácticamente parte de nuestra familia, conocida como la manina, gracia por pervertirnos, jaja, no es cierto, gracias por contagiarnos de tu alegría y buen humor y, apoyarnos en todo momento.

Durante el desarrollo de este trabajo he aprendido que lo más importante en la vida es la amistad, gracias a ella la vida es más divertida y amena; se lo dedico también a:

A todos mis compañeros y amigos del laboratorio LAFQA, a Carlos, Rutis, José Luis, Odette, Jorge, Paulina, Alexandra, Pyli, el niño Daniel, Memo, Rosa, Alejandro, Raúl de Babilonia, gracias chicos, me divertí mucho con ustedes, que buenos momentos pasamos.

A mis compañeros y amigos de psicocibernética y de desarrollo, en especial a Enriqueta, Maru, Lulu, Violeta, Martha, Lucía y sobre todo a Victor. Victor, no sabes como te agradezco toda tu enseñanza, no tengo palabras para decirte todo lo que he aprendido, solo puedo decir, que eres un hermoso ser y ejemplo de vida, gracias.

A toda mi querida banda salsera, Marco, Zoe, Carlos, Itza, Mario, Ricardo, Redo, Adry, Yuri, Klau, Karla, Edgar, Ilse, espero sigamos compartiendo buenísimos momentos al son de la música. No saben, como agradezco haberlos conocido, gracias por todos los buenos momentos.

A mis amigas Vero, Gaby, Rox, las quiero mucho, quiero que sepan que siempre las tengo presentes. Gracias Vero por siempre darme una oportunidad de demostrarte mi amistad, Gaby gracias por todo tu apoyo y por siempre estar al pendiente, Rox gracias por ser una persona franca y sincera.

A Fernando débil, por sus amenas charlas y excusiones. Conste que te mencioné, eh!!, me debes una salida gratis, jaja, no es cierto.

Para todas aquellas personas que he conocido a lo largo del camino, gracias.

Gracias a todos!!!

ÍNDICE

RESUMEN	9
1. INTRODUCCIÓN	10
2. ANTECEDENTES	12
2.1 Definición, importancia y función del suelo.....	12
2.2 Parámetros físicos.....	13
2.2.1 Textura.....	13
2.2.2 Densidad aparente.....	16
2.2.3 Porcentaje de porosidad.....	18
2.3 Parámetros químicos.....	19
2.3.1 pH.....	19
2.3.2 Capacidad de intercambio catiónico.....	21
2.3.3 Cationes intercambiables: Na ⁺ ,K ⁺ ,Ca ²⁺ ,Mg ²⁺	23
2.3.4 Fósforo disponible.....	26
2.4 Parámetros biológicos.....	29
2.4.1 Carbono orgánico.....	29
2.4.2 Enzimas.....	32
2.4.3 Enzimas del suelo.....	33
2.4.4 Deshidrogenasa.....	36
2.5 Efecto de Borde.....	38
2.6 Resiliencia y resistencia	40
2.7 Manejo.....	41
3. OBJETIVOS	45
4. HIPÓTESIS	45

5.	SITIO DE ESTUDIO.....	46
5.1	Localización.....	46
5.2	Clima.....	48
5.3	Suelo.....	48
5.4	Vegetación.....	50
6.	MÉTODO.....	51
6.1	Muestreo.....	51
6.2	Análisis de laboratorio.....	54
6.3	Análisis de datos.....	55
7.	RESULTADOS.....	56
7.1	Perfiles.....	56
7.2	Parámetros físicos.....	59
	7.2.1 Textura.....	59
	7.2.2 Densidad aparente.....	61
	7.2.3 Porcentaje de porosidad.....	62
7.3	Parámetros químicos.....	63
	7.3.1 pH.....	63
	7.3.2 Capacidad de intercambio catiónico.....	64
	7.3.3 Cationes intercambiables: Na ⁺ ,K ⁺ ,Ca ²⁺ ,Mg ²⁺	65
	7.3.4 Fósforo disponible.....	69
7.4	Parámetros químicos.....	70
	7.4.1 Carbono orgánico.....	70

7.4.2	Deshidrogenasa.....	71
7.5	Correlaciones.....	72
8.	DISCUSIÓN.....	76
9.	CONCLUSIONES.....	81
10.	BIBLIOGRAFÍA.....	82
	APÉNDICES.....	99

RESUMEN

Desde hace décadas se han generado proyectos con la finalidad de restaurar la selva de Los Tuxtlas, Veracruz; en algunos de ellos se han introducido especies vegetales clave en las zonas deforestadas teniendo más éxito con la utilización de hongos micorrizógenos. Probablemente el conocimiento de las características del suelo brinde información que permita una mayor comprensión sobre el establecimiento de las especies vegetales introducidas, debido a que el suelo es uno de los componentes del ecosistema donde se realizan numerosas funciones vitales para el desarrollo de la estructura vegetal.

El presente trabajo tiene por objetivo conocer y analizar el impacto en las propiedades edáficas por el cambio de uso de suelo en un borde de selva-potrero. Para este trabajo fueron seleccionados dos fragmentos de selva cercanos al volcán San Martín. En cada fragmento se establecieron tres transectos de 100 m perpendiculares a la zona límite de borde. En cada transecto se determinaron cuatro ambientes que corresponden a las distancias de 0 m, 40 m, 60 m y 100 m de selva a potrero. Los 0 m corresponden a la zona selva-borde (punto de partida); los 40, 60 y 100 m son las distancias hacia el potrero. En cada uno de estos ambientes se analizaron parámetros físicos, químicos y uno biológico: densidad aparente, porcentaje de porosidad, textura, pH, porcentaje de carbono orgánico, fósforo asimilable, capacidad de intercambio catiónico (CIC), cationes intercambiables tales como Na^+ , K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} ; y actividad enzimática (deshidrogenasa); para estos análisis se utilizaron muestras compuestas.

Se observaron diferentes características del suelo entre los dos fragmentos que corresponden probablemente al tipo de suelo y su manejo. De este modo, el fragmento de 640 ha no presentó diferencias significativas (ANOVA simple 4 niveles, $p=0.05$) a lo largo del transecto (a excepción del Ca^{2+}), mientras que el fragmento de 211 ha presentó diferencias significativas (ANOVA simple 4 niveles, $p=0.05$) a lo largo del transecto en casi todo los parámetros con excepción del Na^+ y Mg^{2+} .

Desde un punto de vista ecológico es importante tomar en cuenta las propiedades del suelo de los fragmentos para diseñar métodos de restauración, rehabilitación y conservación más eficientes para estos ecosistemas.

1. INTRODUCCIÓN

Los suelos son cruciales para la vida en la Tierra. Las características del suelo ofrecen un hábitat para millones de organismos que van desde hongos, bacterias, protozoarios hasta comunidades de plantas superiores y animales. Para sostener esta gran diversidad de organismos, el suelo funciona como un laboratorio donde se realiza numerosos procesos que permiten el reciclaje de nutrientes, tales como la descomposición, los ciclos biogeoquímicos, la mineralización y la humificación (Lavelle y Spain 2001).

En el caso de la humificación se requiere de características del suelo como la textura, donde el humus se forma a partir de las uniones entre las arcillas y la materia orgánica formando complejos llamados “complejo arcilla-humus” que sirven como reservorio de nutrientes para las plantas y microorganismos del suelo, los cuales se van liberando paulatinamente garantizando el ingreso al compartimiento disponible del suelo durante muchos años (Brady y Weil 1999).

En estos procesos biológicos del suelo participan en su mayoría los microorganismos del suelo cuyas actividades ocurren bajo condiciones de aireación y humedad particulares, que se generan muchas de ellas a través de las propiedades físicas del suelo como es el caso de la estructura. Éstas se forman a partir de las uniones entre las partículas del suelo (arcillas, limos, arenas) obteniendo una variedad de formas (prismáticas, columnares y laminares, entre otras) que se presentan en función de la proporción de las partículas; las estructuras definen espacios porosos que dan origen al hábitat de cientos de miles de microorganismos; además, muchos de estos poros son utilizados como cámaras de intercambio gaseoso entre la atmósfera, mientras que otros son utilizados como contenedores de agua (Siebe *et al.* 1996, Lee y Pankurst 1992). El pH también juega un papel importante entre las comunidades de los microorganismos; por ejemplo, las condiciones de acidez favorecen el establecimiento de especies de hongos, mientras que las bacterias se ven favorecidas en un pH neutro o básico (Lee y Pankurst 1992).

Como se puede observar el suelo es considerado como una estructura que respira, que requiere de un aporte de materia orgánica y que genera productos de desecho que son

utilizados por diferentes cadenas tróficas que hacen posible la vida de numerosas especies que viven sobre la superficie de la tierra incluyendo al hombre.

Desde esta óptica, el suelo constituye una interfase entre la biósfera y la geósfera, manteniendo, regulando y controlando los procesos y flujos de sustancias a través de una serie de pasos intermedios que se regresan de nuevo.

Además de ser el hábitat de numerosos organismos y el lugar en dónde se llevan a cabo una parte importante de la mayoría de los ciclos de nutrientes, el suelo presenta muchas otras funciones como es la redistribución del agua en varios flujos hidrológicos. La precipitación llega al suelo siguiendo una ruta por infiltración ó escorrentía dependiendo de las características del suelo; así por ejemplo, en suelos con textura muy arcillosa y compacta, el agua de lluvia es transportada por escorrentía superficial, que en ocasiones da lugar a procesos de erosión debido a que hay un arrastre de la capa superficial del suelo donde se realizan numerosos procesos biológicos. Por otro lado, la textura arenosa es el otro extremo, donde el agua es totalmente infiltrada y no permite su retención por más tiempo impidiendo el establecimiento de muchas especies (Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003). De esta manera, la textura juega un papel importante tanto en los aspectos hidrológicos como en el establecimiento de numerosas especies.

La deforestación ha sido una de las principales causas por las que las características del suelo se han ido modificando; el grado de deterioro se encuentra en función de la intensidad de las actividades agrícolas o ganaderas. Estos cambios podrían representar un obstáculo para la introducción de especies nativas.

La selva de los Tuxtlas en México es un ejemplo de las selvas húmedas más deforestadas en todo el país; prácticamente ha desaparecido más del 80% quedando sólo pequeños manchones o islas. Estas selvas además de su exuberancia y riqueza se caracterizan por presentar contenidos de nutrientes bajos desde un punto de vista de fertilidad; sin embargo, la agricultura ha sido una de las principales causas de la deforestación seguida de la ganadería (Dirzo *et al.* 1997).

Por esta razón, el paisaje actual de la selva comprende un mosaico de campos agrícolas, ganaderos, vegetación secundaria y parches de vegetación original llamados fragmentos

(Guevara *et al.*, 2006). Los fragmentos (hábitat natural rodeado de tierras agrícolas y otras formas de uso del suelo) se clasifican por su tamaño y forma; dependiendo de estas características se ha encontrado mayor o menor impacto en la diversidad y riqueza de especies tanto animales como de plantas (Laurance *et al.* 2000). Otra característica de los fragmentos es que presentan una zona de borde desde el límite de la selva hacia el interior de la misma, donde se observa un efecto (llamado efecto de borde) que consiste en cambios en las condiciones microambientales en comparación con la selva original, lo que ocasiona a su vez cambios en la estructura de la comunidad (Williams-Linera *et al.* 1998; Laurance *et al.* 2001; Harper *et al.* 2005).

Debido a que se han encontrado diferencias microclimáticas y estructurales en la zona de borde, se desconoce el impacto que pudiera presentar el suelo en la zona de potrero. Se ha especulado mucho sobre cambios físicos y químicos entre la selva y el potrero; como ejemplo de ello se ha mencionado una mayor compactación en la zona de potrero así como una disminución de nutrientes, materia orgánica y pH, entre otros (Reiners *et al.* 1994, Dechert *et al.* 2004, Toledo-Aceves y García-Oliva 2008), y se ha sugerido que estos cambios pudieran representar un obstáculo para la sobrevivencia de plántulas en una futura restauración.

El objetivo de este estudio fue determinar las diferencias edáficas en el borde entre la selva y el potrero. Esta investigación forma parte del proyecto SEMARNAT-CONACYT 2002-c01-668, cuyo objetivo es generar conocimientos sobre la estructura y funcionamiento de la selva así como establecer criterios para su restauración.

1. ANTECEDENTES

1.1. Definición, importancia y funcionamiento del suelo

Existen varias definiciones del suelo, destacando la siguiente: de acuerdo a Doran *et al.* (1999) el suelo es un cuerpo dinámico, viviente y natural que es vital para el funcionamiento de los ecosistemas terrestres y representa un balance único entre la materia viva y muerta.

El suelo es un sistema compuesto por tres fases: sólida, líquida y gaseosa. La fase sólida, también llamada matriz del suelo, consiste en una mezcla de minerales y material orgánico que representa el esqueleto de un suelo. La fase gaseosa, también llamada aire o atmósfera del suelo, corresponde a una mezcla de gases. La fase líquida es llamada la solución del suelo, y está compuesta por agua, materiales coloidales y sustancias disueltas (Hillel 1998, Tan 1998).

En un suelo se llevan a cabo partes esenciales de los ciclos de varios nutrientes importantes tales como C, N, P y S. La importancia de proteger un suelo determinado, radica en que es un recurso no renovable en el tiempo de vida humano (Jenny 1980, en Doran *et al.* 1999), ya que para que un suelo se regenere a su estructura original se requieren de periodos geológicos (Eswaran 1994). La cantidad de suelo que se forma, algunas veces, sólo es de algunos milímetros por siglo (Barrow 1991).

Dentro de las funciones del suelo se encuentran: a) soporte de la vegetación, b) captura de la humedad por medio de la infiltración y almacenamiento del agua, c) reciclaje de nutrientes (ciclos biogeoquímicos), d) hábitat de muchos organismos, e) proveedor de recursos para el hombre (alimento, construcción), y f) mantenimiento del ecosistema (Muckel y Mausbach 1996, Lal 1997).

1.2. Parámetros Físicos

2.2.1 Textura

Es la proporción relativa de arcillas (<0.002 mm de diámetro), limos (0.002 a 0.05 mm de diámetro) y arenas (>0.05 mm de diámetro), intervalos establecidos por United States Department of Agriculture (USDA) (Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003). La importancia de esta propiedad se debe a que determina las condiciones de drenaje del suelo, la capacidad de retención de humedad, la cantidad y tamaño de poros y el desarrollo de las raíces (Tan 2005).

De acuerdo a las proporciones de las partículas (arcillas, limos y arenas), se establecieron 12 clases texturales (Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003) que corresponden a distintos comportamientos frente al agua y a la respuesta de las plantas (Porta *et al.* 2003) (Cuadro 1). Para tener una idea general de las condiciones del suelo, las clases texturales se agrupan en tres grupos: suelos arenosos (con más del 70% de arenas y menos del 15% de arcillas), suelos francos (con un porcentaje de arcillas entre el 15% y 40%) y suelos arcillosos (con más del 40% de arcillas) (Brady y Weil 1999) (Cuadro 1).

Cuadro 1. Clases texturales y su correspondiente nombre común (Brady y Weil 1999).

Nombres de las clases texturales de los suelos	Nombre común
1. Arenosa	Suelos arenosos (menos del 15% de arcillas)
2. Arenosa-franca	
3. Franco-arenosa	Suelos Francos (entre el 15% y 40% de arcillas)
4. Franca	
5. Franca-limosa	
6. Limosa	
7. Franco-arcillo-arenosa	
8. Franco-arcillo-limosa	
9. Franco-arcillosa	Suelos arcillosos (más del 40% de arcillas)
10. Arcillo-arenosa	
11. Arcillo-limosa	
12. Arcillosa	

El predominio de alguna de las partículas (arcillas, limos o arenas) le confieren al suelo propiedades y comportamientos característicos (Cuadros 2 y 3). De acuerdo a lo anterior la textura influye en propiedades como el pH, la capacidad de intercambio catiónico, la densidad aparente (compactación), la porosidad y la materia orgánica (Brady y Weil 1999, Silver *et al.* 2000, Porta *et al.* 2003) (Cuadro 3).

Según Tan (2005), los principales factores que influyen en el desarrollo de la textura son las rocas y los minerales a partir de los que se desarrolla un suelo, también llamado material parental y el clima. En Los Tuxtlas, Veracruz cuyo clima es cálido húmedo y el material parental es de origen volcánico, se han reportado diferentes tipos de textura: franco-arenosa, franco-limosa, franco-arcillosa y arcillosa (Sommer-Cervantes *et al.* 2003, Ríos 2006), siendo esta última la dominante (Campos 2006).

Cuadro 2. Influencia generalizada del predominio de alguna de las partículas (arenas, limos o arcillas) sobre el comportamiento de los suelos (Brady y Weil 1999).

Comportamiento	Arenas	Limos	Arcillas
Capacidad de retención del agua	Bajo	Medio a alto	Alto
Aireación	Bueno	Medio	Pobre
Velocidad de drenaje	Alto	Bajo a medio	Muy lento
Descomposición de la materia orgánica	Rápido	Moderado	Lento
Susceptibilidad a la erosión del viento	Moderado (alta en arena fina)	Alto	Bajo
Susceptibilidad a la erosión del agua	Bajo (a excepción de la arena fina)	Alto	Bajo
Potencial de encogimiento-expansión	Muy bajo	Bajo	Moderado a

			muy alto
Facilidad de labranza después de la lluvia	Bueno	Medio	Pobre
Potencial para el lavado de contaminantes	Alto	Medio	Bajo
Capacidad de almacén de nutrientes para las plantas	Pobre	Medio a alto	Alto

Cuadro 3. Influencia generalizada del predominio de alguna de las partículas (arenas, limos o arcillas) sobre las propiedades de los suelos (Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003¹).

Propiedades	Arenas	Limos	Arcillas
Resistencia al cambio del pH	Bajo	Medio	Alto
Capacidad de intercambio catiónico ¹	Bajo	Medio	Alto
Macroporosidad ¹	Alto	Medio	Bajo
Microporosidad ¹	Bajo	Medio	Alto
Compactibilidad	Bajo	Medio	Alto
Nivel de materia orgánica	Bajo	Medio a alto	Alto a medio

2.2.2 Densidad aparente

Es definida como la masa de suelo seco por unidad de volumen; este volumen incluye tanto sólidos como poros (Cambell y Henshall 1991, Brady y Weil 1999, Grossman y Reinsch 2002). Usualmente se expresa en gramos por centímetro cúbico (gcm^{-3} ; equivalente a Mgm^{-3}) (Brady y Weil 1999).

La densidad aparente es un indicador de la compactación del suelo que afecta al sistema radicular de las plantas, ya que reduce la capacidad de la planta para obtener nutrientes del ambiente edáfico debido a la resistencia mecánica que ofrece el suelo ante la penetración radicular; además, restringe el suministro de aire y agua a las raíces de las plantas por la disminución de espacios porosos favoreciendo la formación de productos

tóxicos como el dióxido de carbono y etileno (Landon 1991, Chapin *et al.* 2002, Tan 2005). Cuando la densidad aparente es muy baja las plantas presentan dificultades de anclaje (Tan 2005).

Los principales parámetros edáficos que afectan la densidad aparente son la textura y la materia orgánica (Brady y Weil 1999, Alvarado y Forsythe 2005, Tan 2005). La densidad aparente disminuye cuando la textura es más fina y homogénea (a excepción de los suelos arcillosos) (Brady y Weil 1999) y cuando aumenta la cantidad de materia orgánica en el suelo (Brady y Weil 1999, Tan 2005). De acuerdo a lo anterior, Brady y Weil (1999) reportan valores de densidad aparente entre 0.1 y 2.0 gcm^{-3} que van desde Histosoles hasta Vertisoles (Cuadro 4). Tan (2005) los agrupa en tres rangos: muy bajo, bajo y alto (Cuadro 4).

Dentro de los factores que afectan la densidad aparente se encuentran las prácticas de manejo como la agricultura, ya que ocurre un incremento en la densidad aparente por el uso de maquinaria pesada y la pérdida de materia orgánica (Landon 1991, Brady y Weil 1999, Dechert *et al.* 2004, Tan 2005); por otro lado, en potreros se ve afectada por el peso del ganado (Rasiah *et al.* 2003, Martínez y Zinck 2004) y en suelos forestales por la tala y traslado de árboles con maquinaria pesada (Brady y Weil 1999).

De acuerdo a Alvarado y Forsythe (2005) los suelos tropicales presentan densidades bajas ($0.87 - 1.29 \text{ gcm}^{-3}$) debido al material parental y la mineralogía de las arcillas; los valores más bajos corresponden a los andisoles por ser de origen volcánico y los más altos corresponden a los vertisoles por el alto contenido de esmectitas (Cuadro 5).

Cuadro 4. Intervalo de valores para la densidad aparente de acuerdo a Tan (2005) y tipo de suelos según Brady y Weil (1999).

Densidad aparente (gcm^{-3}) (Tan, 2005)	Evaluación (Tan, 2005)	Tipo de suelos (Brady y Weil, 1999)	Características (Tan, 2005)
< 1.0	Muy bajo	Epipedones hísticos, histosoles y	Alto contenido de materia orgánica

		andisoles	
1- 1.5	Bajo	Suelos cultivables (arcilloso y franco limoso)	Condiciones favorables del suelo para el crecimiento de las plantas. Buena estructura y muchos espacios porosos para un óptimo balance de aire y agua.
1.8 – 2	Alto	Vertisoles cuando están secos	Condiciones físicas del suelo pobres para el crecimiento de las plantas. Suelos usualmente compactados y contienen relativamente pocos espacios porosos.

Cuadro 5. Intervalo de valores de densidad aparente en siete tipos de suelos tropicales (Alvarado y Forsythe 2005).

Tipo de suelo	Intervalo (gcm ⁻³)	Promedio (gcm ⁻³)
Entisol	0.88 - 1.35	1.12
Inceptisol	0.67 - 1.71	1.21
Andisol	0.55 - 1.12	0.87
Mollisol	0.98 – 1.65	1.20
Alfisol	0.60 – 1.41	1.03
Ultisol	0-.53 – 1.50	0.96
Vertisol	0.98 – 1.78	1.29

En los suelos de los Tuxtlas, Veracruz se reportan densidades promedio de 0.46 gcm⁻³ (Ríos 2006) y 0.89 gcm⁻³ (Sommer-Cervantes *et al.* 2003) (Cuadro 18).

2.2.3 Porcentaje de porosidad

El término de porosidad se define como el volumen del espacio poroso, cuantificado como un porcentaje. La porosidad es un índice del espacio relativo de los poros en un suelo (USDA, 1993), el cual se obtiene relacionando la densidad aparente y la densidad real. La densidad real también llamada *densidad de las partículas* (particle density) es definida

como la masa por unidad de volumen de suelo sólido, y se distingue de la densidad aparente debido a que no considera los espacios porosos, sólo considera las partículas que lo conforman (arcillas, limos y arenas) (Brady y Weil 1999). La porosidad permite el movimiento del aire y agua, así como, la retención de la humedad en el suelo (Tan 2005). Los valores varían de 25% en subsuelos compactados, a más de 60% en suelos con agregados bien formados y un alto contenido de materia orgánica (Brady y Weil 1999). Estos valores dependen en gran medida del tipo de textura y origen del suelo (Cuadro 6)

Cuadro 6. Intervalos de valores del porcentaje de porosidad (Tan 2005 y Hillel 1998¹).

Tipo de suelo	Porcentaje de porosidad
Arenoso	35% - 50%
Arcilloso y limoso	40% - 60%
Suelos derivados de cenizas volcánicas ¹ .	60% - 80%

En Los Tuxtlas, Veracruz, se reportan valores promedio del porcentaje de porosidad de 58% (Sommer-Cervantes *et al.* 2003) hasta del 80% (Ríos 2006) (Cuadro 18).

2.3 Parámetros químicos

2.3.1 pH

El pH es un parámetro químico que mide el grado de acidez o basicidad, refiriéndose la acidez la concentración de iones H⁺ y la basicidad la concentración de iones OH⁻ en una solución (Tan 1998, Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003). Este parámetro se calcula mediante la siguiente fórmula:

$$\text{pH} = -\log [\text{H}^+]$$

El pH es una de las variables más importantes debido a que afecta todas las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo. Ejemplo de ello es el control de la disponibilidad de nutrientes y reacciones microbianas, determina el tipo de vegetación predominante en un paisaje bajo condiciones naturales, el tipo de cultivo óptimo, actúa como barrera de muchos contaminantes impidiendo su paso al manto freático o arroyos, influye en la estabilidad de los agregados; además, se le asocia con otros parámetros como la capacidad de intercambio catiónico y el porcentaje de saturación de bases (Brady y Weil 1999).

Dependiendo del grado de acidez o basicidad del suelo, se han establecido intervalos de pH de acuerdo a USDA (1971), y pueden ser agrupados (Brady y Weil 1999) de acuerdo a los suelos de las regiones en los que se encuentran (Cuadro 7). Estos valores de pH fueron determinados en agua (1:2.5) (Porta *et al.* 2003).

En las regiones tropicales los suelos son comúnmente ácidos, lo cual puede deberse a factores naturales como es alta la precipitación que genera una lixiviación de cantidades apreciables de bases intercambiables (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ y Na^+), dejando como los iones dominantes al Al^{3+} e H^+ en la solución del suelo (que se consideran los principales responsables de la acidez) (Brady y Weil 1999). Otros factores naturales son los ácidos orgánicos e inorgánicos producto de la descomposición de la materia orgánica, la respiración de las raíces de las plantas que liberan CO_2 que al combinarse con el agua produce H_2CO_3 (Tan 1998), los componentes del suelo (silicatos, óxidos de Al y Fe, ácidos solubles) y la posición topográfica (por la entrada de aguas con protones o por la pérdida de bases) (Porta *et al.* 2003). Como factores antropogénicos se encuentran los fertilizantes químicos, la lluvia ácida, fuente de ácido nítrico y sulfúrico, y los depósitos de desechos orgánicos ácidos, entre otros (Brady y Weil 1999). De los factores anteriores se cree que el Al, Fe y Mn solubles son los principales responsables de la acidez en los suelos tropicales (Tan 1998).

Cuadro 7. Intervalos de pH encontrados comúnmente en regiones húmedas y áridas del suelo mineral (Porta *et al.* 2003).

pH	Evaluación	Tipo de suelo
----	------------	---------------

< 4.5	Extremadamente ácido	Turba
4.5-5.0	Muy fuertemente ácido	
5.1-5.5	Fuertemente ácido	Suelos de regiones húmedas
5.6-6.0	Medianamente ácido	
6.1-6.5	Ligeramente ácido	
6.6-7.3	Neutro	Suelos de regiones húmedas y áridas
7.4-7.8	Medianamente básico	Suelos de regiones áridas
7.9-8.4	Básico	
8.5-9.0	Ligeramente alcalino	
9.1-10.0	Alcalino	
>10	Fuertemente alcalino	

El pH se correlaciona positivamente con la capacidad de intercambio catiónico (CIC); esto se debe probablemente al tipo de cationes dominantes en el intervalo de pH; en condiciones ácidas los cationes dominantes son los iones Al^{3+} e H^+ , los cuales forman enlaces permanentes con los coloides del suelo y restringen el intercambio con otros cationes intercambiables ocasionando una disminución en la CIC, mientras que en condiciones alcalinas los cationes dominantes son el Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ y Na^+ , por lo que la CIC aumenta (Brady y Weil 1999). De acuerdo a lo anterior en suelos ácidos la CIC disminuye mientras que en suelos alcalinos la CIC aumenta.

Por otro lado, una de las propiedades más importantes del pH es la resistencia a ser modificado ante una adición ácida o alcalina; a esta resistencia se le denomina "buffering capacity" ó *capacidad de amortiguamiento* (Tan 1998, Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003). Esta capacidad es importante porque evita el daño a plantas y microorganismos del suelo ante fluctuaciones severas del pH (Brady y Weil 1999), sirve como filtro de contaminantes coloidales o disueltos (Tan 1998) e influye en la cantidad de enmienda o mejoradores (cal o sulfuro) para cambiar al pH deseado (Brady y Weil 1999).

La capacidad de amortiguamiento está asociada de manera proporcional con tres parámetros: porcentaje de arcillas, materia orgánica y capacidad de intercambio catiónico (Porta *et al.* 2003). Por esta razón, un suelo no varía su pH rápidamente a menos de que

el suelo haya sido sometido durante mucho tiempo a fuertes modificaciones (Cambell y Henshall 1991, Brady y Weil 1999, Grossman y Reinsch 2002).

El pH reportado en la sierra de Los Tuxtlas comprende valores extremadamente ácidos de 4.5 hasta neutros 7, y los valores dominantes están en el intervalo de 4.5 a 5.3, de reacción fuertemente ácida (Campos 2006) (Cuadro 18).

2.3.2 Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

La capacidad de intercambio catiónico se define como la suma de cargas de cationes intercambiables que un suelo puede adsorber (Brady y Weil 1999), y se expresa en términos de moles de cargas positivas adsorbidas por unidad de masa. De acuerdo al Sistema Internacional de Unidades, la CIC se mide en centimoles de carga positiva por kilogramo de suelo que se expresa como $\text{cmol}(+)\text{kg}^{-1}$ o bien como cmolkg^{-1} (Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003, Tan 2005).

La importancia de esta propiedad radica en el control de la disponibilidad de nutrientes para las plantas y microorganismos (Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , entre otros); interviene en los procesos de floculación-dispersión de las arcillas y, por consiguiente, en el desarrollo de la estructura y estabilidad de los agregados y determina el papel del suelo como depurador natural al permitir la retención de elementos contaminantes incorporados al suelo (Brady y Weil 1999, Chapin *et al.* 2002, Porta *et al.* 2003, Tan 2005).

La CIC es afectada por el tipo de textura, la materia orgánica y el pH. Con respecto a la textura, las arcillas son las partículas que presenta mayor CIC por su alta superficie específica y por las cargas (generalmente negativas) en los bordes, a diferencia de las arenas que presentan baja CIC por su baja superficie específica y ausencia de cargas. Por esta razón, texturas como la franco-arcillosa (22-40 % arcillas) presentan valores altos y texturas como la arenosa-franca (< 70% arenas) presentan valores muy bajos (Cuadro 8). En el caso de la materia orgánica, los coloides orgánicos ácidos húmico y fúlvico, son las partículas del suelo con mayor CIC incluso que las arcillas, ya que presentan valores de $100\text{-}300 \text{ cmol}(+)\text{kg}^{-1}$ (Cuadro 8). El pH se correlaciona positivamente con la CIC, de este modo suelos más ácidos como los tropicales (ejemplo Ultisoles) presentan valores muy bajos, en cambio suelos más básicos presentan valores más altos, como los encontrados en las zonas áridas (ejemplo los Natrargids) (Cuadro 9).

Desde un punto de vista de fertilidad de suelo, la CIC se puede agrupar en cinco categorías (Landon 1991) (Cuadro 10). De acuerdo a estas categorías los suelos tropicales presentan valores de muy bajos a bajos. Sin embargo para los suelos tropicales de Los Tuxtlas, Veracruz, se han reportado valores de medios a altos (Cuadro 11 y 18) .

Cuadro 8. Intervalos de valores de la capacidad de intercambio catiónico para diferentes tipos de textura y coloides del suelo a pH=7, según Brady y Weil (1999) y Porta *et al* (2003).

TEXTURA	Partículas dominantes (arcillas, limos, arenas)	CIC (cmol(+)kg ⁻¹)
Arenosa-franca	Más del 70% arenas	0-3
Franco-arenosa	50-70% arenas	3-15
Franco-limosa	Más del 50% limos	10-31
Franco-arcillosa	22-40% arcillas	18-42

Cuadro 9. Intervalos de CIC en suelos de superficie mineral en diferentes regiones con su correspondiente pH (Brady y Weil 1999).

Parámetros	Suelos de regiones húmedas (tropical) y templadas (Ultisol)	Suelos de regiones húmedas frías (Alfisol)	Suelos de regiones semiáridas (Ustoll)	Suelos de regiones áridas (Natragids) ^a
CIC (cmol(+)kg ⁻¹)	3-12	12-18	20-26	20-26
pH (aproximado)	5.0-5.4	5.6-6.0	7	8-10

^a Significa saturación de sodio

Cuadro 10. Intervalos de valores de la capacidad de intercambio catiónico desde un punto de vista agronómico (Landon 1991).

CIC (cmol(+)kg ⁻¹)	Intervalo	Interpretación
--------------------------------	-----------	----------------

> 40	Muy alto	Normalmente bueno para suelos agrícolas
25-40	Alto	
15-25	Medio	Normalmente satisfactorio para la agricultura Marginal para la irrigación
5-15	Bajo	
< 5	Muy bajo	Poca reserva de nutrientes, usualmente inadecuado para la irrigación

Cuadro 11. Intervalos de capacidad de intercambio catiónico en cinco órdenes de suelo en los Tuxtlas, Veracruz, según Sommer-Cervantes *et al.* (2003).

Orden de suelo	CIC cmol(+) kg^{-1}
Cambisol	18
Regosol	16-33
Lixisol	19-38
Andosol	39-45
Gleysol	25-39

2.3.3 Cationes intercambiables: Na^+ , K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+}

El K^+ , Ca^{2+} , y Mg^{2+} se consideran macronutrientes esenciales para el crecimiento de las plantas, no así el Na^+ . Aunque todos estos cationes se encuentran en la materia orgánica, su principal fuente se encuentra en los minerales del suelo (Cuadro 12).

El Na^+ es uno de los cationes más lábiles en el suelo por su gran solubilidad en el agua y dificultad para precipitar. Su mayor importancia radica en sus efectos sobre las propiedades del suelo; grandes cantidades de este elemento ($>1 \text{ cmolkg}^{-1}$) ocasionan dispersión en las partículas del suelo y en consecuencia la disminución e incluso pérdida de la estructura y porosidad del mismo, lo que produce incapacidad de penetración por las raíces de la vegetación. Además, grandes cantidades de este elemento ocasionan un medio lo suficientemente alcalino para dañar las paredes celulares. En las regiones húmedas o subhúmedas el Na^+ proviene generalmente de minerales como feldespatos sódicos o plagioclasas (Tan 2005) (Cuadro 12). En la selva de Los Tuxtlas se reportan niveles bajos de sodio con un promedio de 0.2 cmolkg^{-1} , con un máximo 0.7 cmolkg^{-1} y un mínimo de $0.001 \text{ cmolkg}^{-1}$ (Campos 2006) (Cuadro 18).

Cuadro 12. Características importantes de cuatro cationes intercambiables: K^+ , Na^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} , según Tan (2005).

Características	K^+	Na^+	Ca^{2+}	Mg^{2+}
Macronutrientes	Sí	No	Sí	Sí
Principal fuente de minerales primarios del suelo (aluminio-silicatos)	<ul style="list-style-type: none"> Feldespatos potásicos (ortoclasas) y Micas (muscovita y biotita) 	<p>En regiones húmedas y subhúmedas</p> <ul style="list-style-type: none"> Feldespatos sódicos o plagioclasas (albita) 	<ul style="list-style-type: none"> Calcitas, aragonita, dolomita, yeso Hornblenda y apatita 	<ul style="list-style-type: none"> Ferromagnesianos (hornblenda y olivino) Micas (biotita)
Concentración en suelo	Generalmente bajo. En suelos ácidos: $100-200 \text{ kg ha}^{-1}$	Na Total = 0.63%	Muy bajo en suelos fuertemente ácidos	Mg total = 0.5%
Concentración en la solución del suelo	Generalmente bajo. Nivel bajo: 5 mg l^{-1}	<ul style="list-style-type: none"> Promedio = 10 mg l^{-1} Suelos salinos = 351 mg l^{-1} Suelos salino-sódicos = 1828 mg l^{-1} 	Intervalo: 1.7 mM a 9.4 mM	10 mg l^{-1}
Importancia en las plantas	<ul style="list-style-type: none"> Necesario en la formación de carbohidratos y translocación de azúcares Favorece la permeabilidad celular Ofrece resistencia ante diversas enfermedades 	No es un nutriente esencial para el crecimiento de las plantas	<ul style="list-style-type: none"> Importante en la formación de la pared celular Importante en el funcionamiento de la membrana celular 	<ul style="list-style-type: none"> Constituyente esencial de la clorofila, vital en la fotosíntesis Catalizador o activador en varias reacciones enzimáticas
Importancia en las propiedades del suelo		En altas concentraciones se comporta como un dispersor de coloides, el cual afecta algunas propiedades del suelo como la estructura del suelo, la porosidad, entre otras	<ul style="list-style-type: none"> Incrementa el pH en suelos ácidos Favorece el desarrollo de la estructura del suelo 	

Por su parte, el K^+ es un macronutriente esencial para el crecimiento de las plantas, se encuentra en la materia orgánica siendo los minerales del suelo su principal fuente

(Cuadro 12). En las plantas se encuentra en solución móvil, aunque en algunos casos se puede presentar en componentes orgánicos de potasio ó en el tejido de las plantas; su importancia radica en la formación de carbohidratos y translocación de azúcar y se cree que incrementa la permeabilidad de la membrana y hace a las plantas resistentes a varias enfermedades (Tan 2005). En la selva de Los Tuxtlas Sommer-Cervantes *et al.* (2003) reportan cantidades que van de 0.2 a 2.6 cmolkg^{-1} , las cuales consideran adecuadas para la selva.

El Ca^{2+} es el nutriente con mayor concentración en la solución del suelo (Tan 2005). Es de gran importancia tanto para las plantas como para las propiedades del suelo (Cuadro 12). Generalmente, en suelos ácidos como los Alfisoles, Ultisoles y Oxisoles, las concentraciones de calcio son muy bajas debido a los procesos de lixiviación (Landon 1991, Tan 2005). Se sabe que los iones de Ca^{2+} tienen una gran afinidad por los fosfatos, pero se desconoce la interacción sobre la disponibilidad hacia la planta (Landon 1991). En la selva de Los Tuxtlas se han reportado cantidades altas de Ca^{2+} en comparación con otras selvas de mayor intemperismo como el Amazonas (Laurence *et al.* 1999, Araujo *et al.* 2004, Martínez y Zinck 2004), siendo en Los Tuxtlas el promedio de 5.3 cmolkg^{-1} con máximo de 41.2 cmolkg^{-1} y mínimo de 0.23 cmolkg^{-1} (Campos 2006) (Cuadro 18).

El ion Mg^{2+} , es otro de los macronutrientes esenciales para el crecimiento de las plantas, importante en la fotosíntesis y en las reacciones enzimáticas (Cuadro 12). Su principal fuente se encuentra en los minerales del suelo como olivinos y biotitas. En la selva de Los Tuxtlas, al igual que el Ca^{2+} también se han reportado cantidades altas en comparación con otras selvas, debido probablemente al origen volcánico de los suelos y su temprana etapa de desarrollo (Flores-Delgadillo *et al.* 1999). Sommer-Cervantes *et al.* (2003) reportan cantidades que van desde 1.5 a 10.2 cmolkg^{-1} , con un promedio de 5.3 cmolkg^{-1} , las cuales son consideradas como adecuadas para la selva (Cuadro 18).

Desde un punto de vista agrícola, Landon (1991) categoriza los valores de cationes intercambiables en dos intervalos, alto y bajo (Cuadro 13).

Cuadro 13. Intervalos de cationes intercambiables K^+ , Na^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} desde un punto de vista agrícola para suelos tropicales, según Landon (1991).

Catión intercambiable	Nivel bajo ($cmol(+)Kg^{-1}$)	Nivel alto ($cmol(+)Kg^{-1}$)
K^+	< 0.2	> 0.6
Na^+	-	> 1
Ca^{2+}	< 4	> 10
Mg^{2+}	< 0.5	> 4

2.3.4 Fósforo disponible

El fósforo es un nutriente esencial tanto para las plantas como para los animales (Brady y Weil 1999, Tan 2005). En general, el fósforo es importante para el desarrollo de las raíces, formación de semillas y madurez de la planta. Es el componente esencial del ATP (trifosfato de adenosina, coenzima requerida en toda la biosíntesis y reacciones catabólicas celulares), del ADN y del ARN (responsables de la herencia genética y producción de proteínas, respectivamente) (Brady y Weil 1999, Tan 2005).

Las principales fuentes orgánicas del fósforo son fosfatos de inositol, ácidos nucleicos (ADN y ARN) y fosfolípidos; las inorgánicas son las varicita-strengitas y las apatitas (Landon 1991, Tan 2005). A partir de estas fuentes, el fósforo sigue desdoblándose formando tres grupos generales: fósforo orgánico, fósforo inorgánico unido al Ca^{2+} y fósforo inorgánico unido al Al^{3+} y Fe^{3+} . Estos grupos funcionan como contenedores de los iones $H_2PO_4^-$ y $H_2PO_4^{-2}$, los cuales son iones que se liberan en la solución del suelo mediante un pH adecuado y son la única forma mediante la cual, las plantas pueden obtener el fósforo del suelo (Brady y Weil 1999).

La disponibilidad del P depende de factores como el pH y la materia orgánica, así como de la capacidad de fijación del P (Uehara y Gillman 1981, Brady y Weil 1999, Tan 2005). De este modo, los niveles de fósforo disponible para las plantas en el suelo aumentan cuando se encuentra bajo un pH entre 6 y 7 (Brady y Weil 1999, Olander y Vitousek

2004) y cuando aumenta el porcentaje de materia orgánica, especialmente la fracción activa. Por otro lado, la disponibilidad del fósforo disminuye cuando aumenta la capacidad de fijación del P (Brady y Weil 1999, Salas *et al.* 2003); ésta se define como el número total de sitios sobre la superficie de las partículas capaces de reaccionar con los iones fosfatos (Brady y Weil 1999). Esta propiedad está estrechamente ligada con el pH, textura y mineralogía de las arcillas del suelo (Brady y Weil 1999). Con respecto al pH, la capacidad de fijación aumenta a valores de pH extremos por ejemplo; en suelos ácidos la capacidad de fijación es alta debido a la presencia de óxidos e hidróxidos de Al y Fe, así como en suelos alcalinos por la presencia de carbonatos de calcio (Fearnside 1984, Brady y Weil 1999, Sommer *et al.* 2003, Tan 2005). Con respecto a la textura, la capacidad de fijación es alta cuando aumenta el porcentaje de arcillas; finalmente, con respecto a la mineralogía, los alofanos de origen volcánico son las partículas con mayor capacidad de fijación, ya que retienen más del 80% de fósforo en el suelo, le siguen los cristales de óxidos de Al, Fe y Mn (Brady y Weil 1999, Sommer *et al.* 2003).

Por otro lado, se ha reportado que la fijación del fósforo aumenta con la edad de las partículas debido a que el fósforo sufre una serie de reacciones de baja a muy baja solubilidad. Entre mayor sea la duración del fósforo fijado, menor es la solubilidad. Usualmente cuando el fósforo soluble es adicionado al suelo, en pocas horas el fósforo es fijado a las partículas de suelo. Como el suceso es reciente todavía, tiene la capacidad de ser soluble, ello no ocurre así conforme pasa el tiempo ya que el fósforo se va incorporando al interior de las partículas (Brady y Weil 1999, García-Montiel *et al.* 2000).

Los suelos tropicales se caracterizan por presentar bajos contenidos de fósforo disponible, sobre todo aquéllos que son de origen volcánico, debido a la capacidad que presentan sus partículas minerales llamadas alofanos de fijar grandes cantidades de fósforo disponible (Brady y Weil 1999, Delgadillo *et al.* 1999, Holl 1999, Sommer *et al.* 2003). En este caso, las plantas obtienen el fósforo a través de asociaciones micorrízicas, un mutualismo entre los hongos arbusculares (los más abundantes en las zonas tropicales) y las raíces de las plantas, por el cual las plantas obtienen el fósforo a través de los hongos a cambio de azúcares (Cleveland *et al.* 2002, van Aarle *et al.* 2002, Matsumoto *et al.* 2005). Por otro lado, el grupo de fósforo dominante en estos suelos son los fosfatos con uniones de Al y Fe,

los cuales son insolubles y estables, mientras que una pequeña proporción lo ocupan los fosfatos unidos al calcio, los cuales son altamente solubles (Brady y Weil 1999, García-Montiel *et al.* 2000).

Cuando se corta y quema la selva existe una entrada importante de fósforo disponible al suelo en la zona deforestada, que en pocas horas es retenida por los sólidos del suelo (Brady y Weil 1999, García-Montiel *et al.* 2000); a partir de ella se observa una serie de reacciones que García-Montiel *et al.* (2000) resumen en tres fases:

- 1) **Fase 1.** Periodo después de la quema y establecimiento del pastizal. Esta etapa ocurre dentro de los primeros 3 años donde se observa un rápido incremento del fósforo disponible en el suelo así como un incremento en los componentes de fósforo unido al calcio. En suelos tropicales muy intemperizados, se ha reportado un aumento en el pH y en consecuencia, una disminución en los complejos de fosfatos por Al y Fe (Uehara y Gillman 1981).
- 2) **Fase 2.** Establecimiento del pastizal. Esta fase ocurre entre los 3 a 5 años, se observa una declinación del P disponible; sin embargo, se ha visto que el pastizal tiene la capacidad de acceder a formas no disponibles del fósforo, permitiendo un establecimiento y mantenimiento del pastizal por periodos más largos.
- 3) **Fase 3.** La edad del pastizal. Esta fase comprende un tiempo de alrededor de 20 años, en el que se observa una declinación del fósforo insoluble que se encuentra ocluido o encapsulado en los minerales y, al mismo tiempo, un incremento en el P orgánico. El incremento del P orgánico, se explica por el aumento en la masa radicular del pastizal; sin embargo aún no se sabe bien por qué disminuye la reserva de fósforo insoluble.

El fósforo disponible es uno de los parámetros más difíciles de evaluar en términos de la fertilidad del suelo por la variabilidad de métodos de cuantificación que existen así como lo complicado que resulta de entender su ciclo biogeoquímico en el suelo. Sin embargo, Landon (1991) los agrupa en tres categorías alto, medio y bajo (Cuadro 14).

Cuadro 14. Intervalos de fósforo disponible (mgkg^{-1}) por el método de Bray en suelos ácidos, según Landon (1991).

Método	Alto (mgkg^{-1})	Medio (mgkg^{-1})	Bajo (mgkg^{-1})
Bray	Más de 50	50-15	Menos de 15

2.4 Parámetros biológicos

2.4.1 Carbono orgánico

Uno de los principales componentes de la materia orgánica es el carbono (C_{org}) el cual ocupa entre el 48% y el 60% del total de la materia orgánica; por esta razón el C_{org} se utiliza como variable indirecta para medir la cantidad de materia orgánica en el suelo, el cual se multiplica por un factor de corrección de 1.724 para obtener el porcentaje de materia orgánica total; este factor es llamado *Van Bemmelen* (Tan 2005). Los valores de C_{org} se clasifican en tres categorías según Landon (1991), como se puede observar en el Cuadro 15.

Cuadro 15. Intervalos de valores para el carbono orgánico (Landon 1991).

Categoría	Carbono orgánico (%)
Alto	> 10
Medio	4-10
Bajo	< 4

Los suelos de Los Tuxtlas presentan contenidos bajos de carbono, ya que la mayoría son menores al 2% (Campos 2006) (Cuadro 18).

La materia orgánica es la fracción orgánica del suelo formada por sustancias no húmicas y sustancias húmicas (Porta *et al.* 2003, Tan 2005). Las primeras son aquellas cuyas características químicas resultan identificables, tales como glúcidos, carbohidratos, ligninas, proteínas, péptidos, aminoácidos, grasas, ceras, poliésteres y ácidos orgánicos de bajo peso molecular. Las segundas son la alteración de las sustancias no húmicas unidas con la fracción mineral a través de la acción microbiana (proceso de humificación), dando como resultado la formación de los ácidos húmicos y fúlvicos. Las sustancias húmicas constituyen entre el 60% y 80% de la materia orgánica (Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003, Tan 2005).

La materia orgánica procede principalmente de la biomasa muerta o necrosada de plantas y, en menor proporción, de restos animales y microorganismos, también se incluyen las excreciones y secreciones de los organismos (Porta *et al.* 2003, Brady y Weil 1999, Manlay *et al.* 2007).

De acuerdo con Tan (2005), la materia orgánica constituye sólo el 20% del suelo mineral; a pesar de ello, la materia orgánica juega un papel fundamental en el funcionamiento del ecosistema. Por ejemplo, condiciona el funcionamiento biogeoquímico, mejora la capacidad de los suelos para soportar la estructura vegetal mediante la disponibilidad de nutrientes y tiene implicación en el cambio global por medio del secuestro de carbono (Porta *et al.* 2003, Manlay *et al.* 2007).

Además, la materia orgánica tiene incidencia directa sobre los parámetros fisicoquímicos y biológicos del suelo. Con respecto a las propiedades físicas, favorece la estabilidad de los agregados, la descompactación del suelo, incrementa la porosidad y la capacidad de retención del agua; todo esto proporciona mejores condiciones hídricas y de aireación que a su vez son parte importante en la prevención de la erosión del suelo. Con respecto a las propiedades químicas, favorece la capacidad de intercambio catiónico, la disponibilidad de macro y micronutrientes, y actúa como amortiguador frente a los cambios de pH (Schnitzer 1991 en Stott *et al.* 1999, Porta *et al.* 2003). Con respecto a las propiedades biológicas, estimula o inhibe la actividad enzimática y, según sea el caso, contiene reguladores del crecimiento de las plantas, entre otros (Porta *et al.* 2003). Por todo ello, la

materia orgánica se considera como indicador de la calidad del suelo y de su productividad (Porta *et al.* 2003, Manlay *et al.* 2007).

Los contenidos de la materia orgánica en el suelo están regulados por factores como el tipo de suelo, el clima, la vegetación, la textura, el drenaje y las prácticas de manejo (Woomer y Swift 1994, Hassink 1997, Reicosky y Forcella 1998, Brady y Weil 1999, Laurance *et al.* 1999, Deneff *et al.* 2002, Porta *et al.* 2003, Rasiyah *et al.* 2003, Dexter 2004). Existen muchos tipos de suelo que, de acuerdo a sus características fisicoquímicas, presentan mayor o menor contenido de materia orgánica; por ejemplo, los suelos en las regiones áridas son generalmente los suelos que presentan menor cantidad de materia orgánica mientras que los suelos orgánicos (Histosoles) son los que presentan la mayor cantidad (Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003). Asimismo, las zonas con bajas temperaturas y mayor humedad son los sitios que presentan la mayor cantidad de materia orgánica debido a una disminución de las tasas de descomposición (Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003).

La vegetación junto con el clima son los factores con mayor influencia en el contenido del carbono orgánico y nitrógeno del suelo a nivel de áreas geográficas; se ha observado que la vegetación de tipo pastizal representa un mayor aporte de materia orgánica al suelo que una vegetación forestal bajo el mismo clima, esto debido a la mayor proporción de enraizamiento del pastizal, el cual se descompone lentamente haciendo más eficiente la formación del humus del suelo (Reiners *et al.* 1994, Brady y Weil 1999, Porta *et al.* 2003, Dechert *et al.* 2004).

A diferencia del clima y la vegetación, la textura y el drenaje son los factores responsables de las diferencias a nivel local de la materia orgánica (Brady y Weil 1999, Silver *et al.* 2000). Los suelos con mayor porcentaje de arcillas y limos presentan mayores contenidos de materia orgánica que los suelos arenosos debido a que las arcillas tienen la capacidad de formar complejos con la materia orgánica (complejo arcilla-humus); de esta manera la degradación de la materia orgánica es muy lenta (Hassink 1997, Deneff *et al.* 2002, Porta *et al.* 2003). Además la textura fina tiene la capacidad de almacenar cantidades adecuadas de agua y nutrientes favoreciendo el establecimiento de un mayor número de plantas que contribuyen al aporte de materia orgánica al suelo (Brady y Weil 1999, Silver *et al.* 2000, Porta *et al.* 2003). Las actividades antropogénicas en los cultivos disminuyen los contenidos de materia orgánica del suelo debido a la remoción de las plantas para consumo humano o animal, reduciendo el ingreso de materia orgánica al suelo; asimismo el arado fomenta el rompimiento de agregados y con ello hace más disponible el sustrato

a los microorganismos acelerando los procesos de descomposición de la misma (Woomer y Swift 1994, Kauffman *et al.* 1998, Brady y Weil 1999). Sin embargo, Dechert *et al.* (2004) mencionan que no necesariamente hay una declinación de la materia orgánica en zonas agrícolas en las regiones tropicales húmedas ya que dependiendo del sistema de manejo que se utilice se pueden conservar o inclusive aumentar los contenidos de la materia orgánica como en el caso del pastizal que favorece el aporte de materia orgánica al suelo por su extendido sistema radicular.

Los valores de la materia orgánica varían de menos de 1% hasta más de 30 % (Porta *et al.* 2003) (Cuadro 16) de acuerdo al clima, tipo de suelo, tipo de vegetación y uso de suelo (natural o antrópico) (Brady y Weil 1999).

Cuadro 16. Intervalo de valores para la materia orgánica con respecto a las regiones y tipo de suelo (Porta *et al.* 2003).

Regiones	Porcentaje de materia orgánica	Tipo de suelo
Áridas	Menos de 1%	Aridisoles
Pradera	Más del 10%	Mollisoles
Suelo orgánico	Más del 30%	Histosoles

2.4.2 Enzimas

Las enzimas son proteínas catalíticas que promueven una serie de reacciones químicas sin sufrir alteraciones permanentes (Dick y Tabatabai 1993). Están conformadas por aminoácidos unidos entre sí por enlaces peptídicos. Muchas de estas enzimas requieren de la presencia de un ión metálico, cofactor o de algunas moléculas orgánicas para su funcionamiento (Coyne 2000). Su composición química está basada en elementos como carbono (C), nitrógeno (N), oxígeno (O), hidrógeno (H) y azufre (S). En una reacción catalizada por enzimas (E) los reactivos se denominan sustratos (S), es decir, la sustancia

sobre la cual actúa la enzima. El sustrato es modificado químicamente y se convierte en uno o más productos (P). Como esta reacción es reversible se expresa de la siguiente manera:



Dónde: E= Enzima, S=Sustrato, ES= Unión entre la enzima y el sustrato, P=es el producto. Esta ecuación indica que una enzima (E) en presencia de un sustrato (S) actúa formando un complejo o compuesto con dicho sustrato (ES), transformándolo y sintetizándolo en un producto (P) y liberando la enzima (E).

La especificidad de las enzimas se determina cuando las moléculas del sustrato se unen a un sitio específico en la superficie de la enzima (sitio activo), donde sólo puede entrar un determinado sustrato y tiene lugar la catálisis; asimismo la enzima se encuentra en la misma forma química al comienzo y al final de la reacción.

La mayoría de las enzimas necesitan de una coenzima que es un cofactor orgánico no proteico que activa la acción de una enzima. Algunas coenzimas aceptan o donan electrones o grupos funcionales las cuales se modifican temporalmente, por ejemplo, la coenzima NAD^+ se reduce a NADH cuando acepta dos electrones y un protón; al término de cierto tiempo libera sus electrones oxidándose en NAD^+ , pudiendo volver a actuar como coenzima. Otras coenzimas que acarrean electrones son NADP^+ y FAD, las cuales acarrean grupos funcionales como la coenzima A (transfiere grupos acetilo), coenzima B_{12} (transfiere grupo metilo), TPP (transfiere grupos aldehído), PLP (transfiere grupo amino), entre otras (Tortora *et al.* 1998, Lenhinger 2004). A pesar de que cada coenzima está especializada en aceptar un determinado tipo de átomo (hidrógeno, grupos acetilo, amino, etc.), no son específicas respecto a las enzimas a las que se unen; por esta razón la misma coenzima puede unirse a un gran número de enzimas distintas.

2.4.3 Enzimas del suelo

Son producidas por microorganismos del suelo tales como bacterias, hongos y protozoarios; también son liberadas en la solución del suelo por medio de exudados de

organismos de origen vegetal (raíces) y excreciones de organismos de origen animal (meso y macrofauna) (Gianfrenda y Bollag 1996).

Las enzimas del suelo se pueden clasificar por su ubicación a nivel celular y su función. En el primer caso se encuentran las enzimas intracelulares que realizan su función en el interior del citoplasma de las células vivientes incluyendo aquellas de vida latente como las endosporas bacterianas, esporas fúngicas, quistes de protozoarios y algunas semillas de plantas, entre otras. Las enzimas deshidrogenasas son un ejemplo de ello (Nannipieri y Gianfrenda 1998, Aon y Colianeri 2001, Yoshioka, 2005) y las otras son las enzimas extracelulares que se encuentran en la solución del suelo por excreción de los organismos o por lisis celular después de su muerte. Estas proteínas quedan inmovilizadas y estabilizadas en interacción con los diferentes componentes sólidos del suelo, como arcillas, moléculas orgánicas y complejos órgano-minerales (Nannipieri y Gianfrenda 1998); ejemplo de ellas son las enzimas β -glucosidasas.

En el segundo caso pueden ser divididas en cuatro clases: oxidoreductasas, transferasas, hidrolasas y liasas (Dick y Tabatabai 1993) (Cuadro 17). Las más estudiadas son las oxidoreductasas, en particular, deshidrogenasas, catalasas y peroxidasas, así como las hidrolasas como las fosfatasa, proteasas y ureasas. Un menor número de estudios se ha realizado en las enzimas del tipo transferasas o liasas (Trasar *et al.* 2003).

La actividad enzimática juega un papel clave en el funcionamiento bioquímico del suelo, incluyendo la formación y degradación de la materia orgánica, mineralización y ciclaje de nutrientes, la descomposición de xenobióticos, y provee información integral del estado de la microbiota del suelo, entre otros (Acosta-Martínez *et al.* 2007).


Además, la actividad enzimática ha sido estudiada desde un punto de vista ecológico en relación con los ecosistemas. Rice y Mallik (1977) encontraron una alta correlación entre las enzimas y los estados sucesionales de las comunidades de plantas, mientras que Kulinska *et al.* (1982) utilizaron enzimas del suelo (invertasa, ureasa, fosfatasa y deshidrogenasa) para evaluar las diferencias entre los principales ecosistemas en Brasil.


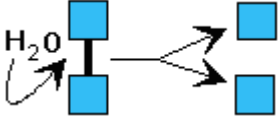
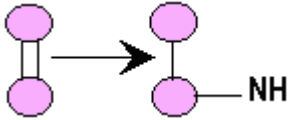
Como indicadores de contaminación se han utilizado para determinar cambios en el suelo causados por lluvia ácida, metales pesados, pesticidas y otros químicos industriales y agrícolas (Dick y Tabatabai 1993). Probablemente una de las principales contribuciones

que brinda el estudio de la actividad enzimática, es que ha sido utilizada como herramienta para evaluar los efectos por el cambio de uso de suelo y el diagnóstico de suelos degradados causados por erosión, compactación y otros tipos de disturbio que, en comparación con otras medidas químicas tradicionales, resulta de un menor costo, de una mayor rapidez y de un requerimiento mínimo de instrumentación (Klein *et al.* 1985, Dick *et al.* 1988, García y Hernández 1997, Kandeler *et al.*, 1999, Klose *et al.* 1999, Ndiaye *et al.* 2000, Acosta-Martínez y Tabatabai 2001, Aon y Colaneri 2001, Yacine *et al.* 2001, Ekenler y Tabatabai 2002).

La actividad enzimática se correlaciona positivamente con algunos parámetros edáficos tales como la materia orgánica (Aon y Colaneri 2001, Saviozz *et al.* 2001, Taylor *et al.* 2002), disponibilidad de nutrientes (Trasar-Cepeda *et al.* 2000), actividad microbiana (Acosta y Paolini 2005), carbono y nitrógeno de la biomasa microbiana (Melero *et al.* 2008), y pH (Subhani *et al.* 2001), entre otros.

Cuadro 17. Clasificación de las enzimas de acuerdo con su función (Dick y Tabatabai 1993).

Enzimas	Función	Ejemplo
<p>Oxidoreductasas</p>	<p>Catalizan reacciones de oxidorreducción o redox. Precisan la colaboración de las coenzimas de oxidorreducción (NAD⁺, NADP⁺, FAD) que aceptan o ceden los electrones correspondientes; tras la acción catalítica, estas coenzimas quedan modificadas en su grado de oxidación por lo que deben ser transformadas antes de volver a efectuar la reacción catalítica (Lenhinger 2004).</p>  <p>Si una molécula se reduce tiene que haber otra que se oxide.</p>	<p>Dehidrogenasas Catalasas Peroxidasas</p>

<p>Transferasas</p>	<p>Transfieren grupos activos (obtenidos de la ruptura de ciertas moléculas) a otras sustancias receptoras. Suelen actuar en procesos de interconversión de monosacáridos, aminoácidos, etc. (Lenhinger 2004).</p>  <p>Transferencia de grupos funcionales: grupo aldehídos, grupo acilos, grupo glucosilos, entre otros.</p>	<p>Transaminasas Quinasas</p>
<p>Hidrolasas</p>	<p>Reacciones de hidrólisis (adición de agua) que transforman de polímeros a monómeros (Lenhinger 2004).</p>  <p>Actúa sobre enlace éster, enlace glucosídico, enlace peptídico, entre otros.</p>	<p>Glucosidasa Lipasas</p>
<p>Liasas</p>	<p>Catalizan reacciones en las que se eliminan grupos (H_2O, CO_2 y NH_3) para formar un doble enlace o añadirse a un doble enlace, capaces de catalizar la reducción en un sustrato. El sustrato es una molécula, la cual se une al sitio activo de la enzima para la formación del complejo enzima-sustrato. El mismo, por acción de la enzima, es transformado en producto y es liberado del sitio activo, quedando libre para recibir otro sustrato (Lenhinger 2004).</p>  <p>Adición a los dobles enlaces, entre C y C, entre C y O, etc.</p>	<p>Descarboxilasas Liasas</p>

[FAD](#) =flavín-adenín dinucleótido, [NAD⁺](#)=nicotín-adenín dinucleótido, [NADP⁺](#) =nicotín-adenín dinucleótido fosfato.
<http://enfenix.webcindario.com/biologia/molecula/enzimas.html>

2.4.4 Deshidrogenasa

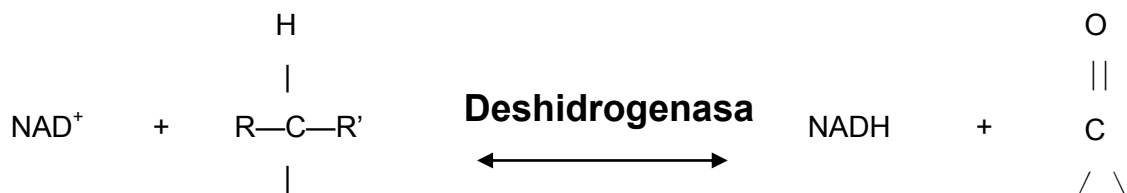
La deshidrogenasa es una enzima oxidoreductasa intracelular (Aon y Colaneri 2001, Aon *et al.* 2001) asociada a los procesos respiratorios de los microorganismos. Algunos estudios han encontrado una alta correlación entre la cantidad de O_2 consumido por la microbiota del suelo y la actividad de la deshidrogenasa (Von Mersi y Schinner 1991, Taylor *et al.* 2002). Sin embargo, no se ha encontrado relación entre la actividad de esta enzima con la abundancia de microorganismos presentes en el suelo, su velocidad de consumo de O_2 o con la formación de CO_2 (Trasar *et al.* 2003).

La cuantificación de esta enzima es un método común para estimar el potencial de la actividad de la microbiota en el suelo debido a que se le considera como una medida que se estima de manera confiable de la capacidad oxidativa o catabólica de la microbiota (Nannipieri *et al.* 1990, Friedel *et al.* 1994, De la Paz *et al.* 2002, García *et al.* 2002). Esto lo confirman Reddy y Faza (1989), quienes encontraron una alta correlación con parámetros involucrados con la actividad biológica del suelo tales como: el C de la biomasa, la relación C-biomasa/COT y la respiración basal. Además, las deshidrogenasas han sido las más estudiadas fundamentalmente por las funciones que desempeñan en la degradación de la materia orgánica (Gianfreda y Bollag 1996, García y Hernández 1997, Trasar *et al.* 2003) y como indicadores de contaminantes (Bitton *et al.* 1986, Rossel y Tarradellas 1991, Merlin *et al.* 1995, Margesin *et al.* 2000, Pérez *et al.* 2008)

Proceso de oxidoreducción de la deshidrogenasa

La enzima deshidrogenasa remueve iones hidrógenos de los sustratos (generalmente alcoholes) obteniendo así electrones. Para llevar a cabo este proceso, la enzima deshidrogenasa requiere necesariamente de una coenzima o molécula auxiliar (NAD⁺, NADP⁺, FMN o FAD), la cual se encarga de acarrear electrones y protones de los iones hidrógeno que lo hacen a través del proceso de oxido-reducción en donde la coenzima en su forma oxidada (ejemplo NAD⁺) toma iones hidrógeno o electrones del sustrato y al obtenerlos se convierte en una molécula reducida (ejemplo NADH); de esta manera, la molécula se vuelve transportadora de electrones necesarios en las rutas metabólicas como glicólisis, ciclo de Krebs, fosforilación oxidativa, los cuales son importantes para la obtención de energía a nivel celular (Tortora *et al.* 1998, Lenhinger 2004).

El papel de la deshidrogenasa en los microorganismos es el siguiente (Fersht 1980):



OH

R R'

En el lado izquierdo de la reacción se observa la coenzima NAD^+ en su forma oxidada más un sustrato (alcohol). La flecha indica que la reacción es reversible. La función de la deshidrogenasa es quitar dos iones hidrógenos del sustrato que lo hace por medio de la coenzima oxidada (NAD^+); de esta manera se obtienen 2 electrones del sustrato. El resultado de la reacción se encuentra en el lado derecho de la flecha, donde se observa la coenzima en su forma reducida (NADH) más el producto.

Metodología

Su determinación se ha llevado a cabo mediante la catálisis del TTC (cloruro de trifeniltetrazolio) y del INT (cloruro de idonitrotetrazolio), siendo este último el más utilizado.

Para cuantificar la actividad de la deshidrogenasa se utiliza un aceptor de electrones artificial llamado INT, cloruro y de 2-(*p*-iodofenil)-3-(*p*-nitrofenil)-5-fenyltetrazolio, el cual es reducido a *p*-iodonitrotetrazolium formazán violeta debido a su alta afinidad a los electrones (Von Mersi y Schinner 1991). Los microorganismos presentes en el suelo reducen el INT derivado en INT-formazán que son precipitados coloreados, insolubles en agua. Estos precipitados pueden ser detectados dentro de las células individuales por microscopía o cuantificados en extractos celulares por espectrofotometría (Friedel *et al.* 1994). Las ventajas de esta técnica en comparación con la técnica del TTC es que es menos tóxica para los microorganismos y se reduce más rápido, por lo que usa tiempos de incubación más cortos y la reducción se ve mucho menos afectada por la presencia de O_2 y por el tipo de suelo, es un aceptor de hidrógenos más efectivo que el TTC (Friedel *et al.* 1994).

Ríos (2006) reporta valores de deshidrogenasa en la selva de Los Tuxtlas de 76.5 a 145 mg INTF

$\text{kg}^{-1}\text{h}^{-1}$ con promedio de 111.5 mg INTF $\text{kg}^{-1}\text{h}^{-1}$, mientras que en pastizal encontró valores de 80.5 a 171.5 mg INTF $\text{kg}^{-1}\text{h}^{-1}$ con promedio de 116.6 mg INTF $\text{kg}^{-1}\text{h}^{-1}$ (Cuadro 18).

En resumen, en la región de Los Tuxtlas se han reportado parámetros fisicoquímicos y biológicos, que se muestran en el cuadro 18.

Cuadro 18. Valores promedio de los parámetros fisicoquímicos y biológicos que se han reportado en la región de Los Tuxtlas (Sommer-Cervantes *et al.* 2003, Campos 2006, Ríos 2006)

Parámetros	Valores y categoría
Textura	Franco-arenosa, franco-limosa, franco-arcillosa
Densidad aparente	0.45 a 0.89 gcm ⁻³
Porcentaje de porosidad	58%
pH	4.5 a 5.3
Corg.	> 2%
CIC	18-39 cmol(+)kg ⁻¹
Na ⁺	0.2 cmol(+)kg ⁻¹
K ⁺	0.2-2.6 cmol(+)kg ⁻¹
Ca ²⁺	5.3 cmol(+)kg ⁻¹
Mg ²⁺	5.3 cmol(+)kg ⁻¹
Deshidrogenasa	111.5 mg INTFkg ⁻¹ h ⁻¹

2.5 Efecto de Borde

La zona de transición entre la selva remanente y el sistema adyacente es conocida como zona de borde. Esta zona se caracteriza por presentar condiciones microambientales distintas a las que prevalecen, tanto en el interior como en el exterior de la selva, modificando la interacción, distribución y abundancia de las especies. La distancia a la que estos cambios son percibidos se conoce como efecto de borde (Murcia 1985, Lidicker 1999).

Se ha observado que el efecto de borde entre selva y potrero presenta un aumento en la radiación solar y la temperatura (Kapos 1989, Lean y Warrillow 1989), mientras que la humedad relativa y la concentración de CO₂ disminuyen (Didhman y Lawton 1999, Sizer y

Tanner 1999, Laurance 2004). Estos factores afectan las características del suelo, tales como el pH, el grado de compactación, la disponibilidad de nutrientes y la cantidad de la materia orgánica (Didham y Lawton 1999, Steining 2000, Davidson *et al.* 2004, Feldpaush *et al.* 2004, Toledo-Aceves y García-Oliva 2008). De este modo Carpenter *et al.* (2001) encontraron diferencias en pH entre zonas de pastizales (4.5-8) y en zonas de bosque (5.2); con respecto a la materia orgánica, en los pastizales, el máximo fue del 5% y en el bosque 15%, y en el caso del fósforo en los pastizales fue de 1 ppm y en el bosque de 6 ppm. Toledo-Aceves y García-Oliva (2008) encontraron una disminución de nutrientes, carbono, nitrógeno y fósforo total de selva a potrero.

Por otro lado, la intensidad del efecto de borde depende del tamaño y la edad del fragmento así como el grado de disturbio (Murcia 1985, Lidicker 1999).

Intensidad del efecto de borde con respecto al tamaño del fragmento. Kapos (1989) describió las variaciones microambientales en zonas de borde de distintos tamaños de fragmento. Sus resultados mostraron efectos menores en las zonas de borde de fragmentos grandes, sugiriendo que tienen una menor área de exposición y una mayor zona de amortiguamiento. No obstante, Camargo y Kapos (1995) reportaron que el gradiente microambiental en los mismos fragmentos había cambiado siete años después, debido a la regeneración natural y a la dinámica de claros en las zonas de borde. Newmark (2001) sugiere que estas variaciones no sólo son percibidas a escalas anuales, sino que pueden ocurrir más rápidamente, haciendo que los gradientes microambientales sean dinámicos y poco constantes.

Intensidad del efecto de borde con respecto a la edad del fragmento. Williams-Linera (1990), Chen *et al.* (1992), Williams-Linera *et al.* (1998), Mesquita *et al.* 1999 y Harper y Macdonald (2002) describieron una disminución de estratos y un mayor número de claros y de especies secundarias en zonas de borde recién formadas, causados por el brusco aumento de la radiación solar, el incremento de los vientos y la disminución de la humedad. En contraste, las zonas de borde con mayor tiempo presentaron una disminución de las variaciones microambientales y un aumento en la densidad arbórea sugiriendo que el desarrollo de la vegetación en la zona de borde a través del tiempo juega un papel importante de amortiguamiento sobre la intensidad del efecto de borde.

Niveles de disturbio sobre el efecto de borde. Fox *et al.* (1997) y Didham (1999) evaluaron el efecto de los distintos niveles de disturbio en bordes de selva húmeda. Los sitios con poco disturbio tuvieron un efecto de borde menor en la mayoría de las variables microambientales y aumentaron la densidad y riqueza de especies primarias. En contraste, los sitios con mayores disturbios presentaron una mayor zona de borde y un incremento de la densidad y riqueza de especies secundarias, cuya germinación es promovida por la remoción de la cobertura vegetal y por los disturbios del suelo (Vázquez-Yanes 1980, Putz 1983, Whitmore 1983). Estos resultados mostraron que los niveles de disturbio son un factor determinante para la composición de especies y una influencia directa para la conservación y expansión de los fragmentos remanentes.

2.6 Resiliencia y resistencia

Resiliencia

El término resiliencia ha sido utilizado en la literatura ecológica desde 1960. Los ecólogos consideran que es un término subjetivo que no ha sido bien definido; incluso su significado varía en función al científico que lo emplea. En este sentido, el término de resiliencia del suelo ha sido introducido en tiempos relativamente recientes para resolver aspectos de ecología del suelo y aspectos sobre el uso de suelo sustentable (Blum 1994, en Seybold *et al.* 1999).

La resiliencia del suelo ha sido definido como la capacidad de un suelo a recuperar su integridad funcional y estructural después del disturbio (Szabolcs 1994). La integridad funcional y estructural es definida como la capacidad de realizar funciones vitales del suelo, como las propuestas por Karlen *et al.* (1997): 1) mantenimiento de la actividad biológica, diversidad y productividad, 2) regulación del agua y flujo de solutos, 3) filtración, amortiguación, degradación, inmovilización y destoxicación de materiales orgánicos e inorgánicos, incluyendo productos industriales, y 4) almacenamiento y reciclaje de nutrientes.

Un disturbio es definido como cualquier evento externo que causa un cambio significativo en la estructura o funcionamiento de un ecosistema (Forman y Godron 1986). Existen dos

tipos de disturbios: los naturales y los asociados a las actividades humanas; los primeros se refieren a los incendios, temblores, inundaciones, tormentas, entre otros; y los segundos al cultivo, pastoreo, tala, recreación, desarrollo industrial y urbano. La agricultura es una de las fuentes de mayor estrés y disturbio del ambiente debido comúnmente a la labranza, uso de maquinaria, aplicación de fertilizante y pesticidas (Seybold *et al.* 1999).

Así, una alta resiliencia indica que los cambios son fácilmente reversibles y el peligro de causar una degradación, sería menor. Por el contrario, una baja resiliencia indica que no es tan fácilmente reversible e incluso podría resultar permanente un determinado cambio o disturbio (Stocking y Murnaghan 2001).

A pesar de que se ha conceptualizado el término como se señaló anteriormente, todavía resulta muy complejo, por lo que todavía no se cuenta con un método de cuantificación (Herrick *et al.* 1997).

Resistencia

La resistencia del suelo se ha definida como la capacidad de un suelo a continuar sus funciones después de la perturbación (Seybold *et al.* 1999); dicho de otro modo, es la capacidad inherente del suelo para tolerar la alteración (Cerón y Melgarejo 2005).

La magnitud de la declinación de la capacidad de funcionamiento del suelo define el grado de resistencia. Una pequeña declinación indica una alta resistencia, mientras que una gran declinación indica una baja resistencia del suelo (Seybold *et al.* 1999).

2.7 Manejo

El manejo es una práctica que requiere el uso del suelo para la obtención de recursos de interés particular. Se puede clasificar en manejo de cultivo arable, pastoreo y forestal (Ellis y Mellor 1995).

Las características del suelo juegan un papel central en las condiciones óptimas de manejo tales como la textura, estructura, porosidad y distribución del tamaño de poros,

características hidrológicas y fuerza y estabilidad mecánica, contenido de la materia orgánica, estatus nutrimental y el grado de acidez o pH (Ellis y Mellor 1995).

Muchos tipos de suelo son potencialmente productivos; no obstante, algunos de ellos son además flexibles en términos de la variedad de prácticas (cultivo, pastoreo y/o forestal) que se pueden realizar. Los tipos de suelo menos flexibles son los Entisoles (los cuales son poco profundos e inmaduros) y los Spodosoles (son altamente ácidos y con alta lixiviación); los más flexibles son los Alfisoles, Molisoles, Histosoles y Andosoles. Otros tipos de suelo pueden ser altamente productivos pero por periodos cortos y requieren de periodos muy largos para recobrar la fase de cultivo; ejemplo de ellos son los Oxisoles y los Ultisoles (Ellis y Mellor 1995).

Para la conservación de los suelos, bajo condiciones de manejo, se requiere de un sistema de rotación más efectiva, tratamientos de químicos mejorados, prácticas de labranza efectivas, nuevas especies de ganado y el mejoramiento de técnicas de irrigación y drenaje (Ellis y Mellor 1985).

Cultivo

En cuanto al manejo de cultivos, Morgan (1997) menciona tres tipos: rotación de cultivos, cultivo itinerante y cultivo en línea, siendo este último el menos efectivo y suelen generar los mayores problemas erosivos, debido al alto porcentaje de suelo desnudo que dejan, especialmente en las primeras etapas del desarrollo del cultivo, y a la necesidad de preparar una adecuada cama de siembra. Al proyectar una estrategia de conservación basada en medidas agronómicas, los cultivos en líneas deben ir combinados con otras medidas más eficaces desde el punto de vista de la protección.

Cultivo en la zonas tropicales

De acuerdo con Ellis y Mellor (1995) en regiones tropicales húmedas caracterizadas por su baja fertilidad, se practica el cultivo en tres fases. La primera consiste en el clareo de la vegetación; en esta fase se utiliza comúnmente la quema, la cual permite mejorar el estatus nutrimental del suelo sobre todo en estos ecosistemas tropicales donde la mayoría de los nutrientes se concentra en la biomasa más que en el suelo (Ulery *et al.* 1993 en Ellis y Mellor 1995). La segunda fase comprende el periodo de cultivo, el cual

llega a durar entre 1 y 5 años, este periodo tan corto se debe a la declinación rápida de la fertilidad del suelo y a la invasión creciente de malezas que resulta en un verdadero problema. La tercera fase comprende el periodo de abandono de tierra después del cultivo; en esta fase es posible la recolonización de la vegetación primaria permitiendo así la restauración de los nutrimentos del suelo (usualmente se recomienda periodos de entre 5 a 20 años).

Ante una demanda creciente de alimento y un inadecuado uso de suelo, el cultivo intensivo ha ocasionado en varias partes del mundo un impacto negativo en las propiedades del suelo tales como la compactación, la cual ocasiona deficiencias en el drenaje, restricción en el desarrollo radicular de las plantas (Briggs y Courtney 1989 en Ellis y Mellor 1995) y la acidificación del suelo por el uso irracional de fertilizantes. En varias partes de Estados Unidos han tratado de contrarrestar estos daños por medio del uso mínimo de maquinaria que conlleva a un mejoramiento en la capa superficial de la materia orgánica, en la estabilidad de agregados, en la retención de la humedad y el control de la erosión (Van Vliet *et al.* 1993, en Ellis y Mellor 1995).

Pastoreo

El pastoreo es una práctica que involucra la crianza de animales principalmente para el transporte, carne, leche o lana (Ellior y Mellor 1985).

Newbould (1985), en Ellior y Mellor (1985), menciona tres alternativas para el establecimiento del pastizal en zonas naturales o seminaturales. La primera es el uso del clareo, la segunda es la introducción de pastizal mejorado y la tercera, quizá la más efectiva pero más costosa y tardada, sugiere el reemplazamiento de la vegetación existente con adición de fertilizantes y cal. Como ejemplo de este último, Newbould (1985) en Ellior y Mellor (1985), menciona el caso de Inglaterra donde el pH del suelo fue aumentado cerca de 5.5 o más por encalamiento (adición de piedras calizas, dolomita, que contiene altos niveles de Ca^{2+} y Mg^{2+}), mientras que los niveles de nutrientes fueron aumentados con fertilizantes y una mezcla de semillas de pastos con leguminosas, las cuales son fijadoras de nitrógeno por excelencia. Ellior y Mellor (1985) mencionan que la aplicación de cal y fertilizantes en zonas húmedas debe ser constante para mantener el pastizal en óptimas condiciones.

Por otro lado, las actividades del pastoreo se han asociado con un gran número de problemas ambientales incluyendo la erosión, compactación, salinización, acidificación de suelos, la declinación de la materia orgánica y niveles de nutrientes, así como el ingreso de desechos orgánicos en el suministro de agua potable, entre otros (Ellior y Mellor 1985, Lal 1999). Este deterioro puede ser explicado por la remoción de la cubierta vegetal y compactación del suelo debido al pisoteo y ramoneo del ganado, dando lugar a una mayor exposición del suelo y escurrimiento superficial ocasionando una acelerada erosión, descomposición de la materia orgánica y pérdida de nutrientes por lixiviación (Ellior y Mellor 1985). Ante esta situación se ha sugerido como una forma de contrarrestar el impacto de esta actividad, el uso de pastoreo rotativo, la plantación de un forraje suplementario de leguminosas en estas áreas de pastoreo y la reducción de la quema, herramienta utilizada para mitigar las plagas pero que también destruye la materia orgánica (Ellior y Mellor 1985, Lal 1999).

Cabe mencionar que un entendimiento del suelo, vegetación y estrategias de pastoreo es esencial para obtener logros más efectivos en términos biológicos y económicos.

1. OBJETIVOS

Objetivo general. Analizar los cambios en los parámetros fisicoquímicos del suelo en un gradiente selva-borde a potrero.

Objetivos particulares. Determinar y analizar los siguientes:

- Parámetros físicos: densidad, porosidad y textura.
- Parámetros químicos: pH, carbono orgánico, capacidad de intercambio catiónico, cationes intercambiables (Na^+ , K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+}) y fósforo disponibles
- Parámetros biológicos: actividad enzimática: deshidrogenasa.

4. HIPÓTESIS

➤ **Las propiedades del suelo serán modificadas gradualmente de selva a potrero.**

1. Considerando que el cambio en la estructura vegetal de selva a potrero es gradual se espera que el suelo presente la misma sensibilidad a lo largo del transecto selva-potrero

➤ **Las propiedades del suelo en el borde-selva serán significativamente diferentes de las propiedades del suelo en potrero.**

1. Considerando que el cambio de uso de suelo por actividades agrícolas o bien por pastoreo, implica el soporte de maquinaria pesada y de ganado,

respectivamente, se espera una mayor compactación y baja porosidad del suelo en zonas del potrero que en el sitio no perturbado.

2. Considerando que existen cambios en la estructura vegetal, se espera un mayor aporte de materia orgánica al suelo en las zonas de selva.
3. Considerando que en el potrero existen cambios en el microclima del suelo, aumenta la temperatura y disminuye la humedad, aunado con las diferencias existentes entre la calidad de la vegetación en ambos sitios, se espera encontrar una disminución en la concentración de los cationes intercambiables (Na^+ , K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+}), así como en la capacidad de intercambio catiónico, pH y actividad microbiana.

5. SITIO DE ESTUDIO

5.1 Localización

El estudio se llevó a cabo en los dos únicos fragmentos más grandes de la zona norte de la Reserva de la Biósfera de Los Tuxtlas, ubicada en la vertiente del Golfo de México, al SE del estado de Veracruz, en las estribaciones del volcán San Martín Tuxtla. El fragmento 640 ha corresponde a la Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas que se localiza entre los 18° 34' y 18° 36' de latitud norte y los 95° 04' y 95° 09' de longitud oeste, con altitudes que varían desde los 150 hasta los 530 msnm (Lot-Hegueras 1976) (Fig. 1). El fragmento 211 ha se localiza afuera de los terrenos de la Estación de Biología hacia el norte, entre las coordenadas 18 °35' y 18° 37' de latitud norte y 95° 05' y 95° 06' de latitud oeste; las altitudes oscilan entre los 100 y 200 msnm (Juárez 2009) (Fig. 1).

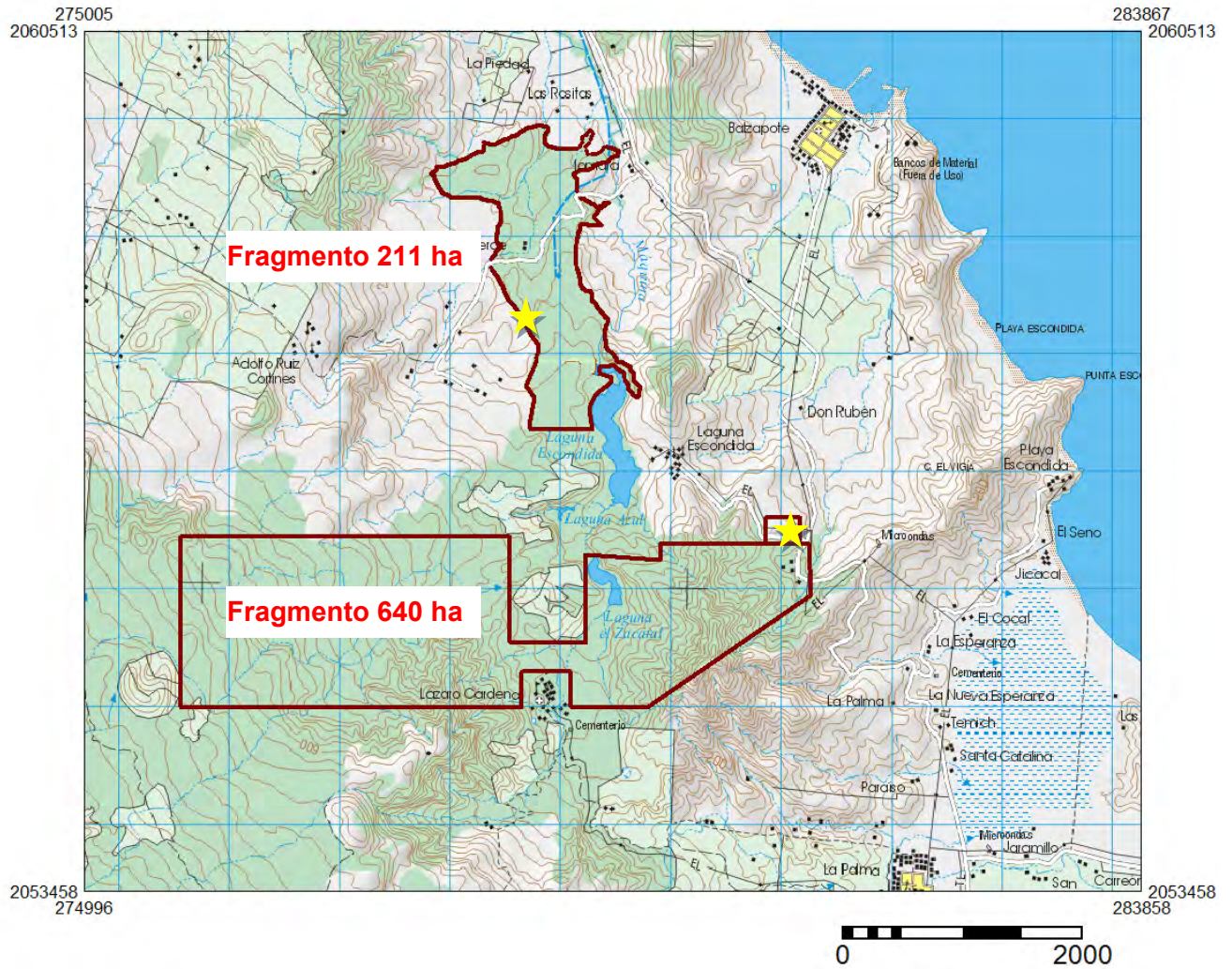


Figura 1. Mapa de localización del sitio de estudio. Fragmento 640 ha (Estación de Biología) y fragmento 211 ha; dentro de cada uno de los fragmentos se encuentra ubicado el sitio de muestreo mediante una estrella (Modificado de la Carta topográfica de INEGI e 15a63, La Nueva Victoria escala 1:50 000).

5.2 Clima

Según la clasificación de Köppen modificada por García (1981), el clima es Af(m)w'(i)g, que es el más húmedo de los cálidos húmedos, con una precipitación promedio anual de 4,725.2 mm. La temperatura máxima es de 32.28° C, la cual se presenta principalmente en el mes de mayo, mientras que la mínima es de 16.4° C en el mes de enero, con una media de 24.3°C. La sierra de los Tuxtlas se encuentra afectada por dos tipos de perturbaciones atmosféricas a lo largo del año, que son los ciclones tropicales (responsables de aportaciones considerables de humedad a la zona) y los "nortes" (masa de aire frío provenientes del norte de los Estados Unidos y sur de Canadá), que producen un descenso en la temperatura y presencia de lluvia invernal (Soto y Gama 1997).

5.3 Suelo

La región de Los Tuxtlas cuenta con suelos de tipo Luvisol, Acrisol, Andosol, Feozem y Vertisol de acuerdo a la nomenclatura FAO (Campos 2006). Estos suelos son producto de la alteración de materiales volcánicos expulsados por los volcanes San Martín Tuxtlas, Santa Marta y San Martín Pajapan (Campos 2006).

En el fragmento 640 ha se han identificado cinco tipos de suelo: Andosoles, Cambisoles, Regosoles, Lixisoles y Gleysoles; estos suelos corresponden a una zonación altitudinal que va desde la parte más alta (550 msnm) hasta la más baja (200 msnm) (Sommer-Cervantes *et al.* 2003). El origen de estos suelos es de cenizas volcánicas de composición basáltica y andesítico-basáltica (Flores-Delgadillo *et al.* 1999). En el fragmento 211 ha no se tiene registro sobre la identificación del suelo.

Los Andosoles reportados en la Estación de Biología Los Tuxtlas presentan suelos ligeramente ácidos de pH 6.0 a 6.5; la arcilla amorfa dominante es el alofano; la retención de fósforo superficial es mayor a 85 % requerido para este tipo de suelo (91-96%); textura franco-arenosa en casi todos los horizontes; estructura granular; densidad aparente de 0.8 a 0.9 gcm⁻³; porosidad mayor al 50%; presenta valores altos de materia orgánica

graduado de 7-11% en suelo superficial a 1.2-2.1% en el horizonte más profundo (Sommer-Cervantes *et al.* 2003).

Los Cambisoles reportados en la Estación de Biología Los Tuxtlas se presentan en la parte superficial del suelo valores altos de porcentaje de saturación de bases (67%) y material orgánica (3%). No se observaron cambios de color reportados como criterio para la identificación de Cambisoles, muy probablemente por efectos del material de origen que es de color oscuro. El contenido de arcillas tampoco se ajustó al patrón, ya que éstas aumentan de manera gradual a la profundidad. La textura predominante en los primeros horizontes es limosa, graduado a franca en los horizontes de más de 100 cm de profundidad. La estructura es migajosa en la superficie y de bloques subangulares a partir de los 20 cm de profundidad. La porosidad es alta (63.4%), rebasa el 50% y la densidad aparente fue baja de 0.8-0.9 gcm⁻³. El pH es ligeramente ácido de 5.3 a 6.6 (Sommer-Cervantes *et al.* 2003).

En el caso de los Regosoles encontrados en la Estación de Biología, los cuales se determinan por la ausencia de características definidas y la exclusión de características de otros suelos, presentan horizontes de tipo B enterrados, quizá debido a emisiones de cenizas o transporte local de materiales resultado de la erosión. La textura es franca a franco arenosa. La materia orgánica menor a 6% y el pH ligeramente ácido de 5.9 - 6.3 (Sommer-Cervantes *et al.* 2003).

Los Lixisoles reportados en la Estación de Biología presentan un contenido de arcillas que aumenta entre una profundidad de 45 a 60 cm. Los porcentajes de saturación de bases fueron altos a lo largo de los horizontes, o sea mayores a 50%. Los valores de capacidad de intercambio catiónico son moderados (18 a 38 cmolkg⁻¹). Presentan estructura muy característica de los lixisoles, migajosas o granulares en los horizontes superficiales y bloques angulares o bloques subangulares en los horizontes subsuperficiales. La materia orgánica es baja, de 1.6 a 6.8% (Sommer-Cervantes *et al.* 2003).

Los Gleysoles encontrados en la Estación presentan clases texturales que van de franco arenosa a franca con respecto a la profundidad, el pH es de 5.9 a 6 y los porcentajes de saturación de bases son altos (74%) en el horizonte superficial y moderados en los otros

(35%). La característica distintiva de este suelo es que se encontró anegado a partir de los 40 cm de profundidad (Sommer-Cervantes *et al.* 2003).

5.4 Vegetación

La vegetación en la Sierra de los Tuxtlas es una selva alta perennifolia de acuerdo a la clasificación de Miranda y Hernández-X. (1963); cuenta con 940 especies, 543 géneros y 137 familias (Bongers *et. al.* 1988; Ibarra-Manríquez y Sinaca 1995).

Delgadillo (2006) encontró en la zona borde del fragmento 640 ha un aumento en el número de especies, en la diversidad y en la densidad arbórea, siendo las especies preferenciales en esta zona *Orthion oblanceolatum*, *Psychotria chiapensis*, *Siparuna andina* y *Pleuranthodendron lindenii* y las especies con mayor cobertura vegetal fueron *Astrocaryum mexicanum* y *Pseudolmedia oxyphyllaria*.

En la parte de potrero reporta un total de 41 especies, de las cuales 31 son árboles; esta gran cantidad de árboles (91 individuos por hectárea) sugiere que se debe en mucho a su colindancia con La Estación de Biología y al manejo que tiene el ganadero sobre el potrero; ejemplo de especies arbóreas son *Rollinia mucosa*, *Croton schiedeana*, *Turpinia occidentalis* y *Dendropanax arboreus*. Asimismo en el potrero fueron reconocidas seis especies de pastos siendo *Paspalum conjugatum*, (comúnmente conocido como pasto tipo grama) la dominante con una cobertura del 60%, seguida de *Panicum sp.* con el 20% y *Oplismenus hirtellus* con el 12%. Con respecto a la historia de este potrero se sabe que el pasto tipo grama fue introducido desde 1976 y actualmente se encuentra muy bien establecido de acuerdo con observaciones realizadas en campo.

Para la zona de borde del fragmento 211 ha, Juárez (2009) reporta tres especies arbóreas con mayor cobertura vegetal que son *Alchomea latifolia*, *Omphalea oleifera* y *Myriocarpa longipes*. En cuanto al potrero reporta ausencia de árboles remanentes y la presencia de la especie *Ichnanthus nemorosus* como pasto dominante con una cobertura del 28 al 40%,

seguido de *Panicum laxum* ocupa entre un 1 al 20 %. Desafortunadamente para este potrero no se cuenta con un historial sobre las actividades de manejo; sin embargo de acuerdo con los datos reportados por Juárez (2009) se sugiere que este sitio presenta características de una zona de cultivo recientemente abandonada que se podrían confirmar por observaciones realizadas en campo donde se encontró la presencia de especies secundarias como *Xantosoma sp.* y un porcentaje importante de espacios sin cobertura vegetal.

6. MÉTODO

6.1 Muestreo

Se realizó un muestreo por cada fragmento en época de secas dentro de un área de 8000 m². El muestreo del primer fragmento se ubicó en las coordenadas 18° 35' 15" N y 95° 04' 41" W, con una altitud de 169 msnm ubicado en el límite noreste de la Estación de Biología. El muestreo del segundo fragmento se localizó en las coordenadas 18° 36' 23" N y 95° 06' 03" W, con una altitud de 102 msnm.

El muestreo se llevó a cabo de la siguiente manera para cada fragmento: se trazó un transecto desde la parte de selva-borde hacia la zona de potrero con una longitud de 100 m. El transecto se dividió en cuatro puntos: el primero se ubicó a 10 m del límite entre selva y potrero hacia el interior de la selva (zona llamada selva-borde). Este sitio se consideró el punto de partida y le correspondieron los cero metros; en dirección hacia el potrero se ubicaron los siguientes tres puntos que correspondieron a las distancias de 40, 60 y 100 m (Fig. 2). De la misma manera se trazaron dos transectos más, paralelos al primero, separados entre ellos por una distancia de 40 m, con la finalidad de obtener dos réplicas más del transecto (Fig. 3).

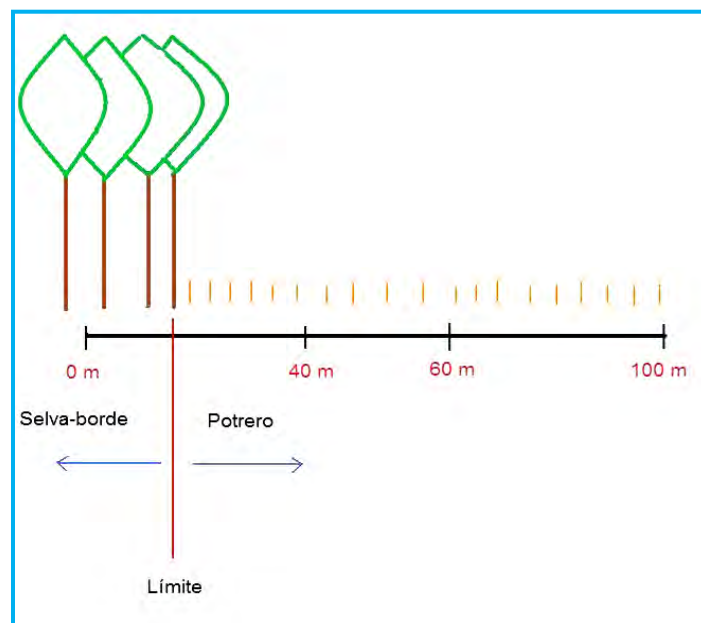


Figura 2. Localización de los 4 puntos del muestreo a lo largo del transecto.

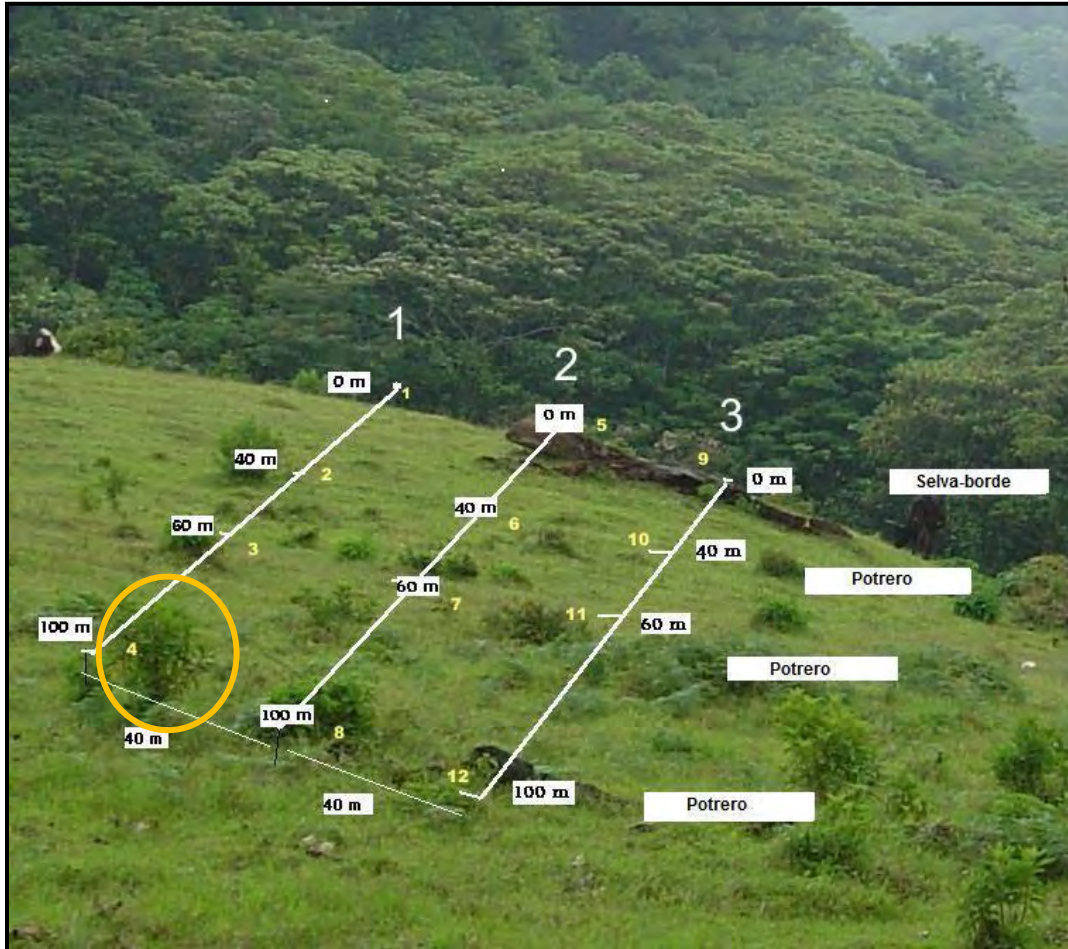


Figura 3. Muestreo. La figura muestra tres transectos que van de selva-borde a potrero con 100 m de longitud separados por 40 m. En cada transecto se colectó una muestra compuesta a los 0m, 40m, 60m y 100m.

Por cada distancia, se colectó una muestra compuesta que consistió de 12 núcleos de suelo superficial colectados por medio de una barrena de 15 cm de profundidad en un área de 100 m² alrededor del punto. Se colectaron cuatro muestras compuestas por cada transecto (0m, 40m, 60m y 100m), correspondiendo un total de 12 muestras compuestas por tres transectos en un fragmento (Fig. 4). Cabe señalar que cada muestra compuesta correspondió a medio kilogramo de suelo en una bolsa de plástico la cual se etiquetó y depositó en una hielera para mantenerla a baja temperatura.

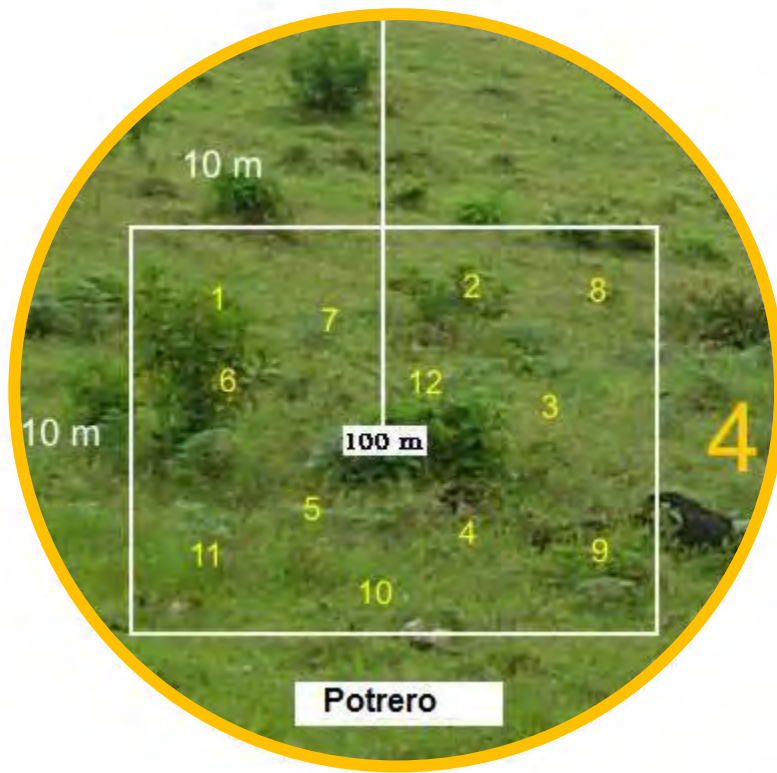


Figura 4. Muestra compuesta. La muestra compuesta está formada por 12 núcleos de suelo localizados dentro de un cuadro de 10m x 10m; en éste caso se tomó como ejemplo el cuadro a los 100m del transecto.

Debido a que en las muestras compuestas no se considera el análisis de densidad aparente, se realizó otro muestreo para la determinación de este parámetro que consistió en colectar un total de 5 núcleos o cilindros metálicos de 100 cm³ alrededor de cada punto

del transecto (0m, 40m, 60m y 100m) dentro de un área de 9 m², dando un total de 20 cilindros por transecto; de los tres transectos resultó un total de 60 cilindros por fragmento. El contenido de cada cilindro se vertió en una bolsa de plástico y se etiquetó. Finalmente se realizaron dos perfiles por fragmento, uno en selva-borde y otro en potrero con las siguientes medidas: 2 m de largo por 1.5 m de ancho y una profundidad que varió entre 82 y 93 cm, con un número de horizontes que oscilaron entre 4 y 5 por perfil; la descripción se llevó a cabo según Siebe *et al.* 1996 (Apéndice II) de cada horizonte se colectaron 250 g de suelo para los análisis de suelo y 3 núcleos o cilindros de 100 cm³ para densidad aparente.

Considerando los dos fragmentos se obtuvieron un total de 24 muestras compuestas, 120 núcleos o cilindros de 100 cm³ y 4 perfiles, de los cuales se colectó un total de 18 muestras y 51 núcleos o cilindros de 100 cm³.

6.2 Análisis de laboratorio

Se determinaron las siguientes características físicas: textura, densidad aparente, densidad real, porcentaje de porosidad y parámetros químicos: pH, carbono orgánico, capacidad de intercambio catiónico (CIC), cationes intercambiables: Na⁺, K⁺, Ca²⁺, Mg²⁺, fósforo asimilable. Como parámetro biológico se midió la actividad enzimática (deshidrogenasa).

Para los análisis fisicoquímicos de laboratorio las muestras se sometieron a un pretratamiento de acuerdo con la norma ISO11464:1994 "Soil Quality" (Pretreatment of samples or physico-chemical analysis). Las muestras para la actividad enzimática se mantuvieron refrigeradas a 4° C en la obscuridad desde la colecta hasta un día antes del análisis, el cual se realizó en un lapso no mayor de un mes. A continuación se menciona la metodología utilizada para cada parámetro edáfico y biológico:

Textura. Se determinó la textura de acuerdo al método ISO 11277:1998 utilizando como agente dispersante una solución 33 g de hexametáfosfato de sodio y 7 g de carbonato de sodio anhidro en un litro de agua e hidrómetro como aparato de medición (Densímetro Robson Bouyoucos G/L a 20°C según ASTM-152-H rango de -5 a 60) (Apéndice I).

Densidad Aparente. Se determinó la densidad aparente mediante el método ISO 11272:1998 utilizando núcleos o cilindros metálicos con un volumen de 100cm^3 (Apéndice I).

Densidad Real. Se determinó por el método ISO 11508:1998. Muestras tomadas con los cilindros (Apéndice I).

Porcentaje de porosidad. Se determinó mediante la relación directa entre la densidad real (δ_r) y la densidad aparente (δ_a) de la siguiente forma: % de porosidad = $(100 * (\delta_r - \delta_a) / \delta_r)$ (Apéndice I).

pH. Se determinó por el método ISO 10390:1994, se utilizó CaCl_2 0.01 mol/l como solución acuosa en una relación 1:5 (Apéndice I).

Carbono orgánico. Se utilizó oxidación sulfocrómica de acuerdo con el método ISO 14235:1998 (Apéndice I).

Capacidad de intercambio catiónico (CIC). Se determinó de acuerdo al método ISO 11260: 1994 (Apéndice I).

Cationes intercambiables: Na^+ , K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} . Se determinó de acuerdo al método ISO 11260: 1994 (Apéndice I).

Fósforo disponible. Se determinó el fósforo asimilable de acuerdo a la Norma Oficial Mexicana (NOM) para suelos ácidos por el método AS-11 por el procedimiento de Bray y Kurtz (Apéndice I).

Actividad enzimática: deshidrogenasa. La actividad enzimática por deshidrogenasa se determinó utilizando el método descrito por Friedel *et al.* (1994) (Apéndice I).

6.3 Análisis de datos

Se realizaron Análisis de Varianza (ANOVA) para determinar diferencias entre ambientes, fragmentos e interacción ambiente-fragmento. Posteriormente se realizó una comparación múltiple de medias con la prueba de Tuckey HSD (Honest significant difference) para determinar diferencias entre las distancias (0 m, 40 m, 60 m y 100 m) en los dos fragmentos (Zar 1991). Se calcularon los coeficientes de correlación (r^2) entre todas las variables con un nivel de significancia de $p < 0.05$. Los datos, con excepción de la textura, fueron analizados usando el software STATISTICA, Versión 6.0.

7. RESULTADOS

7.1 Perfiles

Los suelos de los dos fragmentos de selva se han desarrollado bajo condiciones muy similares de temperatura y humedad; sin embargo, la topografía y cambios en las condiciones de drenaje y lixiviación han tenido influencia en el proceso de desarrollo de los mismos, que han conducido a una variabilidad en algunas de sus propiedades físicas y químicas (Brady y Weil 1999). De esta manera se encontró que cada fragmento presenta un tipo de suelo distinto en el área de estudio; para el fragmento 640 ha se determinó Acrisol húmico y para el fragmento 211 ha Cambisol ándico.

El término Acrisol deriva del vocablo latino “acris” que significa muy ácido, haciendo alusión a su carácter ácido y su baja saturación en bases, provocada por su baja alteración. Son suelos que presentan baja concentración de nutrientes minerales, alta concentración de aluminio, fuerte adsorción de fosfatos y son muy susceptibles a la erosión. La denotación de húmico se refiere al porcentaje de carbono orgánico a lo largo de los primeros 50 m, el cual se caracteriza por ser mayor a 1% (<http://www.unex.es/edafo/FAO/Acrisol.htm>).

El tipo de suelo Acrisol húmico corresponde a los perfiles 1 y 2 del fragmento 640 ha, los cuales se muestrearon en los ambientes de selva-borde y potrero respectivamente. Son suelos arcillosos (30-55%) de pH fuertemente ácidos (5.0-5.6) con aportes de materia orgánica importantes a lo largo del perfil (1-4%), con densidades aparentes relativamente bajas de 0.8-1.2 g/cm³. El horizonte Ah indica la acumulación de materia orgánica en

horizontes minerales y el horizonte Bt indica acumulación de arcillas por iluviación (Cuadro 18).

El tipo de suelo para el fragmento 211 ha se determinó como Cambisol ándico que se caracteriza por presentar un horizonte superficial con 15 cm de espesor, que muestra evidencia de alteración en relación con los horizontes subyacentes. Estos son: a) estructura moderadamente desarrollada, b) colores más rojizos o intensos, o mayor contenido de arcillas, y c) remoción de carbonatos. Estos suelos se consideran moderadamente desarrollados con un intemperismo leve o moderado del material parental (Sommer-Cervantes *et al.* 2003). La denominación ándico se refiere a la presencia de un horizonte de por lo menos 30 cm de espesor, con baja densidad aparente, una alta retención de fósforo (mayor al 70 %), un 10% mínimo de arcillas, presencia de vidrio volcánico, Fe y Al (<http://www.unex.es/edafo/FAO/Acrisol.htm>).

El Cambisol ándico comprende los perfiles 3 y 4 que corresponde a los ambientes de potrero y selva-borde del fragmento 211 ha respectivamente, presenta un porcentaje de arcillas mayor al 20% a lo largo del perfil, valores importantes de materia orgánica en los primeros horizontes de 4 a 8% con pH de fuertemente a medianamente ácido (5.0 a 6), se observa un cambio de textura importante entre los horizontes Ah y Cw (perfil 3) y entre Ah₃ y ACw₁ (perfil 4), característico de los Cambisoles. La propiedad ándica se refleja con la presencia de alofano (se utilizó Fenoltaleína y Floruro de sodio para su determinación), de una densidad aparente baja (0.4 a 1.0 gcm⁻³) y un horizonte con un espesor mayor de 30 cm que se observa en el perfil 4 (comprende los horizontes Oh, Ah₂ y Ah₃) (Cuadro 18).

Cuadro 18. Propiedades físicas y químicas de los perfiles

Perfil	Horizontes	Prof. cm	Color		pH 1:5 suelo/	DA g/cm ³	DR g/cm ³	Porosidad %	Arenas %	Limos %	Arcillas %	CO %	Textura
			Seco	Húmedo									
1	Ah	0-7	10 YR 3/2	10YR 2/2	5.3	0.8	2.6	69.7	55.0	15.5	29.5	4.4	Franco-Arcillo-Arenosa
	AB	7-21	10 YR 3/3	10YR 2/2	5.3	1.0	2.6	61.5	37.5	18.8	43.8	1.9	Arcillosa
	Bw	21-40	10 YR 4/3	10 YR 3/2	5.3	1.2	2.7	56.5	32.5	35.0	32.5	1.2	Franco-Arcillosa
	Bt ₁	40-63	10 YR 4/4	10 YR 3/3	5.3	1.1	2.7	57.9	25.0	22.5	52.5	0.9	Arcillosa
	Bt ₂	63-82	10 YR 5/4	10 YR 3/6	5.3	—	—	—	30.0	20.0	50.0	0.7	Arcillosa
2	Ap	0-9	10 YR 4/3	10 YR 3/2	5.6	1.01	2.5	59.9	26.0	28.0	46.0	2.5	Arcillosa
	A	9-40	10 YR 3/4	10 YR 3/2	5.3	1.00	2.6	61.8	28.8	26.3	45.0	1.6	Arcillosa
	Bt	40-72	10 YR 3/6	10 YR 3/3	5.3	1.12	2.6	57.0	26.3	21.3	52.5	0.9	Arcillosa
	Bt	72-87	10 YR 3/4	10 YR 3/3	5.0	1.12	2.6	56.2	27.5	17.5	55.0	0.6	Arcillosa
3	Ap	0-10	10 YR 4/4	10YR 2/2	5.1	0.86	2.4	64.7	42.5	20.0	37.5	4.4	Franco-Arcillosa
	Ah	10-26	10 YR 4/3	10 YR 3/2	5.0	0.89	2.4	62.9	42.5	20.0	37.5	3.7	Franco-Arcillosa
	Cw	26-58	10 YR 4/4	10 YR 3/3	5.2	0.85	2.5	66.5	36.0	22.0	42.0	1.8	Arcillosa
	C ₂	58-93	10 YR 4/4	10 YR 3/3	5.5	0.80	2.5	67.8	65.0	15.0	20.0	0.8	Franco-Arcillo-Arenosa/ Franco Arenosa
4	Oh	0-3	10 YR 3/3	10YR 2/2	5.8	0.36	2.1	82.7	58.0	16.0	26.0	7.6	Franco-Arcillo-Arenosa
	Ah ₂	3-17	10 YR 3/3	10 YR 3/2	5.7	0.80	2.4	66.3	45.0	22.5	32.5	3.8	Franco-Arcillo-Arenosa/ Franco-Arcillosa
	Ah ₃	17-34	10 YR 4/4	10 YR 3/3	5.3	0.75	2.5	70.1	46.0	20.0	34.0	2.5	Franco-Arcillo-Arenosa
	ACw ₁	34-66	10 YR 4/4	10 YR 3/3	5.4	0.81	2.5	67.2	47.5	30.0	22.5	1.7	Franca
	ACw ₂	66-93>	10 YR 5/4	10 YR 4/3	5.5	0.97	2.6	62.2	52.5	25.0	22.5	1.1	Franco-Arcillo-Arenosa

7.2 Parámetros físicos

7.2.1 Textura

El fragmento 640 ha no presentó variaciones a lo largo del transecto y la textura fue de tipo arcilloso (R) (44-46 % de arcillas, 26-28% limos y 27-29% arenas). En el fragmento 211 ha presentó dos tipos de textura franco-arcillo-arenosa (CRA) y arcillo-arenosa (RA) que comprenden un porcentaje de arcillas entre el 30 y 38%, el de limos entre el 16 y 18 % y el de arenas entre el 45 y el 54 %. A nivel fragmentos se observó que el fragmento 640 ha presenta un dominio en el porcentaje de arcillas mientras que en el fragmento 211 ha presenta un dominio en el porcentaje de arenas (Fig. 5).

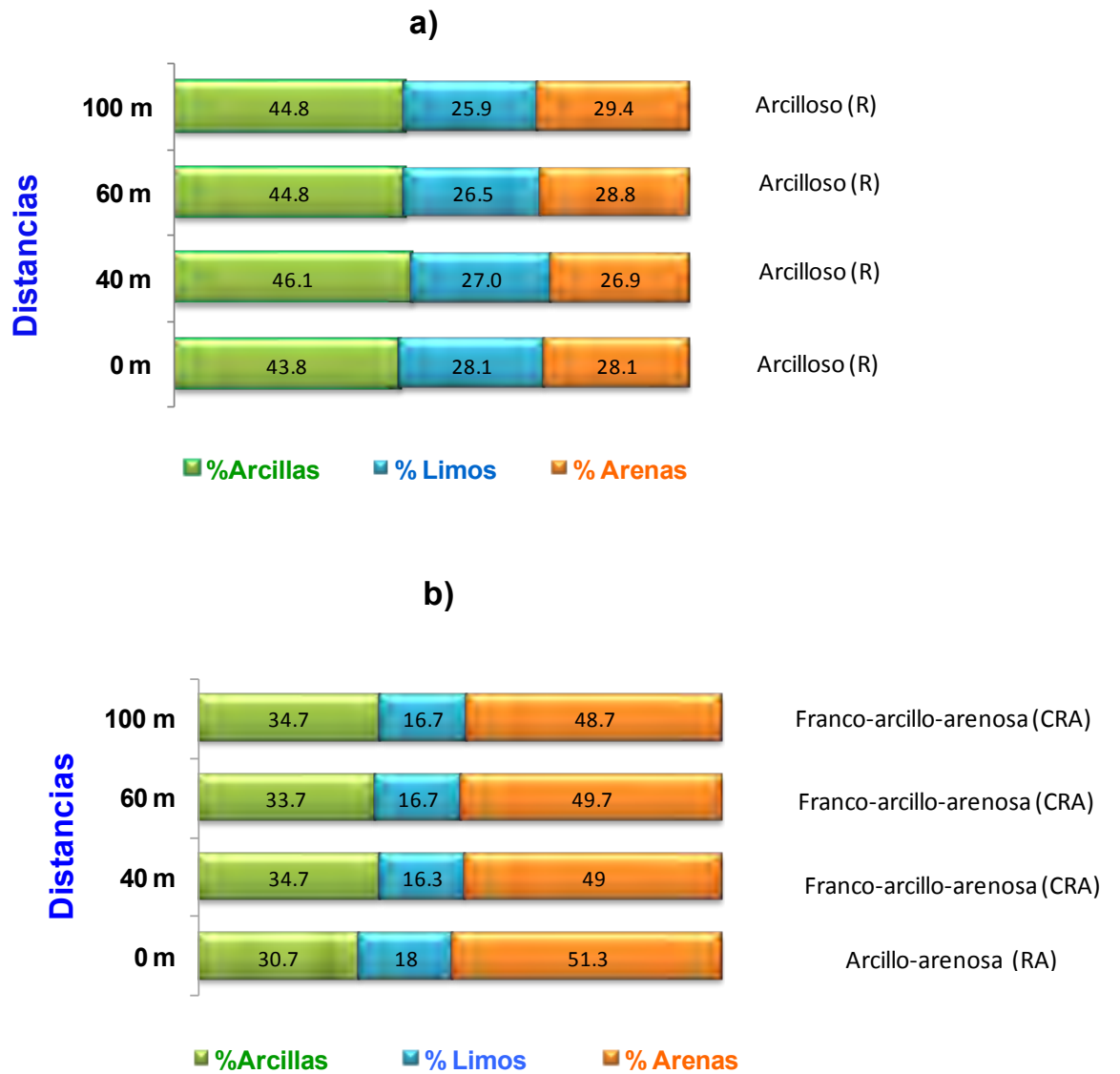


Figura 5. Valores promedio de textura en las cuatro distancias: 0 m, 40 m, 60 m y 100 m. a) Fragmento 640 ha y b) Fragmento 211 ha.

7.2.2 Densidad Aparente

En el fragmento 640 ha la densidad aparente no presentó cambios a lo largo del gradiente (0.7 y 0.8 gcm^{-3}), mientras que en el fragmento 211 ha la compactación aumentó de los 0 m (0.5 gcm^{-3}) a los 100 m (0.8 gcm^{-3}) (Fig. 6). El ANOVA mostró diferencias significativas entre fragmentos ($F_{1,16} = 18.279$, $p < 0.001$), el factor distancias ($F_{3,16} = 9.352$, $p < 0.001$) y para la interacción fragmento-distancia ($F_{3,16} = 3.366$, $p < 0.045$) (Fig. 6). En el caso de los fragmentos, el fragmento 211 ha tuvo la media significativamente menor (Fig. 6 a). En el caso de las distancias, los 0 m del fragmento 211 ha tuvo la media significativamente menor (Fig. 6b).

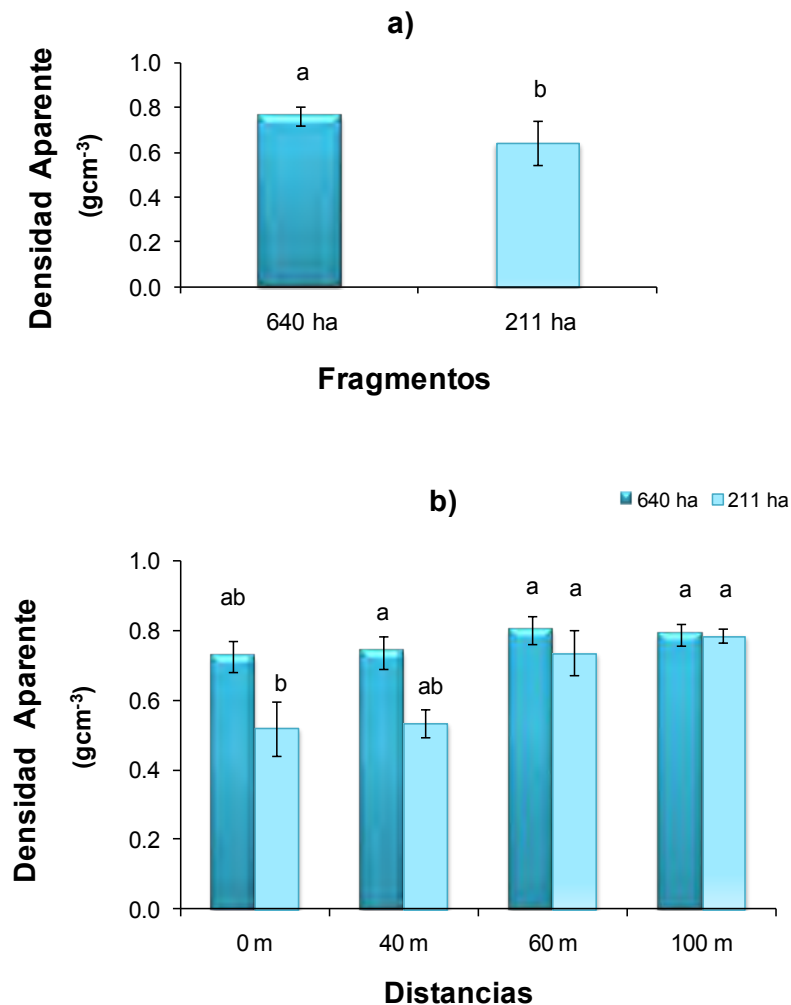


Figura 6. a) Valores promedio (\pm EE) de densidad aparente para los fragmentos 640 ha y 211 ha en las cuatro distancias de selva-borde a potrero: 0m, 40 m, 60 m y 100 m. b) Resultados de la interacción. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

7.2.3 Porcentaje de porosidad

La porosidad del fragmento 640 ha no varió a lo largo del transecto, ya que se mantuvo en el intervalo de 66.2-70%, mientras que en el fragmento 211 ha hubo una disminución en la porosidad de los 0 m (76.3%) a los 100 m (66.4%) (Fig.7b). El ANOVA mostró diferencias significativas para el factor fragmento ($F_{1,16} = 9.441$, $p < 0.007$) y el factor distancias ($F_{3,16} = 8.255$, $p < 0.002$) (Fig. 7). En el caso de los fragmentos, el fragmento 640 ha tuvo la media significativamente menor (Fig. 7a). En el caso de las distancias, los 0 m del fragmento 211 ha tuvo la media significativamente mayor (Fig. 7b).

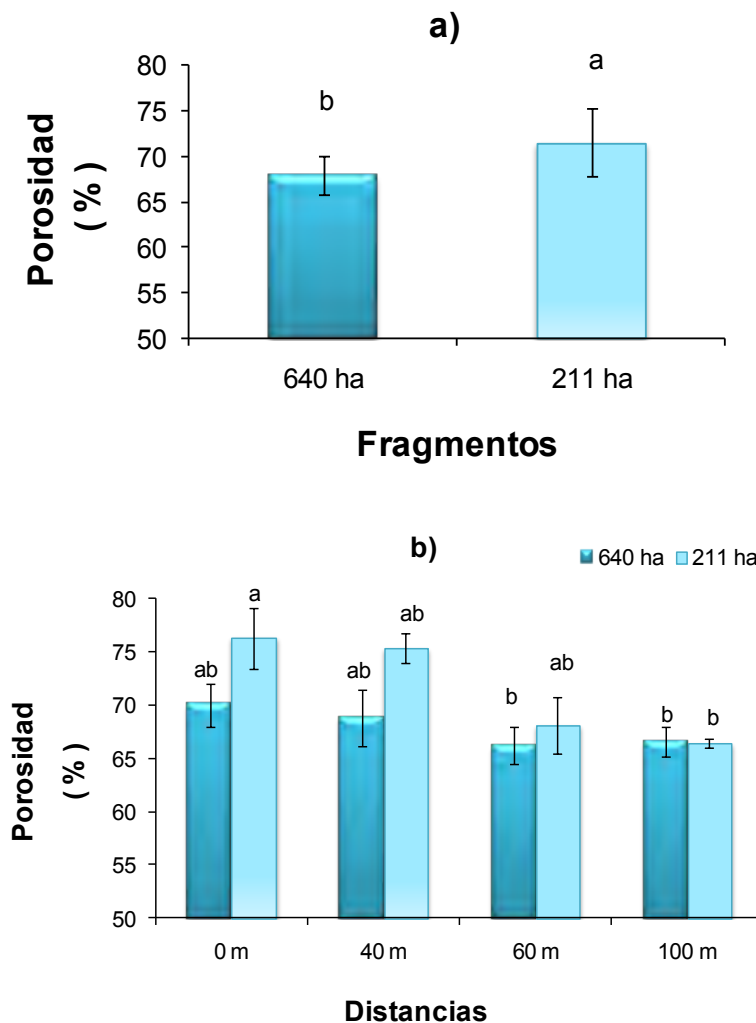


Figura 7. a) Valores promedio (\pm EE) de porosidad para los fragmentos 640 ha y 211 ha en las cuatro distancias de de selva-borde a potrero: 0m 40 m, 60 m y 100 m. **b)** Resultados de la interacción. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

7.3 Parámetros químicos

7.3.1 pH

El pH del fragmento 640 ha no varió a lo largo del transecto y se mantuvo entre 5.4 y 5.5, mientras que el pH del fragmento 211 ha disminuyó de los 0 m (5.9) a los 100 m (5.0) (Fig. 8). El ANOVA mostró diferencias significativas para el factor ambiente ($F_{3,16} = 4.110641$, $p < 0.024$) y para la interacción fragmento-distancia ($F_{3,16} = 6.474$, $p < 0.004$) (Fig. 8). En el caso de las distancias, a los 100 m de la selva-borde a potrero del fragmento 211 ha tuvo el valor significativamente menor (Fig. 8).

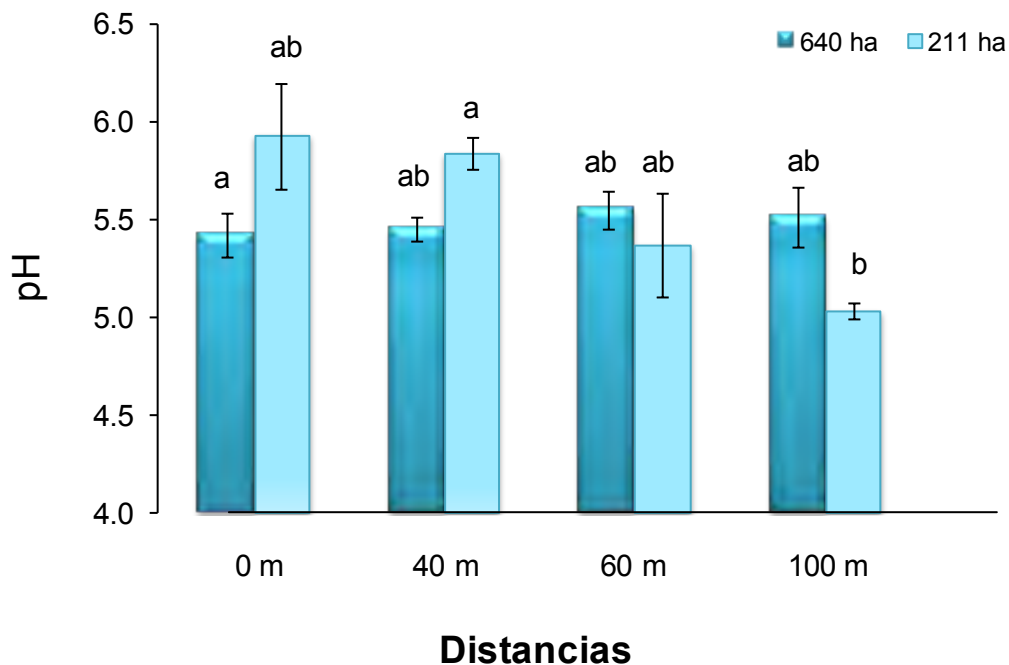


Figura 8. Valores promedio (\pm EE) de pH para los fragmentos 640 ha y 211 ha en las cuatro distancias de selva-borde a potrero: 0 m, 40 m, 60 m y 100 m. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

7.3.2 Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

La CIC en el fragmento 640 ha no varió a lo largo del transecto ya que se mantuvo dentro del intervalo 18-23 $\text{cmol}(+)\text{kg}^{-1}$, mientras que en el fragmento 211 ha la CIC disminuyó de los 0 m ($27.1 \text{ cmol}(+)\text{kg}^{-1}$) a los 100 m ($10.8 \text{ cmol}(+)\text{kg}^{-1}$) (Fig. 10). El ANOVA mostró diferencias significativas para el factor distancia ($F_{3,16} = 4.282, p < 0.021$) y para la interacción fragmento-distancia ($F_{3,16} = 11.820, p < 0.001$) (Fig.10). En el caso de las distancias, a los 100 m de la selva-borde del fragmento 211 ha tuvo la media significativamente menor (Fig. 10).

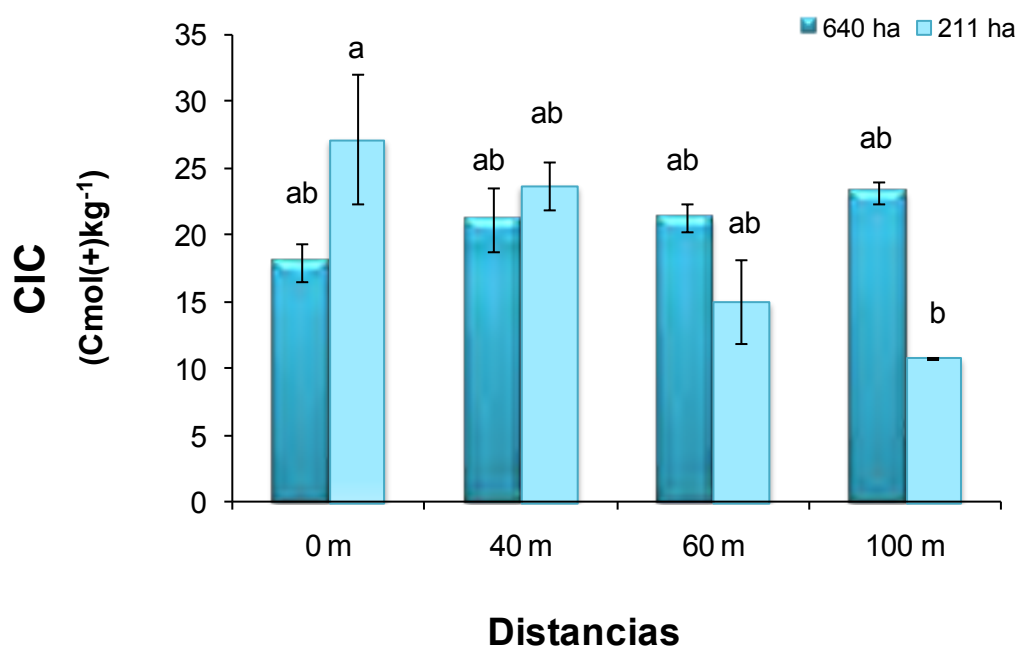


Figura 10. Valores promedio (\pm EE) de la CIC para los fragmento 640 ha y 211 ha en las cuatro distancias de selva-borde a potrero: 0 m, 40 m, 60 m y 100 m. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

7.3.3 Cationes intercambiables: Na⁺, K⁺, Ca²⁺ y Mg²⁺

Na⁺. El sodio del fragmento 640 ha no varió a lo largo del transecto y se mantuvo en el intervalo de

0.4-0.5 cmol(+)/kg⁻¹; del mismo modo para el fragmento 211 ha no varió a lo largo del transecto ya que se mantuvo dentro del intervalo 0.2-0.3 cmol(+)/kg⁻¹ (Fig. 11). El ANOVA mostró diferencias significativas para el factor fragmento ($F_{1,16} = 37.672$, $p < 0.001$), donde el fragmento 211 ha tuvo la media significativamente menor (Fig. 11a). En el caso de las distancias, a los 40 m del fragmento 640 ha tuvo la media significativamente mayor, mientras que a los 100 m del fragmento 211 ha tuvo el valor significativamente menor (Fig. 11b).

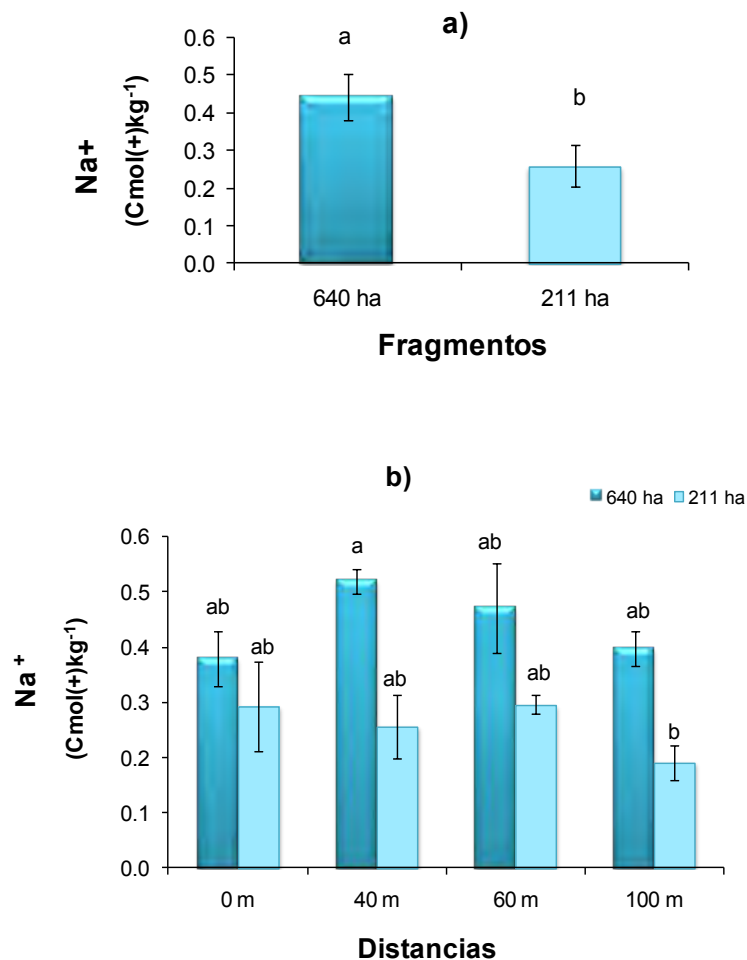


Figura 11. a) Valores promedio (\pm EE) de sodio para los fragmentos 640 ha y 211 ha en las cuatro distancias: 0 m, 40 m, 60 m y 100 m. **b)** Resultados de la interacción. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

K⁺. El potasio del fragmento 640 ha no varió significativamente a lo largo del transecto (0.4-0.9 cmol(+)kg⁻¹), mientras que en el fragmento 211 ha se observó una disminución de potasio de los 0 m (0.8 cmol(+)kg⁻¹) a los 100 m (0.2 cmol(+)kg⁻¹) (Fig. 12). El ANOVA mostró diferencias significativas para la interacción fragmento-distancia ($F_{3,16} = 10.339$, $p < 0.001$) (Fig. 12). En el caso de las distancias, a los 0 m del fragmento 211 ha y a los 100 m del fragmento 640 ha tuvieron la media significativamente mayor, mientras que a los 60 m y 100 m del fragmento 211 ha tuvieron los valores significativamente menores (Fig. 12).

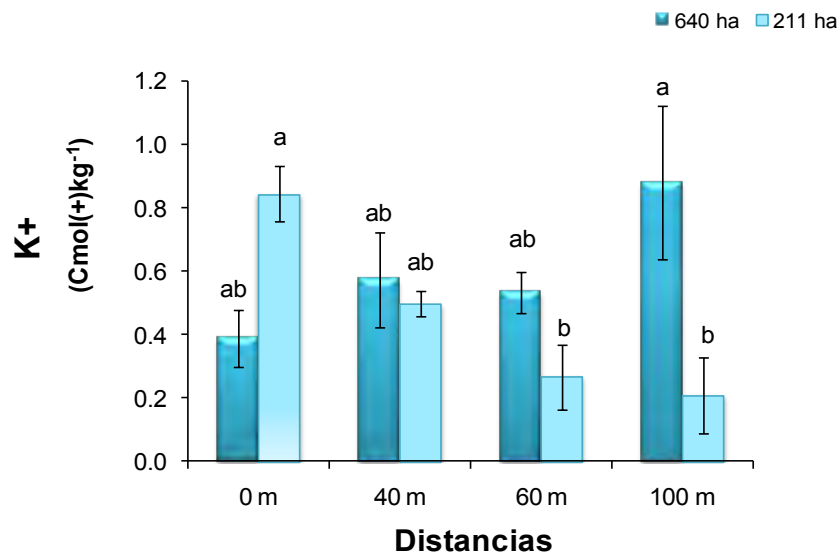


Figura 12. Valores promedio (\pm EE) de potasio para los fragmento 640 ha y 211 ha en las cuatro distancias de seva-borde a potrero: 0m, 40m, 60 m y 100 m. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

Ca²⁺. El calcio fue el único parámetro en el que se encontraron diferencias significativas dentro del fragmento 640 ha, ya que la media de la distancia a los 0 m (10 cmol(+)kg⁻¹) fue significativamente menor que a los 60 m (15 cmol(+)kg⁻¹) (Fig. 13). El calcio del fragmento 211 ha disminuyó de los 0 m (20.4 cmol(+)kg⁻¹) a los 100 m (6.9 cmol(+)kg⁻¹) (Fig. 13). El ANOVA mostró diferencias significativas en el factor distancia ($F_{3,16} = 5.776$, $p < 0.007$) y en la interacción fragmento-distancia ($F_{3,16} = 28.100$, $p < 0.001$) (Fig. 13). En el caso de las distancias, a los 0 m del fragmento 640 ha y a los 100 m del fragmento 211 ha tuvieron la media significativamente menor (Fig. 13).

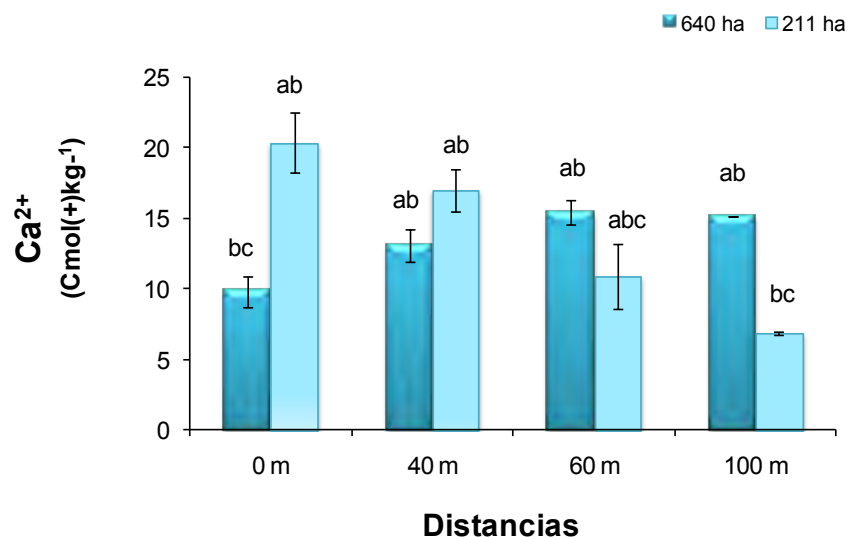


Figura 13. Valores promedio (\pm EE) de calcio para los fragmento 640 ha y 211 ha en las cuatro ambientes de selva-borde a potrero: 0 m, 40 m, 60 m y 100 m. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

Mg²⁺. El magnesio tanto del fragmento 640 ha (7 cmol(+)kg⁻¹) como del fragmento 211 ha (3-6 cmol(+)kg⁻¹) no se modificó a lo largo del transecto (Fig. 14b). El ANOVA mostró diferencias significativas para el factor fragmento ($F_{1,16} = 23.656$ $p < 0.001$) y para interacción fragmento-distancia, la que marginalmente resultó significativa ($F_{3,16} = 2.568$, $p < 0.091$). En el caso de los fragmentos, el fragmento 211 ha tuvo la media significativa menor (Fig. 14a). En el caso de las distancias, a los 100 m del fragmento 211 ha tuvo la media significativamente menor (Fig. 14b).

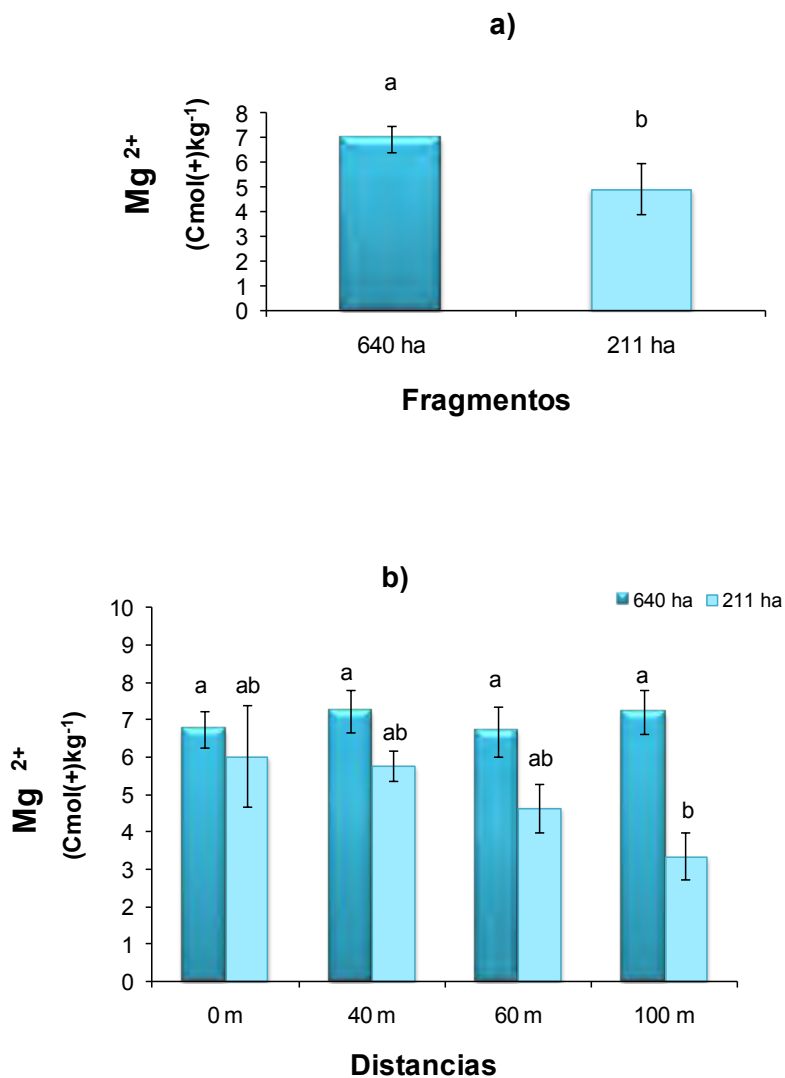


Figura 14. a) Valores promedio (\pm EE) de magnesio para los fragmentos 640 ha y 211 ha en las cuatro distancias de selva-borde a potrero: 0m, 40m, 60m y 100 m. **b)** Resultados de la interacción. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

7.3.4 Fósforo disponible

El fósforo disponible en el fragmento 640 ha fue bajo ($1.8\text{-}3.3\text{ mgkg}^{-1}$) y se mantuvo así a lo largo del transecto; en cambio en el fragmento 211 ha se observaron concentraciones más altas de fósforo de $15.4\text{ a }18.5\text{ mgkg}^{-1}$ a lo largo del transecto (Fig.15b). El ANOVA mostró diferencias significativas para el factor fragmento ($F_{1,16} = 222.075$, $p < 0.001$) donde el fragmento 640 ha tuvo la media significativamente menor (Fig. 15a).

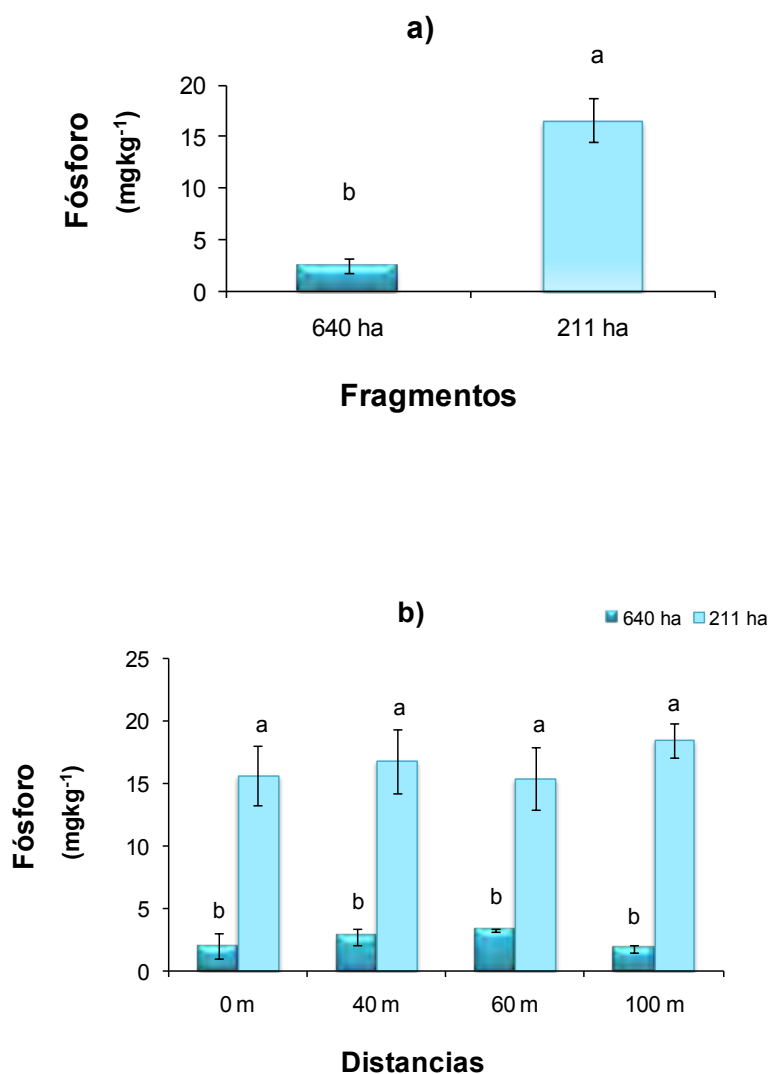


Figura 15. a) Valores promedio (\pm EE) de fósforo para los fragmentos 640 ha y 211 ha en las cuatro distancias de selva-borde a potrero: 0 m, 40 m, 60 m y 100 m. **b)** Resultados de la interacción. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

7.4 Parámetros biológicos

7.4.1 Carbono orgánico

En el fragmento 640 ha el porcentaje de carbono orgánico se mantuvo constante en un rango de 3.1-3.4% a lo largo del transecto, mientras que en el fragmento 211 ha disminuyó los 0 m (5.1%) a los 100 m (4.0%) (Fig. 16b). El ANOVA mostró diferencias significativas para el factor fragmento ($F_{1,16} = 116.268$, $p < 0.001$), el factor distancia ($F_{3,16} = 6.739$, $p < 0.004$) y para la interacción fragmento-distancia ($F_{3,16} = 8.887$, $p < 0.001$) (Fig.16). En el caso de los fragmentos, el fragmento 640 ha tuvo la media significativamente menor (Fig. 16a). En el caso de las distancias, a los 0 y 40 m del fragmento 211 ha tuvieron la media significativamente mayor, mientras que las cuatro distancias del fragmento 640 ha tuvieron los valores significativamente menores (Fig. 16b).

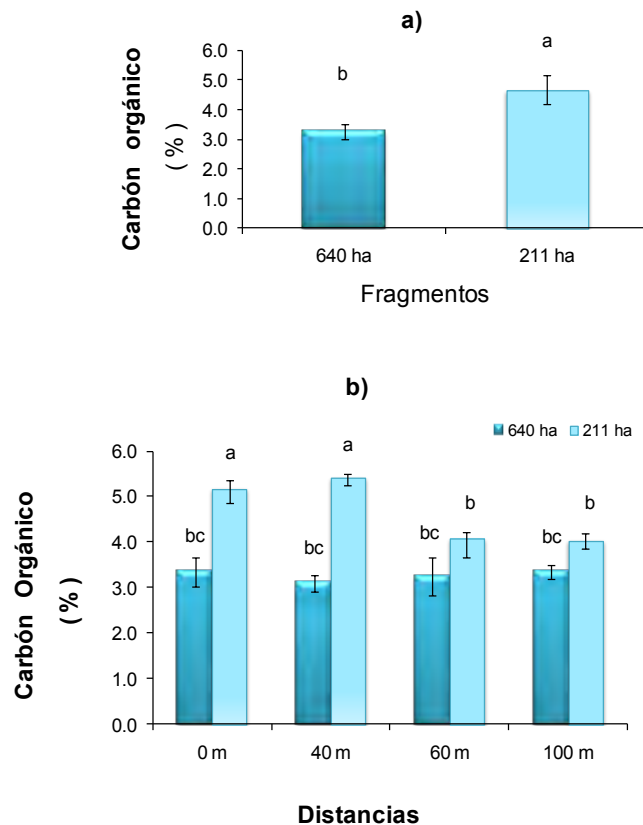


Figura 16. a) Valores promedio (\pm EE) de porcentaje de carbono orgánico para los fragmentos 640 ha y 211 ha en las cuatro distancias de selva-borde a potrero: 0 m, 40 m, 60 m y 100 m. **b)** Resultados de la interacción. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

7.4.2 Deshidrogenasa

En este parámetro no se observaron diferencias a lo largo de los transectos del fragmento 640 ha ni del fragmento 211 ha (Fig.17). El ANOVA mostró diferencias significativas para la interacción fragmento-distancia ($F_{3,16} = 3.380$, $p < 0.044$) (Fig. 17). En el caso de las distancias, a los 100 m del fragmento 211 ha tuvo el valor significativamente menor (Fig. 17).

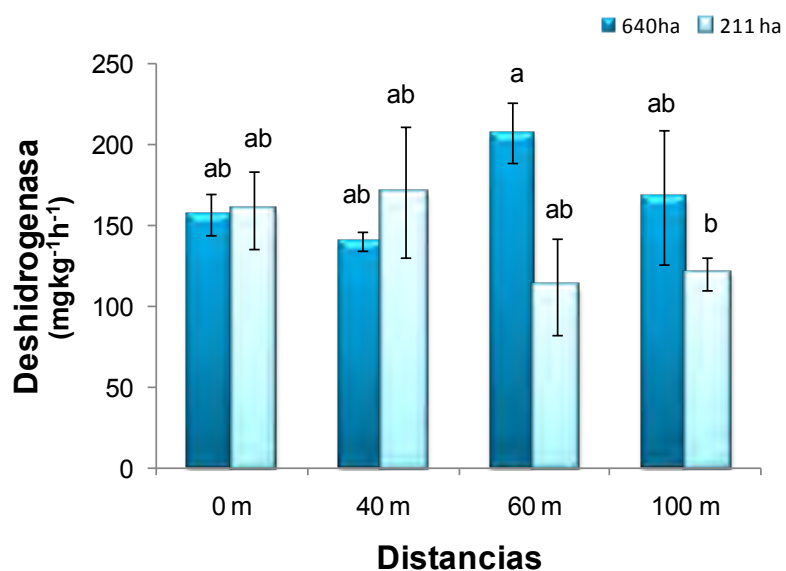


Figura 17. Valores promedio (\pm EE) de la deshidrogenasa para los fragmentos 640 ha y 211 ha en las cuatro distancias de selva-borde a potrero: 0 m, 40 m, 60 m y 100 m. Las letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey.

7.5 Correlaciones

Los resultados de la correlación de las 15 variables analizadas en el fragmento 640 ha se muestran en el Cuadro 19 y los resultados de la correlación de las 15 variables analizadas en el fragmento 211 ha se muestra en el Cuadro 20. Son resaltados los índices de correlación que resultaron significativos ($p < 0.05$): densidad aparente (DA), densidad real (DR), porcentaje de porosidad (%PO), porcentaje de arcillas (%Arc), porcentaje de limos (%L), porcentaje de arenas (%Are), porcentaje de carbono orgánico (%Corg), capacidad de intercambio catiónico (CIC), y actividad enzimática: deshidrogenasa (AE).

En el Cuadro 19 y 20 se pueden observar correlaciones que se reportan en la literatura (Bray y Wel 1999, Porta *et al.* 1999). Como ejemplo de ellos se encuentran las correlaciones positivas entre el pH y la CIC, el porcentaje de carbono y los macronutrientes (K, Ca y Mg); de igual manera se observan correlaciones positivas entre el porcentaje de carbón orgánico y la CIC, el porcentaje de porosidad y los macronutrientes (K, Ca y Mg), finalmente la CIC con los macronutrientes (K, Ca y Mg). Dentro de las correlaciones negativas se encuentran la densidad aparente con el porcentaje de porosidad y carbón orgánico. La mayoría de estas correlaciones presentaron valores mayores de 0.80.

Cuadro 19. Resultados de la correlación de variables para el fragmento 640 ha (ver texto).

	pH	D.A.	% PO	% Arc	% L	% Are	% C _{org}	P	Na	K	Ca	Mg	CIC	AE
pH	1													
D.A.	0.74	1												
D.R.	-0.38	-0.55												
% POROSIDAD	-0.71	-0.98	1											
% ARCILLAS	-0.06	-0.26	0.28	1										
% LIMOS	-0.29	-0.04	0.00	-0.49	1									
% ARENAS	0.38	0.22	-0.19	-0.09	-0.83	1								
% C _{org.}	0.21	-0.03	0.04	-0.20	-0.41	0.59	1							
FÓSFORO	0.10	0.01	0.06	0.43	-0.63	0.44	0.05	1						
Na	0.26	0.15	-0.23	0.42	0.21	-0.51	-0.32	-0.02	1					
K	0.54	0.45	-0.49	0.18	-0.40	0.34	-0.06	0.08	-0.05	1				
Ca	0.60	0.58	-0.62	0.26	-0.57	0.49	0.24	0.37	0.26	0.53	1			
Mg	0.30	0.65	-0.66	-0.01	-0.04	0.05	-0.10	-0.29	0.06	0.46	0.23	1		
CIC	0.70	0.55	-0.59	0.19	-0.56	0.52	0.36	0.33	0.12	0.77	0.82	0.37	1	
AE	0.65	0.50	-0.39	-0.02	-0.28	0.34	-0.16	0.39	0.03	0.20	0.38	-0.13	0.20	1

Cuadro 20. Resultados de la correlación de variables para el fragmento 211 ha (ver texto).

	pH	D.A.	% PO	% Arc	% L	% Are	% C _{org}	P	Na	K	Ca	Mg	CIC	AE
pH	1													
D.A.	-0.79	1												
D.R.	-0.61	0.89												
% POROSIDAD	0.80	-0.99	1											
% ARCILLAS	-0.34	0.33	-0.29	1										
% LIMOS	0.20	-0.27	0.32	-0.17	1									
% ARENAS	0.28	-0.24	0.19	-0.95	-0.15	1								
% C _{org}	0.84	-0.85	0.84	-0.20	0.20	0.14	1							
FÓSFORO	-0.37	0.50	-0.54	-0.04	-0.31	0.13	-0.11	1						
Na	0.42	0.03	-0.06	-0.39	-0.07	0.41	0.23	0.37	1					
K	0.78	-0.68	0.70	-0.43	0.61	0.23	0.70	-0.25	0.35	1				
Ca	0.96	-0.82	0.82	-0.44	0.30	0.35	0.85	-0.28	0.46	0.88	1			
Mg	0.92	-0.71	0.70	-0.39	0.12	0.35	0.77	-0.27	0.43	0.59	0.85	1		
CIC	0.98	-0.77	0.77	-0.36	0.27	0.28	0.85	-0.25	0.46	0.85	0.98	0.89	1	
AE	0.37	-0.50	0.53	-0.19	0.04	0.18	0.47	-0.13	-0.02	0.57	0.45	0.15	0.39	1

En el cuadro 21 se resumen los valores promedio de los parámetros analizados en los dos fragmentos de selva.

Cuadro 21. Resumen de los parámetros analizados en los 2 fragmentos

Parámetros	Fragmento 640 ha	Fragmento 211 ha
Textura	Arcilloso (R)	Franco-arcillo-arenosa (CRA) y arcillo-arenosa (RA)
Densidad Aparente	0.7-0.8 gcm ⁻³	0.5-0.8 gcm ⁻³
Porcentaje de porosidad	66.2-70%	66.4-76.3%
pH	5.4-5.5	5.0-5.9
Corg.	3%	4-5%
CIC	18-24 cmol(+)kg ⁻¹	11-27 cmol(+)kg ⁻¹
Na ⁺	0.4-0.5 cmol(+)kg ⁻¹	0.-0.3 cmol(+)kg ⁻¹
K ⁺	0.4-0.9 cmol(+)kg ⁻¹	0.2-0.8 cmol(+)kg ⁻¹
Ca ²⁺	10-15 cmol(+)kg ⁻¹	7-20 cmol(+)kg ⁻¹
Mg ²⁺	7 cmol(+)kg ⁻¹	3-6 cmol(+)kg ⁻¹
P _{disponible}	1.8-3.3 mgkg ⁻¹	15.4-18.5 mgkg ⁻¹
Deshidrogenasa	140-207 mgINTkg ⁻¹ h ⁻¹	112-159 mgINTkg ⁻¹ h ⁻¹

8. DISCUSIÓN

En el presente trabajo se confirma que la selva de Los Tuxtlas presenta diferentes tipos de suelos, ya que en este estudio se determinaron el Acrisol húmico y el Cambisol ándico; el primero corresponde al fragmento 640 ha (Estación de Biología) y el segundo al fragmento 211 ha. El tipo de suelo Acrisol ya se había reportado con anterioridad dentro de la región de Los Tuxtlas pero no dentro de la Estación de Biología; el Cambisol ándico sí se había reportado dentro de la Estación.

En términos generales los fragmentos cuentan con niveles nutrimentales adecuados o concentraciones más altas (Fig. 11-14) que la mayoría de los suelos tropicales, como la selva del Amazonas, que cuenta con suelos altamente intemperizados (Laurence *et al.* 1999, Araujo *et al.* 2004; Martínez y Zinck 2004). Lo anterior sugiere de acuerdo con Flores-Delgado *et al.* (1999) que los suelos cercanos a la Estación de Biología son más fértiles debido a un rejuvenecimiento por un depósito reciente de materiales de origen volcánico de tipo básico y por el afloramiento de capas enterradas, ricas en calcio, expuestas gracias a los procesos de erosión natural del sitio.

El efecto por el cambio de uso de suelo de selva a potrero fue diferente para cada fragmento, lo cual se podría explicar por las propiedades intrínsecas de cada suelo así como por el tipo de manejo. Se consideran como propiedades intrínsecas aquellas que son determinadas básicamente por el material parental, el clima y la topografía, tales como la textura. Este es un parámetro muy estable y requiere aproximadamente 10^3 años para mostrar cambios significativos (Brady y Weil 1999), por lo que dependiendo de la clase textural de que se trate le brindará mayor o menor resistencia al suelo. Por otro lado debido a que este parámetro es difícil de modificar no se observaron diferencias a lo largo del transecto (0 a 100 m) en los dos fragmentos, como era de esperarse.

En el fragmento 640 ha no se observaron diferencias de los parámetros edáficos de selva-borde (0 m) a potrero (100 m) por el cambio de uso de suelo (a excepción del Ca^{2+}). Esta invariabilidad se podría explicar en gran parte por el tipo de textura, la cual fue arcillosa (44-46%) (Fig. 5a). Las arcillas a diferencia de otras partículas minerales (limos, arenas) se caracterizan por presentar cargas eléctricas (por lo general negativas) y cuentan con una gran superficie específica debido su tamaño (<0.002 mm) (Duchaufour 1978). Estas

propiedades permiten amortiguar el impacto en propiedades como el pH debido a que las arcillas pueden liberar o capturar iones hidrógeno para mantener los niveles de pH. Este parámetro además, no es fácil de alterar, requiere aproximadamente entre 1 y 10 años para modificarse ante los diferentes tipos de manejo (Bredja *et al.* 2000).

Otro factor importante que contribuyó a la estabilidad de las propiedades del suelo fue el porcentaje de carbono orgánico, el cual se mantuvo entre 3.1 y 3.4% (Fig. 16b). El carbono orgánico es el segundo parámetro importante que influye en el resto de los parámetros (seguido de la textura) debido a que, desde un punto de vista molecular, posee también cargas (generalmente negativas) que afectan tanto a parámetros físicos como químicos, como ocurre con las arcillas (Brady y Weil 1999).

Dentro de los físicos se encuentra la porosidad debido a que facilitan las uniones entre las partículas formando las estructuras del suelo, las cuales a su vez forman poros que ayudan al drenaje y aireación del suelo. El porcentaje de porosidad para este fragmento fue de 66.2% y 70% (Fig. 7b). Asimismo, esta propiedad se correlaciona negativamente con la densidad aparente, y se encontró una correlación negativa mayor de 0.90 (Cuadro 19), la cual refleja el grado de compactación del suelo. Las densidades presentaron valores bajos entre 0.7 y 0.8 gcm⁻³ (Fig. 6b).

Dentro de los parámetros químicos, tanto la textura (arcillosa) como la materia orgánica determinan la capacidad de intercambio catiónico (CIC), variable importante en la disponibilidad de nutrientes tanto para las plantas como para otros organismos; esta presenta valores que van de los 18 a los 23 cmol(+)kg⁻¹ (Fig. 10) que, desde un punto de fertilidad de suelos, se considera satisfactorio para la agricultura (Cuadro12). Como era de esperarse al no modificarse la textura ni el porcentaje de carbono orgánico, la CIC ni los nutrientes del suelo tampoco se modificaron (excepto el Ca²⁺), ya que los intervalos de Na⁺, K⁺ y Mg²⁺ se mantuvieron entre 0.4-0.5 cmol(+)kg⁻¹, 0.4-0.9 cmol(+)kg⁻¹ y 7 cmol(+)kg⁻¹, respectivamente, los cuales se consideran como niveles adecuados (Sommer-Cervantes *et al.* 2003).

En el caso del Ca²⁺, se esperaba un comportamiento similar a los demás cationes; sin embargo, su aumento de los 0 m (10 cmol(+)kg⁻¹) a los 60 m (15 cmol(+)kg⁻¹) (Fig. 13) se podría explicar por el sistema de manejo. Se utiliza con frecuencia el uso de encalado

(adición de piedras calizas, dolomita, que contiene altos niveles de Ca^{2+} y Mg^{2+}) en los potreros, el cual favorece las condiciones de nutrientes y pH del suelo para el establecimiento óptimo del pastizal principalmente en zonas tropicales (Newbould 1985 en Ellis y Mellor 1995).

La invariabilidad del carbono orgánico de selva a potrero es inusual pues se esperaba una declinación de la materia orgánica de la vegetación original a la zona deforestada, debido a que este parámetro es considerado como uno de los más sensibles, y se utiliza como indicador de la calidad de suelo. Esta estabilidad del carbono orgánico a lo largo del transecto se podría explicar por la resiliencia debido al tipo de manejo que se practica.

Se sabe que en este potrero fue introducido el pastizal desde 1976. El pastizal juega un papel importante debido a que frena los procesos de erosión del suelo mediante el sistema radicular; este sistema, además de evitar la pérdida de suelo superficial ante factores como la lluvia y el viento contribuye en el ingreso de la materia orgánica de manera significativa (Reiners *et al.* 1994, Brady y Weil 1999, Dechert *et al.* 2004). Se ha reportado que la parte superficial del pastizal genera un microclima que protege a la materia orgánica de su degradación ante la incidencia directa del sol (Davidson y Ackerman 1993, Reicosky y Forcella 1998, Brady y Weil 1999, Holl 1999; Guo y Gifford 2002). Además, este potrero cuenta con una gran cantidad de árboles (91 individuos por ha), muchos de ellos remanentes (Delgadillo 2006); esto permite que tanto el pastizal como la presencia de árboles contribuyan de manera importante en el proceso de resiliencia del suelo. Por otro lado, la textura mantiene los niveles de carbono orgánico debido a la formación de "complejos arcilla-humus", (uniones de arcillas con la materia orgánica), los cuales la protegen de su degradación (Woomer y Swift 1994, Hassink 1997, Brady y Weil 1999, Dechert *et al.* 2004, López-Ulloa *et al.* 2005) permitiendo así su permanencia en el suelo por más tiempo aún cuando se lleven a cabo actividades agropecuarias (Brady y Weil 1999).

La baja disponibilidad del fósforo a lo largo del transecto se debe probablemente al alto contenido de arcillas (principalmente alofano), las cuales son capaces de retener el fósforo; además, de acuerdo con García-Montiel *et al.* (2000) por el tiempo que lleva establecido el pastizal (más de 20 años), la disponibilidad del fósforo en la solución del suelo se vuelve cada vez mayor.

En cuanto a la actividad enzimática (deshidrogenasa) se mantuvo constante como el resto de los parámetros; no obstante, se esperaban cambios graduales a lo largo del transecto debido a que en muchos estudios ha resultado sensible ante el cambio de uso de suelo. Sin embargo, se podría pensar que estos resultados se debieron a la estabilidad de la materia orgánica y probablemente no refleja cambios a nivel de la estructura vegetal.

El Fragmento 211 ha en cambio, presentó un deterioro por el cambio de uso de suelo debido muy probablemente a las características intrínsecas del suelo (Cambisol húmico) y al tipo de manejo. El suelo presenta una textura con un dominio en el porcentaje de arenas (49- 51%) (Fig.5b) y un mayor porcentaje de carbono orgánico (cerca al 5%) (Fig.16 b). Estas dos características como se explicó anteriormente son de gran importancia en la determinación del resto de los parámetros. De esta manera el dominio en el porcentaje de arenas ofrece probablemente una menor resistencia ante el cambio de uso de suelo, debido a que las arenas son las partículas con menor superficie específica y no presentan carga eléctrica (Duchaufour 1978).

Por otro lado, el porcentaje de carbono orgánico disminuyó a lo largo del transecto por el cambio de uso de suelo de 5.1% a 4.0%, como era esperarse. Este parámetro se considera el segundo más importante después de la textura; sin embargo, para este estudio al presentarse porcentajes bajos de arcillas, la materia orgánica se convirtió en el principal factor influyente para el resto de los parámetros del suelo. Esto se confirma por las correlaciones positivas encontradas entre el porcentaje de carbono orgánico y variables como el pH, CIC, nutrientes, porcentaje de porosidad, las cuales resultaron mayores de 0.80 (Cuadro 20), así como la correlación negativa entre el porcentaje de carbono orgánico y la densidad aparente (0.85) (Cuadro 20).

De este modo, al disminuir el porcentaje de carbono orgánico a lo largo del transecto, el porcentaje de porosidad disminuyó de 76.3% a 66.4% (Fig. 7a) ocasionando un aumento en la compactación o densidad aparente del suelo de 0.5 gcm^{-3} a 0.8 gcm^{-3} (Fig.6b). Dentro de los parámetros químicos disminuyó el pH de 5.9 a 5.0 (Fig. 8), la capacidad de intercambio catiónico también disminuyó de $27.1 \text{ cmol}(+)\text{kg}^{-1}$ a $10.8 \text{ cmol}(+)\text{kg}^{-1}$ (Fig. 10)

así como los nutrientes del suelo como K^+ y Ca^{2+} , de $0.8 \text{ cmol}(+)\text{kg}^{-1}$ a $0.2 \text{ cmol}(+)\text{kg}^{-1}$ y de $20.4 \text{ cmol}(+)\text{kg}^{-1}$ a $6.9 \text{ cmol}(+)\text{kg}^{-1}$, respectivamente (Fig. 12 y 13).

El Na^+ y el Mg^{2+} fueron los únicos que se mantuvieron constantes; esto sugiere que su fuente principal se encuentra probablemente en los minerales primarios del suelo.

Se encontraron altos contenidos de fósforo disponible en el fragmento 211 ha ($15.4\text{-}18.5 \text{ mgkg}^{-1}$), contrario a lo que se esperaba debido a que este suelo tiene propiedades ándicas, las cuales se caracterizan por fijar cantidades importantes de fósforo; sin embargo, quizás se deba a una reciente conversión de selva a potrero, ya que Sánchez *et al.* (1983), Uhl (1987) y García-Montiel *et al.* (2000) reportan que cuando existe una entrada importante de fósforo en el suelo por las cenizas (resultado de la quema de la vegetación), en cuestión de horas es fijado el fósforo a las partículas del suelo (principalmente arcillas y coloides orgánicos) (Sánchez *et al.* 1991). Esta fijación tiende a ser débil en los primeros años (< 3 años) por lo que el contenido de fósforo disponible llega a ser alto, como en el caso de este fragmento.

Con respecto a la actividad enzimática (deshidrogenasa) no se registraron diferencias a lo largo del transecto; sin embargo, se observó una tendencia a disminuir probablemente debido a una correspondencia con el carbono orgánico. De acuerdo con Taylor *et al.* (2002), estas dos variables se correlacionan positivamente.

A pesar de que no se conoce la historia de manejo en este fragmento, se podría pensar de que se trata de una conversión reciente por los niveles de fósforo asimilable encontrados. En términos de resiliencia no se observan condiciones que pudieran favorecer la recuperación de los parámetros edáficos debido a las condiciones de manejo. Por las observaciones realizadas en campo, da la impresión de que no se trata de un pastizal introducido sino más bien de un pastizal silvestre producto tal vez de una actividad agrícola abandonada, la cual podría ser la responsable de las diferencias encontradas en los parámetros edáficos. Por otro lado el potrero no cuenta con la presencia de árboles remantes que pudieran frenar el cambio en las propiedades del suelo como ocurre en el fragmento 640 ha.

En mi opinión, considero que independientemente de la historia de manejo de que se trate se puede observar que se inicia un proceso de degradación del suelo a partir de los 60 m, por lo que se tendría que tomar medidas a la brevedad, tomando en cuenta que se trata de un tipo de suelo que no ofrece tanta resistencia como en el caso del fragmento 640 ha por sus características intrínsecas. Por otro lado, la necesidad de frenar este proceso de degradación se debe en gran parte a que los suelos en general son considerados como un recurso no renovable en el tiempo de vida humana.

La resistencia y la resiliencia podrían ser la razón por la cual no se observaron cambios graduales en los parámetros edáficos de selva a potrero como se esperaba; sin embargo, esto es muy alentador porque hace posible la restauración en la zona de potrero.

7. CONCLUSIONES

- En los dos fragmentos no se observaron cambios graduales a lo largo del transecto (de 0 m a los 100 m).
- En el fragmento 640 ha, los parámetros edáficos analizados no se modificaron a lo largo del transecto (con excepción del calcio).
- En el fragmento 211 ha, los parámetros edáficos analizados se modificaron a partir de los 60 m (a excepción del Na^+ y el Mg^{2+}).
- En el fragmento 640 ha se observó en la zona de potrero un proceso de resiliencia en los parámetros edáficos.
- En el fragmento 211 ha no se observó un proceso de resiliencia, en lugar de ello, se observó un proceso de degradación de suelo a partir de los 60 m.
- El fragmento 640 ha presentó una mayor resistencia ante el cambio de uso de suelo en comparación con el fragmento 211 ha.
- El tipo de manejo está relacionado con la resiliencia o degradación del suelo.
- El fragmento 640 ha presentó un tipo de manejo más eficiente en comparación con el fragmento 211 ha.
- En los dos fragmentos se encontraron niveles nutrimentales adecuados en la zona de potrero de acuerdo con Sommer-Cervantes *et al.* (2003).

10. BIBLIOGRAFÍA

- Acosta-Martínez, V., M.A. Tabatabai. 2001. Tillage and residue management effects on arylamidase activity in soils. *Biology Fertility Soils* 34: 21-24.
- Acosta-Martínez, V., L. Cruz, D. Sotomayor-Ramírez y L. Pérez-Alegría. 2007. Enzyme activities as affected by soil properties and land use in a tropical watershed. *Applied Soil Ecology*. pp: 35-45.
- Acosta, Y., J. Paolini. 2005. Actividad de la enzima deshidrogenasa en un suelo calciorthids enmendado con residuos orgánicos. *Agronomía Tropical* 55(2): 112-120.
- Alvarado, A. y W. Forsythe. 2005. Variación de la densidad aparente en órdenes de suelos de Costa Rica. *Agronomía Costarricense* 29 (1): 85-94.
- Aon, M.A. y A.C. Colaneri. 2001. Temporal and spatial evolution of enzymatic activities and physico-chemical properties in an agricultural soil. *Applied Soil Ecology* 18: 255-270.
- Aon, M.A., M.N. Cabello, D.E. Sarena, A.C. Colaneri, M.G. Franco, J.L. Burgos y S. Cortassa. 2001. I. Spatio-temporal patterns of soil microbial and enzymatic activities in an agricultural soil. *Applied Soil Ecology* 18: 239-254.
- Araujo, Q.R., N.B. Comerford, A.V. Ogram, A. Al-Agely, L.P. Santos Filho y J. Santos. 2004. Soil carbon and physical property changes in Brazilian Coastal Tableland soils with land use following deforestation. *Agroforestry Systems* 63: 193-198.
- Bandick, A.K. y R.P. Dick. 1999. Field management effects on soil enzyme activities. *Soil Biology and Biochemistry* 31: 1471-1479.
- Barrow, J.C. 1991. Land degradation. Cambridge University, N.Y. 295 pp.

- Bender, D.J., T.A. Contreras y L. Fahrig. 2003. Habitat loss and population decline: A meta-analysis of the patch size effect. *Ecology* 79: 517-533.
- Bitton, G., T. Khafif, N. Chataigner, J. Bastide, C.M. Coste. 1986. A direct INT-dehydrogenase assay (DIDHA) for assessing chemical toxicity. *Toxicity Assessment* 1(1): 1-12.
- Bongers, F., J. Popma, J. Meave del Castillo y J. Carabias. 1988. Structure and floristic composition of the lowland rain forest of Los Tuxtlas, México. *Vegetatio* 74:55-80.
- Brady, C. y R.R. Weil. 1999. The nature and properties of soil. Prentice Hall. 12a. edición. 881 pp.
- Bredja, J.J., D.L. Karlen, J.L. Smith y D.L. Allan. 2000. Identification of regional soil quality factors and indicators: II. Northern Mississippi Loess Hills and Palouse Prairie. *Journal of Soil Science Society* 64: 2125-2135.
- Burke, I.C., W.A. Reiners, D.L. Sturges y P.A. Matson. 1987. Herbicide treatment effects on properties of mountain big sagebrush soils after fourteen years. *Journal of Soil Science Society* 51: 1337-1343.
- Camargo, J. L. C. y V. Kapos. 1995. Complex edge effects on soil moisture and microclimate in central Amazonian forest. *Journal of Tropical Ecology* 11: 205-221.
- Cambell, D.J. y J.K. Henshall. 1991. Bulk density. **En:** Smith K.A. y C.E. Mullins (Eds.). Soil analysis physical methods book: Soil plants and the environment. Marcel Dekker Inc press. NY. pp: 329-366 .
- Campos, C.A. 2006. El Suelo. **En:** Guevara, S., J. Laborde y G. Sánchez-Ríos (Eds.). Los Tuxtlas. El paisaje de la sierra. Instituto de Ecología, A.C. México. pp: 181-193.
- Camiña, F., C. Trasar-Cepeda, F. Gil-Sotres y C. Leirós. 1998. Measurement of dehydrogenase activity in acid soils rich in organic matter. *Soil Biology and Biochemistry* 30 (8/9): 1005-1011.

Carpenter F.L., S.P. Mayorga, E.G. Quintero y M. Schroeder. 2001. Land-use and erosion of a Costa Rican Ultisol affect soil chemistry, mycorrhizal fungus and early regeneration. *Forest Ecology and Management* 144:1-17.

Cerón, L.E. y L.M. Melgarejo. 2005. Enzimas del suelo: indicadores de salud y calidad. *Acta Biológica Colombiana* 10(1): 5-18.

Cleveland, C.C., A.R. Townsend y S.K. Schmidt. 2002. Phosphorus limitation of microbial processes in moist tropical forests: evidence from short-term laboratory incubations and field studies. *Ecosystems* 5: 680-691.

Coyne, M. 2000. Microbiología del suelo, un enfoque exploratorio. Editorial Paraninfo, España. 416 pp.

Chapin III, F.S., P.A. Matson y H.A. Mooney. 2002. Principles of Terrestrial Ecosystem Ecology. Springer. USA. 429 pp.

Chen, J., F. Franklin y T. A. Spies. 1992. Vegetation responses to edge environments in old-growth Douglas-fir forest. *Ecological Applications* 2: 387-396.

Davidson, E. y I. Ackerman. 1993. Changes in soil carbon inventories following cultivation of previously untilled soil. *Biogeochemistry* 20: 161-193.

Davidson, E.A., C.J.R. de Carvalho, I.C.G. Viera, R.D. Figueiredo, P. Moutinho, F.Y. Ishida, M.T.P. Santos, J.B. Guerrero, K. Kalif y R.T. Saba. 2004. Nitrogen and phosphorus limitation of biomass growth in a tropical secondary forest. *Applied Soil Ecology* 14: 150-163.

Dechert, G., E. Veldkamp e I. Anas. 2004. Is soil degradation unrelated to deforestation? Examining soil parameters of land use systems in upland Central Sulawesi, Indonesia. *Plant and Soil* 265: 197-209.

De la Paz, J.M., A.M. De la Horra, L. Pruzzo y R.M. Palma. 2002. Soil quality: a new index based on microbiological and biochemical parameters. *Biology and Fertility of Soil* 35: 302-306.

Delgadillo, E. 2006. Análisis de la estructura de la vegetación en el borde de una selva tropical húmeda. Tesis profesional. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 67 pp.

Denef, K., J. Six, R. Merckx y K. Paustian. 2002. Short-term effects of biological and physical forces on aggregate formation in soils with different clay mineralogy. *Plant and Soil* 246: 185-200.

Detex, A.R. 2004. Soil physical quality. Part I. Theory, effects of soil texture, density and organic matter, and effects on root growth. *Geoderma* 120: 201-214.

Dick, R.P., D. D. Myrold y E. A. Kerle. 1988. Microbial biomass and soil enzyme activities in compacted and rehabilitated skid trail soils. *Journal of Soil Science Society of America* 52:512-516.

Dick, W.A. y M.A. Tabatabai. 1993. Significance and potential uses of soil enzymes. **En:** Blaine, F. (Ed.). *Soil microbial ecology: Applications in agricultural and environmental management*. Marcel Dekker Inc. press. NY. pp: 95-127.

Didham, R. K. y J.H. Lawton. 1999. Edge structure determines the magnitude of changes in microclimate and vegetation structure in tropical forest fragments. *Biotropica* 31: 17-30.

Dirzo, R. y M.C. García. 1992. Rates of deforestation in Los Tuxtlas a neotropical area in southeast México. *Conservation Biology* 6:84-90.

- Dirzo, R., S. E. González y R. C. Vogt. 1997. Introducción general. **En:** González, S. E., R. Dirzo, R. C. Vogt (Eds.). Historia natural de Los Tuxtlas. Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad. Instituto de Biología e Instituto de Ecología. UNAM. México. pp: 4.
- Doran, J.W. y T.B. Parkin. 1999. Quantitative indicators of soil quality: a minimum data set. *Methods for assessing soil quality, SSSA Special Publication* 49:25-37.
- Duchaufour, P. 1978. Manual de edafología. Barcelona. Toray-masson. 476 p.
- Ekenler, M. y M.A. Tabatabai. 2002. β -Glucosaminidase activity of soils: effect of cropping systems and its relationship to nitrogen mineralization. *Biology and Fertility of Soils* 36: 367-376.
- Ellis, S. y A. Mellor. 1995. Soil and environment. Routledge. London y New York. 363 pp.
- Eswaran, H. 1994. Soil resilience and sustainable land management in the context of AGENDA 21. **En:** Greenland, D.J. y I. Szabolcs (Eds.). Soil resilience and sustainable land use. CAB international. pp: 21-32.
- Fearnside, P.M. 1984. Initial soil quality conditions on the Trans-Amazon highway of Brazil and their simulation in models for estimating human carrying capacity. *Tropical Ecology* 25: 1-21.
- Feldpaush, T.R., M.A. Rondon, E.C.M. Fernandes, S.J. Riha y E. Wandelli. 2004. Carbon and nutrient accumulation in secondary forest regenerating on pastures in central Amazonia. *Ecology Applied* 14:164-176.
- Fernandes, D.N. y R.L.Sanford. 1995. Effects of Recent Land-Use Practices on Soil Nutrients and Succession under Tropical Wet Forest in Costa Rica. *Conservation Biology* 9(4): 915-922.
- Fersht, A. 1980. Estructura y mecanismos de las enzimas. Editorial Reverté S.A. España pp: 288-303.

- Flores-Delgadillo, L., I. Sommer, J. Alcalá y J. Álvarez-Sánchez. 1999. Estudio morfogenético de algunos suelos de la región de Los Tuxtlas, Veracruz, México. *Revista Mexicana de Ciencias Geológicas* 16(1): 81-86.
- Forman, R.T.T. y M. Godron. 1986. Landscape ecology. John Wiley & Sons. New York.
- Fox, B. J., J. E. Taylor, M.D. Fox y C. Williams. 1997. Vegetation changes across edges of rainforest remnants. *Biological Conservation* 82: 1-13.
- Friedel, J.K.; Mólter, K. y Fischer, W.R. 1994. Comparison and improvement of methods for determining soil dehydrogenase activity by using triphenyltetrazolium chloride and iononitrotetrazolium chloride. *Biology and Fertility of Soils* 18: 291-296.
- García, E. 1981. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana. 3ª ed. México. 252 pp.
- García, C. y T. Hernández. 1997. Biological and Biochemical indicators in derelict soils subject to erosion. *Soil Biology and Biochemistry* 29(2): 171-177.
- García-Montiel, D.C., C. Neill, J. Melillo, S. Thomas, P.A. Steudler y C.C. Cerri. 2000. Soil phosphorus transformations following forest clearing for pasture in the Brazilian Amazon. *Journal of Soil Science Society of America* 64:1792-1804.
- García, C., T. Hernández, A. Roldán y A. Martín. 2002. Effect of plant cover decline on chemical and microbiological parameters under Mediterranean climate. *Soil Biology and Biochemistry* 34: 635-642.
- Gianfreda, L. y J.M. Bollag. 1996. Influence of natural and anthropogenic factors on enzyme activity in soil. **En:** Stotzky, G. y J.M. Bollag (Eds.). *Soil Biochemistry* Vol. 9. Marcel Dekker Inc. press, NY. pp: 123-193.

Grossman, R.B. y T.G. Reinsch. 2002. Bulk density and linear extensibility. **En:** Dane, J.H. y G.C. Topp (Eds.). *Methods of soil analysis Part. 4: Physical Methods*. SSSA Inc. pp: 201-254.

Guevara, S., J. Laborde, D. Liesenfeld y O. Barrera. 1997. Potreros y Ganadería. **En:** González S.E., R. Dirzo y R.C.Vogt (Eds.). *Historia natural de Los Tuxtlas*. UNAM. México. pp: 43-57.

Guevara, S., J. Laborde y G. Sánchez-Ríos. 2006. La Fragmentación. **En:** Guevara, S., J. Laborde y G. Sánchez-Ríos (Eds.). *Los Tuxtlas. El paisaje de la sierra*. Instituto de Ecología, A.C. México. Primera reimpresión. pp: 111-134.

Guo, L.B. y R.M. Gifford. 2002. Soil carbon stocks and land use change: a meta analysis. *Global Change Biology* 8: 345-360.

Harper, K.A. y S.E. Macdonald. 2002. Structure and composition of edges next to regenerating clear-cuts in mixed-wood boreal forest. *Journal of Vegetation Science* 13: 535-546.

Harper, K.A., S.E. Macdonald, P.J. Burton, J. Chen, K.D. Brosofske, S.C. Sauders, E.S. Euskirchen, R. Dar, M.S. Jaiteh y P. Esseen. 2005. Edge influence on forest structure and composition in fragmented. *Conservation Biology* 19: 768-782.

Hassink, J. 1997. The capacity of soils to preserve organic C and N by their association with clay and silt particles. *Plant and Soil* 191:77-87.

Herrick, J.E., M.A. Wertz, J.D. Reeder, G.E. Schuman y J.R. Simanton. 1999. Rangeland soil erosion and soil quality: role of soil resistance, resilience and disturbance regime. **En:** Lal, R (Ed.). *Soil quality and soil erosion*. Soil and Water Conservation Society. pp 209-257.

Hillel, D. 1998. *Environmental Soil Physics*. Academic Press. EUA. 771 pp

- Holl, K. 1999. Factors limiting tropical rain forest regeneration in abandoned pasture: seed rain, seed germination, microclimate and soil. *Biotropica* 32(2): 229-242.
- Ibarra-Manríquez, G. y C.S. Sinaca 1995. Lista florística comentada de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz México. *Revista de Biología Tropical* 43: 75-115.
- Jensen, M.E. 1984. Some edaphic relations of southeastern Idaho rangelands. *Great Basin Naturalist* 44: 189-197.
- Juárez, T.E. 2009. Estructura y diversidad de la vegetación en la zona de borde de fragmentos derivados de un bosque tropical perennifolio en Los Tuxtlas, Veracruz México. Tesis profesional. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 52 pp.
- Kandeler, K., D. Tscherko y H. Spiegel. 1999. Long term monitoring of microbial biomass, N mineralization and enzyme activities of a Chernozem under different tillage management. *Biology and Fertility of Soils* 28: 343–351.
- Kapos, V. 1989. Effects of isolation on the water status of forest patches in the Brazilian Amazon. *Journal of Tropical Ecology* 5: 173-185.
- Karlen, D.L., M.J. Mausbach, J.W. Doran, R.G. Cline, R.F. Harris y G.E. Schuman. 1997. Soil quality: A concept, definition, and framework for evaluation. *Journal of Soil Science Society of America* 61: 4-10.
- Kauffman, B.J., D.L. Cummings y D.E. Ward. 1998. Fire in the Amazon 2. Biomass, nutrient pools and losses in cattle pastures. *Oecologia* 113: 415-427
- Klein, D.A., D.L. Sorensen y E.F. Redente. 1985. Soil enzymes: A predictor of reclamation potential and progress. **En:** Tate, R.L. y D.A. Klein (Eds.). *Soil Reclamation Processes*, Marcel Dekker, New York. pp: 141-171.

Klose, S., J.M. Moore y M.A. Tabatabai. 1999. Arylsulfatasa activity of microbial biomass in soils as affected by cropping systems. *Biology and Fertility of Soils* 29: 46-54.

Krishnaswamy, J. y D. Richter. 2002. Properties of advanced weathering-stage soils in tropical forest and pastures. *Journal of Soil Science Society of America* 69:1110-1117.

Kulinska, D., V.L.L. Camargo y A. Drozdowicz. 1982. Enzyme activities in "Cerrado" soils in Brazil. *Pedobiologia* 24: 101-107.

Lal, R. 1997. Soil quality and sustainability. **En:** Lal, R., W.H. Blum, C. Valentine y B.A. Stewart (Eds.). *Methods for assessment of soil degradation*. CRC press, NY. pp:17-30.

Lal, R. 1999. *Soil quality and soil erosion*. Soil and Water Conservation Society. 329 pp.

Landon, J.R. 1991. *Booker Tropical Soil Manual: A handbook for soil survey and agricultural land evaluation in the tropics and subtropics*. Booker Tate. EEUU. 474 pp.

Laurance, W.F., P.M. Fearnside, S.G. Laurance, P. Delamonica, T. E. Lovejoy, J.M. Rankin- de Merona, J.Q. Chambers y C. Gascon. 1999. Relationship between soils and Amazon forest biomass: a landscape-scale study. *Forest Ecology and Management* 118: 127-138.

Laurance, W.F., P. Delamonica, S. Laurance, H. Basconcelos y T. Lovejoy. 2000. Rainforest fragmentation kill big trees. *Nature* 428:171-175.

Laurance, W.F., D. Pérez, P. Delamonica, P.M. Fearnside, S. Agra, A. Jerozolinski, L. Pohl y T.E. Lovejoy 2001. Rain forest fragmentation and the structure of Amazonian liana communities. *Ecology* 82(1): 105-116.

- Laurance, W.F. 2004. Forest-climate interactions in fragmented tropical landscapes. *Philosophical transactions of the Royal Society of London* 359: 345-352.
- Lavelle, P. y A. Spain. 2001. Soil ecology. Kluwer. New York. 684 pp.
- Lenhinger, A. L. 2004. Principles of Biochemistry. Fourth Edition. W.H. Freeman and Company. New York. 1119 pp.
- Lean, J. y D.A. Warrilow. 1989. Simulation of the regional climatic impact of Amazon Deforestation. *Nature*: 342: 411-413.
- Lee, K.E.y C.E. Pankhurst. 1992. Soil organisms and sustainable productivity. *Soil Biology and Biochemistry* 30: 855-892.
- Lidicker, W.Z.J. 1999. Responses of mammals to habitat edges: an overview. *Landscape Ecology* 14: 333-343.
- Lira, N. A. 2003. La vegetación de los potreros del norte de la sierra de Los Tuxtlas. Tesis profesional. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 98 pp.
- López-Ulloa, M., E. Veldkamp y G.H.J. de Koning. 2005. Soil carbon stabilization in converted tropical pasture and forest depends on soil type. *Journal of Soil Science Society of America* 69:1110-1117.
- Lot-Helgueras, A. 1976. La Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas: pasado, presente y futuro **En:** Gómez-Pompa A., C. Vázquez-Yanes, S. Del Amo y C. A. Butanda (Eds.). Investigaciones sobre la regeneración de selvas altas de Veracruz, México. INIREB CECSA. México, D.F. pp: 31-53.

- Manlay, R.J., C. Feller y M.J. Swif. 2007. Historical evolution of soil organic matter concepts and their relationships with the fertility and sustainability of cropping systems. *Agriculture Ecosystems Environment* 119(3-4): 217-233.
- Margesin, R., G. Walder y F. Schinner. 2000. The impact of hydrocarbon remediation (diesel oil and polycyclic aromatic hydrocarbons) on enzyme activities and microbial properties of soil. *Acta Biotechnologica* 20(3-4): 313-333.
- Martínez-Gutiérrez, J. 1980. Prácticas tradicionales de establecimiento y uso de los potreros en una región cálido-húmeda (Balzapote, Veracruz). Tesis profesional. Facultad de Ciencias, UNAM. México. 99 pp.
- Martínez, L.J., y J.A. Zinck. 2004. Temporal variation of soil compaction and deterioration of soil quality in pasture areas of Colombian Amazonia. *Soil and Tillage Research* 75:3- 17.
- Matsumoto, L.S., A.M. Martines, M.A. Avanzi, U.B. Albino, C.B. Brasil, D.P. Saridakis, L.G.L. Rampazo, W. Zangaro y G. Andrade. 2005. Interactions among functional groups in the cycling of carbón, nitrogen and phosphorus in the rhizosphere of three successional species of tropical woody trees. *Applied Soil Ecology* 28(1): 57-65.
- Melero, S., E. Madejón, J.F. Herencia y J.C. Ruiz. 2008. Effect of implementing organic farming on chemical and biochemical properties of an irrigated loam soil. *Agronomy Journal* 100: 136-144.
- Merlin, G., T. Lissolo, V. Morel, D. Rossel y J. Tarradellas. 1995. Precaution for routine use of INT-reductasa activity in soil and sediments. *Environmental Toxicology and Water Quality* 10 (3): 185-192.
- Mesquita, R.C.G., P. Delamonica y W.F. Laurance. 1999. Effect of surrounding vegetation on edge-related tree mortality in Amazonian forest fragments. *Biological Conservation* 91: 129-134.

Miranda, F. y E. Hernández-X. 1963. Los tipos de vegetación de México y su clasificación. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 28:29-178.

Morgan, R.P.C. 1997. Erosión y conservación del suelo. Mundi-Prensa. 343 pp.

Muckel, G.B. y M.J. Mausbach. 1996. Soil quality information sheets. *Methods for assessing soil quality. SSSA Special Publication* 49: 393-400.

Murcia, C. 1985. Edge effects in fragmented forest: implications for conservation. *Trends in Ecology and Evolution* 10: 58-62.

Nannipieri, P., S. Greco y B. Ceccanti. 1990. Ecological significance of the biological activity in soil. **En:** Bollag, J.M. y G. Stotzky (Eds.). *Soil Biochemistry* Vol. 6. Marcel Dekker Inc. press, NY. pp: 293-355.

Nannipieri, P. y L. Gianfreda. 1998. Kinetics of enzyme reactions in soil environments. **En:** P.M. Huang, N. Senesi y J. Buffle (Eds.). *Structure and surface reactions of soil particles* Vol. 4. John Wiley y Sons. pp:1-77.

Nelson, S.A. y E. González-Caver. .1992. Geology and K-Ar dating of the Tuxtla volcanic field. Veracruz. México. *Bulletin of Volcanology* 55:85-96.

Newmark, W. D. 2001. Tanzanian forest edge microclimatic gradients: Dynamic patterns. *Biotropica* 33: 2-11.

Ndiaye, E.L., J.M. Sandeno, D. McGrath and R.P.Dick. 2000. Integrative biological indicators for detecting changes in soil quality. *Am. J. Alter. Agric.* 15: 26-36.

Olander, L. y P.M. Vitousek. 2004. Biological and geochemical sinks for phosphorus in soil from a wet tropical forest. *Ecosystems* 7: 404-419.

Pérez, E., P. Garrido y M. Laca. 2008. Indicadores microbiológicos como marcadores de la contaminación y recuperación de suelos contaminados con queroseno. *Ecosistemas* 17(3): 112-117.

- Porta, J., M. López-Acevedo y C.Roquero. 2003. Edafología para la agricultura y el medio ambiente. Ediciones Mundi-Prensa. España. 929 pp.
- Putz, F.E. 1983. Trefall pits and mounds, buried seeds, and the importance of soil disturbance to pioneer trees on Barro Colorado Island, Panama. *Ecology* 64: 1069-1074.
- Quintino, R.A., N.B. Comerford, A.V. Ogram, A. Al-Agely, L.P.Santos y J.G.Santos. 2004. Soil carbón and physical property changes in Brazilian Coastal Tableland soil with land use following deforestation. *Agroforestry Systems* 63:193-198
- Rasiah, V., S.K. Florentine, B.L. Williams y M.E. Westbrooke. 2003. The impact of deforestation and pasture abandonment on soil properties in the wet tropics of Australia. *Gedderma* 1: 23-27.
- Reddy, G. y A. Faza. 1989. Dehydrogenase activity in sludge amended soil. *Soil Biology Biochemistry*. 21: 327-331.
- Reicosky, D.C. y F.Forcella. 1998. Cover crop and soil quality interactions in agroecosystems. *Journal Soli Water Conservation* 53:224-229.
- Reiners, W.A., A.F. Bouwman, W.F. J. Parsons y M. Keller. 1994. Tropical rain forest conversion to pasture: changes in vegetation and soil properties. *Ecological Applications* 4(2): 363-377.
- Rice, E.L. y M.A.B. Mallik. 1977. Causes of decreases in residual carbohydrase activity in soil during old-field succession. *Ecology* 58:1297-1309.
- Ríos, R.C. 2006. Evaluación de los indicadores de degradación del suelo en el ejido San Fernando, Veracruz, México. Tesis Licenciatura. Facultad Ciencias, UNAM.148 pp.

- Rossel, D. y J. Tarradellas. 1991. Deshydrogenase activity of soil microflora: Significance in ecotoxicological test. *Environmental Toxicology and Water Quality* 6(1): 17-33.
- Salas, A.M., E.T. Elliott, D.G. Westfall, C.V. Cole y J. Six. 2003. The role of particulate organic matter in phosphorus cycling. *Soil Science Society of America Journal* 67: 181-189.
- Sánchez, P.A., J.M. Villachica y D.E. Bandy. 1983. Soil fertility after clearing a tropical rain forest in Peru. *Journal of Soil Science Society of America* 47:1171-1178.
- Sánchez, P.A., P.Cheryl y T.J. Smyth. 1991. Phosphorus dynamics in shifting cultivation systems in the Amazon. **En:** Tiessen H. (Ed). Phosphorus cycles in terrestrial and aquatic ecosystems. Regional workshop 3: South and Central America. SCOPE/UNEP Proceedings. Univ. of Saskatchewan. Saskatoon, S.K. Canada. pp: 142-160.
- Saviozzi, A., R. Levi-Minzi y R. Riffaldi. 1994. The effect of forty years of continuous corn cropping on soil organic matter characteristics. *Plant and Soil* 160:139-145.
- Saviozzi, A., R. Levi-Minzi, R. Cardelli y R.Riffaldi. 2001. A comparison of soil quality in adjacent cultivated, forest and native grassland soils. *Plant and Soil* 233:251-259.
- Seybold, C.A., J.E. Herrick y J.J. Breyda. 1999. Soil resilience: a fundamental component of soil quality. *Soil Science* 164(4): 224-234.
- Siebe, C., R. Jahn y K. Stahr. 1996. Manual para la descripción y evaluación ecológica de suelos en el campo. Publicación Especial 4. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. Chapingo, México. 57 pp.
- Silver, W.L., J.Neff, M. McGroddy, E. Veldkamp, M. Keller y R. Cosme. 2000. Effects of soil texture on belowground carbon and nutrient storage in a lowland Amazonian forest Ecosystems. *Ecosystems* 3:193-209.

- Sizer, N. y E.V.J. Tanner. 1999. Responses of woody plant seedlings to edge formation in a lowland tropical rainforest, Amazonia. *Biological Conservation* 91: 135-142.
- Soil Survey Staff. 1988. Soil taxonomy. Soil Conservation Service. Washington, D.C. 754 pp. Soil Survey Staff. 1992. Keys to soil taxonomy. Virginia. (SMSS Technical Monograph No. 19) 541 pp.
- Sommer-Cervantes, I., L. Flores-Delgadillo y M. Gutiérrez-Ruiz. 2003. Caracterización de los suelos de la Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas. **En:** Álvarez-Sánchez J. y E. Naranjo-García (Eds.). Ecología del suelo en la selva tropical húmeda de México. Instituto de Ecología, A.C., Instituto de Biología y Facultad de Ciencias. UNAM. Xalapa, México. pp: 17-67.
- Soto, M. y L. Gama. 1997. Climas. **En:** González, S. E., R. Dirzo, y R. C. Vogt (Eds.). Historia natural de Los Tuxtlas. Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad. Instituto de Biología e Instituto de Ecología. UNAM. México. pp: 7-24.
- Steininger, M.K. 2000. Secondary forest structure and biomass following short and extended land use in central and southern Amazonia. *Journal of Tropical Ecology* 16:689-708.
- Stocking, M. y N. Murnaghan. 2001. Handbook for the field assessment of land degradation. Earthscan. 169 pp.
- Stott, D.E., A.C. Kennedy y C.A. Cambardella. 1999. Impact of soil organisms and organic matter on soil structure. **En:** Lal R. (Ed.). Soil quality and soil erosion. CRC press. London pp: 57-73.
- Subhani, A., H. Changyong, X. Zhengmiao, L. Min y A.M. El-ghamry. 2001. Impact of soil environment and agronomic practices on microbial/ deshidrogenase enzyme activity in soil. A review. *Pakistan Journal of Biological Science* 4(3): 333-338.

- Szabolcs, I. 1994. The concept of soil resilience. **En:** Greenland, D.J., I. Szabolcs (Eds.). Soil Resilience and sustainable land use. Cab International. 561 pp.
- Tan, K.H. 1998. Principles of Soil Chemistry. Marcel Dekker, Inc. New York. 2a. edición. 362 pp.
- Tan, K.H. 2005. Soil sampling, preparation, and Analysis. Taylor & Francis. 2da. Edición. 623 pp.
- Taylor, J.P., B. Wilson, M.S. Mills y R.G. Burns. 2002. Comparison of microbial numbers and enzymatic activities in surface soils and subsoils using various techniques. *Soil Biology and Biochemistry* 34: 387-401.
- Toledo-Aceves, T. y F.García-Oliva. 2008. Effects of forest-pasture edge on C,N and P associated with *Caesalpinia erostachys*, a dominant tree species in a tropical deciduous forest in Mexico. *Ecol. Res.* 23:271-280.
- Tortora, G.J., B.R. Funke y C.L. Case. Microbiology an introduction. The Benjamin/Cummings Publishing Company. 6th. Ed. 832 pp.
- Trasar-Cepeda, C., M.C. Leirós y F. Gil-Sotres. 2000. Biochemical properties of acid soils under climax vegetation (Atlantic oakwood) in an area of the European temperate-humid zone (Galicia, NW Spain): specific parameters. *Soil Biology and Biochemistry* 32: 747-755.
- Trasar, C., F. Gil y C. Leirós. 2003. Técnicas de análisis de parámetros bioquímicos en suelos: medida de actividades enzimáticas y biomasa microbiana. Ediciones Mundi Prensa.España. 370 pp.
- Uehara, G. y G. Gillman. 1981. The mineralogy, chemistry, and physics of tropical soils with variable charge clays. West view Press. Boulder. CO. 278 pp.
- Uhl, C. 1987. Factors controlling succession following slash- and –burn agriculture in Amazonia. *Journal of Ecology* 75: 377-407.

- USDA . 1993. Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos y sódicos. Laboratorio de salinidad de EUA. Limusa, 7ª reimpresión. 125 pp.
- Van Aarle, I.M., P.A. Olsson y B. Söderström. 2002. Arbuscular mycorrhizal fungi respond to the substrate pH of their extraradical mycelium by altered growth and root colonization. *New Phytologist* 155:173-182.
- Vázquez-Yanes, C. 1980. Notas sobre la autoecología de los árboles pioneros de rápido crecimiento de la selva tropical lluviosa. *Tropical Ecology* 21: 103-111.
- Von Mersi, W., F. Schinner. 1991. An improved and accurate method for determining the dehydrogenase activity of soil with oionitrotetrazolium chloride. *Biology and Fertility of Soil* 11: 216-220.
- Whitmore, T. C. 1983. Secondary succession from seed in tropical rain forests. *Forestry Abstract* 44: 767-779.
- Williams-Linera, G. 1990. Origin and early development of forest edge vegetation in Panama. *Biotropica* 22: 235-241.
- Williams-Linera, V., A. Domínguez-Gastelú y M.E. García-Zurita. 1998. Microenvironment and floristics of different edges in a fragmented tropical rainforest. *Conservation Biology* 12: 1091-1102.
- Woodward, R.A., K.T.Harper, y A.R. Tiedemann. 1984. An ecological consideration of the significance of CEC of roots in some Utah range plants. *Plant and Soil* 79:169-180.
- Woomer, P.L. y M.J. Swift. 1994. The Biological Management of Tropical Soil Fertility. John Wiley y Sons. E.E.U.U. 243 pp.
- Yacine B.N.N., J.L. Chotte, E.Pate, D. Masse y C. Rouland. 2001. Use of soil enzyme activities to monitor soil quality in natural and improved fallows in semi-arid tropical regions. *Applied Soil Ecology* 18: 229-238.

Yoshioka, I. 2005. Actividad de fosfatasas acida y alcalina en un suelo cultivado con plátano Musa AAB: en tres sistemas de manejo. Tesis de maestría. Universidad Nacional de Colombia, Palmira. 99 p.

Zar, J.H. 1991. Biostatistical Analysis. Prentice Hall, London. 718 pp.

APÉNDICE

Apéndice I: Descripción de los métodos para los análisis fisicoquímicos

Densidad aparente ISO 11272:1998

Procedimiento:

- Secar el suelo a temperatura ambiente.
- Retirar elementos externos como ramas, rocas, insectos, etc.
- Determinar el volumen estos elementos externos mediante el principio de Arquímedes.
- Pesar con exactitud de 0.01 g el suelo sin elementos externos.
- Realizar el cálculo con la siguiente fórmula: $\delta_a = m_{ss} / v_T$

δ_a = densidad aparente

m_{ss} = peso del suelo seco sin elementos externos.

v_T = volumen total (100 mL menos el volumen de los elementos externos).

Densidad real ISO 11508:1998

Procedimiento:

- Pesar 8 g de suelo de las muestras usadas para determinar la densidad aparente en un picnómetro de 50 mL (m_s).
- Añadir agua destilada hervida.
- Remover las burbujas de aire en el interior de los picnómetros.
- Llenar totalmente de agua el picnómetro.
- Pesar el picnómetro con suelo y agua destilada (m_{sa}).
- Limpiar el picnómetro, llenarlo con agua bidestilada y volverlo a pesar (m_a).
- Tomar la temperatura para calcular la densidad del agua (δ_{H_2O}).
- Pesar el picnómetro libre de agua y suelo.
- Realizar el cálculo con la siguiente fórmula para calcular la densidad del suelo (δ_r):

$$\delta_r = (\delta_{H_2O} * m_s) / (m_s - m_{sa} - m_a)$$

Textura

Las muestras del primer fragmento y los horizontes de los perfiles fueron analizados por el método ISO 11277:1998, y las muestras del segundo fragmento fueron analizadas por el método de Bouyoucos (modificado).

Textura ISO 11277:1998

Procedimiento:

- Pesar 40 g de muestra tamizada en vasos de precipitado de 500 mL.
- Destruir la materia orgánica adicionándole a cada vaso 30 ml de peróxido de hidrógeno al 30 %.
- Colocar los vasos en un baño maría a 60° hasta que la reacción entre el peróxido y la materia orgánica deje de ser visible ó deje de burbujear.
- Lavar las muestras añadiendo agua destilada.
- Dejar sedimentar.
- Cuantificar la conductividad eléctrica del sobrenadante; si es menos a 0.4 dS cm⁻¹ extraer el sobrenadante, si no es así, nuevamente añadir agua destilada y dejar sedimentar.
- Añadir 25 ml de agente dispersante elaborado al disolver 33 g de hexametáfosfato de sodio y 7 g de carbonato de sodio anhidro en 1 L de agua destilada.
- Agitar 18 horas a 195 rpm.
- Colocar la solución en una probeta de 1 L.
- Agitar la solución y leer con el hidrómetro a los 40 s y a las 2 h.
- Medir la temperatura a los 40 s y a las 2 h.
- Realizar los cálculos correspondientes y clasificar la textura con el triángulo de textura.
- Hacer un control y una repetición por cada 10 muestras.
- Realizar los cálculos con las siguientes fórmulas:

$$\% \text{ arcillas} = (L_{C2} - B_{C2}) / W_S * 100$$

$$\% \text{ arenas} = 100 - LA$$

$$\% \text{ limos} = LA - \% \text{ arcillas}$$

L_{C2} = Lectura corregida a las 2 horas.

B_{C2} = Lectura del blanco corregida a las 2 horas.

W_S = Peso del suelo seco en gramos.

LA = Porcentaje de limos y arcillas.

$$LA = (L_{C1} - B_{C1}) / W_S * 100$$

L_{C1} = Lectura corregida a los 40 segundos.

B_{C1} = Lectura del blanco corregida a los 40 segundos.

- Clasificar la textura con el triángulo de textura.

Textura Bouyoucos (modificado)

Procedimiento:

- Pesar 50 g de muestra tamizada en vasos de precipitado de 500 mL.
- Destruir la materia orgánica adicionándole a cada vaso 20 ml de peróxido de hidrógeno al 8 %.
- Colocar los vasos en un baño maría a 60°C hasta que la reacción entre el peróxido y la materia orgánica deje de ser visible ó deje de burbujear.
- Destruir los sesquióxidos adicionando citrato de sodio 0.3 M y 40 ml de bióxido de

- carbón 1 M, colocar en un baño maría a 75 °C y adicionar 5 g de ditionito de sodio y dejar durante 20 min en el baño maría.
- Lavar muestras añadiendo agua bidestilada: Vaciar muestras en vasos de nalgas, llenar con agua bidestilada, centrifugar a 3000 rpm durante 30 min, decantar. Repetir la adición de agua bidestilada, la centrifugación y la decantación hasta llegar a una conductividad menor a 200 μScm .
 - Colocar la muestra en un vaso de precipitado de 500 ml.
 - Añadir 50 ml de agente dispersante (disolver 40.78 g de hexametáfosfato de sodio en aprox 900 ml de agua destilada, ajustar pH a 11 con hidróxido de sodio y aforar a 1 L de agua destilada)
 - Agitar 18 horas a 195 rpm.
 - Colocar la solución en una probeta de 1 L.
 - Agitar la solución con un agitador y leer con el hidrómetro a los 40 s y 2 hs.
 - Medir la temperatura a los 40 s y a las 2 hs.
 - Realizar los cálculos con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ arcillas} = (L_{C2} - B_{C2}) / W_S * 100$$

$$\% \text{ arenas} = 100 - LA$$

$$\% \text{ limos} = LA - \% \text{ arcillas}$$

L_{C2} = Lectura corregida a las 2 horas.

B_{C2} = Lectura del blanco corregida a las 2 horas.

W_S = Peso del suelo seco en gramos.

LA = Porcentaje de limos y arcillas.

$$LA = (L_{C1} - B_{C1}) / W_S * 100$$

L_{C1} = Lectura corregida a los 40 segundos.

B_{C1} = Lectura del blanco corregida a los 40 segundos.

- Clasificar la textura con el triángulo de textura.

pH ISO 10390:1994

Procedimiento:

- Colocar en un frasco de 100 mL un volumen de 10 mL de suelo.
- Añadir 50 mL de cloruro de calcio (CaCl_2 0.01 M) en una relación de 1:5.
- Agitar por 5 minutos en un agitador mecánico a 240 rpm.
- Dejar sedimentar por 4 horas.
- Cuantificar el pH en un potenciómetro Bechman, agitado levemente el frasco antes de la lectura.
- Ajustar el aparato con dos soluciones amortiguadoras (pH 4 y pH 7).
- Hacer un duplicado por cada 10 muestras.

Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC) ISO 11260:1994

Procedimiento:

- Pesar 2.5 g de suelo y depositarlo en un tubo de polietileno de 50 mL con tapa (m_1).
- Pesar el tubo con la tapa y el suelo.
- Adicionar 30 mL de solución extractante (BaCl_2 0.1 mol/L).
- Agitar 1 hora a 120 rpm en agitador mecánico.
- Centrifugar 10 minutos a 3000 rpm.
- Filtrar con papel Albert 145.
- Desechar el sobrenadante.
- Repetir la adición de 30 ml de BaCl_2 (0.1 mol/L), agitar y centrifugar dos veces más, desechando el sobrenadante.
- Agregar 30 ml de BaCl_2 0.00025 mol/L.
- Agitar toda la noche a 120 rpm en el agitador mecánico.
- Centrifugar 10 minutos a 3000 rpm.
- Decantar y desechar el líquido.
- Pesar el tubo con su contenido y tapa (sin el sobrenadante) (m_2).
- Adicionar MgSO_4 0.020 mol/L.
- Agitar toda la noche a 120 rpm en el agitador mecánico.
- Centrifugar 10 minutos a 3000 rpm y filtrar.
- Leer espectrofotométricamente EAA por flama a una longitud de onda de 285.2 nm.
- Analizar un blanco. Se realizaron duplicados.

Curva de calibración para CIC

- Preparar sulfato de magnesio (0.0200 mol/L) disolver 4.93 g de sulfato de magnesio heptahidratado ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) en 1000 mL, diluir 1:20.
- Preparar una curva de calibración con los puntos correspondientes: 0, 0.01, 0.02, 0.03, 0.04, 0.05 mmol/L de ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) (Tabla 1).
- Realizar el cálculo con la siguiente fórmula:

$$\text{CIC} = 3000 (c_{b1} - c_2) / m$$
$$c_2 = c_1 (30 + m_2 - m_1) / 30$$

c_2 = concentración de magnesio corregida en la muestra, en milimoles por litro.

c_1 = concentración de magnesio en la muestra, en milimoles por litro.

m_1 = peso del tubo de centrifuga con la muestra seca, en gramos.

m_2 = peso del tubo de centrifuga con el suelo húmedo, en gramos.

c_{b1} = concentración de magnesio en el blanco diluido, en milimoles por litro.

m = peso del suelo secado a temperatura ambiente, en gramos.

Tabla 1. Elaboración de la curva de calibración para la cuantificación de la capacidad de intercambio catiónico (CIC). Relación de mL de sulfato de magnesio heptahidratado ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) 1:20.

Núm. de tubo	Solución de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$		CIC (mmol/L)
	1:20 (mL)		
0	0		0
1	1		0.01
2	2		0.02
3	3		0.03
4	4		0.04
5	5		0.05

Contenido de Na^+ , K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} intercambiable ISO 11260:1994

Procedimiento:

- Pesar 2.5 g de suelo y depositarlo en un tubo de polietileno de 50 mL con tapa.
- Pesar el tubo con tapa y el suelo.
- Adicionar 30 mL de solución extractante (BaCl_2 0.1 mol/L).
- Agitar 1 hora a 120 rpm en agitador mecánico.
- Centrifugar 10 minutos a 3000 rpm.
- Filtrar con papel Albert 145.
- Transferir el líquido sobrenadante a un matraz volumétrico de 100 mL.
- Repetir la adición de 30 ml de BaCl_2 (0.1 mol/L), agitar y centrifugar dos veces más vertiendo los sobrenadantes al matraz volumétrico de 100 mL.
- Aforar con BaCl_2 (0.1 mol/L).
- Analizar un blanco. Se realizaron duplicados.

Curva de calibración de Na^+

- Preparar una solución de cloruro de sodio (400 mg/L) 1.016 g de cloruro de sodio en 1000 mL, diluir 1:10.
- Preparar una curva de calibración con los puntos correspondientes: 0, 1, 2, 3 y 4 mg/L de cloruro de sodio (Tabla 2).
- Leer por espectrometría de emisión de flama a una longitud de onda de 589 nm.
- Realizar el cálculo con la siguiente fórmula:

$$Na = 2.1749 (p_3 - p_{b2}) m$$

p_3 = concentración de sodio en los extractos diluidos, miligramos por litro.

p_{b2} = concentración de sodio en el blanco diluido, en miligramos por litro.

m = peso del suelo secado a temperatura ambiente, en gramos.

Tabla 2. Elaboración de la curva de calibración para la cuantificación del contenido de sodio. Relación de mL de cloruro de sodio 1:10.

Núm. de tubo	Solución de NaCl 1:10 (mL)	Contenido de Na ⁺ (mg/L)
0	0.0	0
1	1.25	1
2	2.50	2
3	3.75	3
4	10.00	4

Curva de calibración de K⁺

- Preparar una solución de cloruro de potasio (1000mg/L) 1.9068 g en 1000 ml, diluir 1:10.
- Preparar una curva de calibración con los puntos correspondientes: 0, 1, 2, 3 y 4 mg/L de cloruro de potasio (Tabla 3).
- Leer por espectrometría de flama a una longitud de onda de 766 nm.
- Realizar el cálculo con la siguiente fórmula:

$$K = 1.2788 (p_3 - p_{b2}) / m$$

p_3 = concentración de sodio en los extractos diluidos, miligramos por litro.

p_{b2} = concentración de sodio en el blanco diluido, en miligramos por litro.

m = peso del suelo secado a temperatura ambiente, en gramos.

Tabla 3. Elaboración de la curva de calibración para la cuantificación del contenido de potasio. Relación de mL de cloruro de potasio 1:10.

Núm. de tubo	Solución de KCl	Contenido de K ⁺
	1:10 (mL)	(mg/L)
0	0	0
1	1	2
2	2	4
3	3	6
4	4	8
5	5	10

Curva de calibración de Ca²⁺

- Preparar una solución de carbonato de calcio (1000 mg/L) 2.497 g de carbonato de calcio en 1000 mL, diluir 1:20.
- Preparar una curva de calibración con los puntos correspondientes: 1, 2, 3 y 4 mg/L (Tabla 4).
- Realizar el cálculo con la siguiente fórmula:

$$Ca = 4.9903 (p_4 - p_{b3})/m$$

p_4 = concentración de calcio en los extractos diluidos, miligramos por litro.

p_{b3} = concentración de calcio en el blanco diluido, en miligramos por litro.

m = peso del suelo secado a temperatura ambiente, en gramos.

Tabla 4. Elaboración de la curva de calibración para la cuantificación del contenido de calcio. Relación de mL de carbonato de calcio 1:20.

Núm. de tubo	Solución de CaCO ₃ 1:20 (mL)	Contenido de Ca ²⁺ (mg/L)
0	0	0
1	5	1
2	10	2
3	15	3
4	20	4

Curva de calibración de Mg²⁺

- Preparar una solución de cloruro de magnesio hexahidratado (100mg/L) 0.836 g de cloruro de magnesio hexahidratado en 1000 mL, diluir 1:20.
- Preparar una curva de calibración con los puntos correspondientes: 0, 0.05, 0.1, 0.25, 0.5, 0.75 mg/L de cloruro de magnesio hexahidratado (Tabla 5).
- Realizar el cálculo con la siguiente fórmula:

$$\text{Mg} = 8.2288 (p_4 - p_{b3})/m$$

p_4 = concentración de magnesio en los extractos diluidos, miligramos por litro.

p_{b3} = concentración de magnesio en el blanco diluido, en miligramos por litro.

m = peso del suelo secado a temperatura ambiente, en gramos.

Tabla 5. Elaboración de la curva de calibración para la cuantificación del contenido de magnesio. Relación de mL de cloruro de magnesio hexahidratado ($MgCl_2 \cdot 6H_2O$) 1:20.

Núm. de tubo	Solución de $MgCl_2 \cdot 6H_2O$	Contenido de Mg^{2+}
	1:20 (mL)	(mg/L)
0	0	0
1	0.025	0.50
2	0.050	0.10
3	1.250	0.25
4	2.500	0.50
5	5.000	0.75

Fósforo asimilable NOM AS-11 por el procedimiento de Bray y Kurtz

Procedimiento:

- Pesar 2.5g de suelo previamente tamizado por malla 2 mm y colocarlo en un tubo de polietileno de 50 mL.
- Adicionar 25 mL de solución extractora (NH_4F) taparlo.
- Agitar en un agitador mecánico a 180 rpm durante 5 minutos.
- Filtrar a través de papel Whatman No. 42
- Tomar una alícuota de 10 mL del extracto y colocarlo en un matraz aforado a 50 mL.
- Agregar 5 mL de solución reductora con ácido ascórbico, completar a volumen con agua bidestilada y agitar.
- Esperar 30 minutos y leer en el espectrofotómetro a 882 nm.
- Analizar un blanco y una muestra de referencia. Se realizaron duplicados.
- Realizar el cálculo con la siguiente fórmula:

$$P = CC \times V_f/A \times V_i/p$$

CC= mg/L de P en la solución.

V_f = volumen final de la solución colorimétrica, mL.

A= alícuota del extracto usado colorimetría, mL.

V_i = volumen de la solución empleada para hacer el extracto, mL.

p = peso de la muestra secada al aire en gramos.

Curva de calibración

- Preparar una solución de fósforo 200 mg/L, disolver 0.8786 g de fósforo dihidrógeno de potasio (KH_2PO_4), diluir 1:20.
- Preparar una curva de calibración con los puntos correspondientes: 0, 0.075, 0.1, 0.25, 0.5, 0.75, 1.0 y 1.5 mg/L de P (Tabla 6).

Tabla 6. Elaboración de la curva de calibración para la cuantificación del contenido de fósforo asimilable. Relación de mL de solución de fósforo dihidrógeno de potasio (KH₂PO₄) 1:20.

Núm. de tubo	Solución de KH ₂ PO ₄ (mL)	Contenido de fósforo (mg/L)
	1:20	
1	0.075	0.075
2	0.1	0.1
3	0.25	0.25
4	0.50	0.50
5	0.75	0.75
6	1.00	1.00
7	1.50	1.50

Porcentaje de carbón Orgánico ISO 14235:1998

Procedimiento:

- Pulverizar la muestra en una cápsula y pistilo de ágata.
- Pesar 0.25 g en una balanza analítica con precisión de 0.00001 g (la cantidad de suelo depende del contenido de materia orgánica en la muestra).
- Transferir la muestra a un matraz Erlenmeyer.
- Adicionar 5 ml de solución de dicromato de potasio 0.27 mol/L y 10 mL de ácido sulfúrico.
- Enfriar el matraz y añadir 50 mL de H₂O bidestilada.
- Añadir 5 mL de ácido fosfórico.
- Transferir el contenido a matraces volumétricos de 100 mL, aforar con H₂O bidestilada. Sedimentar por una hora.
- Centrifugar 30 mL del sobrenadante durante 10 minutos a 3000 rpm.
- Leer espectrofotométricamente a 585 nm.
- Analizar un blanco y una muestra de referencia. Se realizaron duplicados.
- Realizar el cálculo con la siguiente fórmula:

$$(W_{oc})/(W_s * 10)$$

W_{oc} = contenido de carbono orgánico del suelo en mg/100mL

W_s= peso del suelo seco en gramos

Curva de calibración

- Preparar una solución de glucosa (14.4 mg de C / mL) 3.60 g de glucosa en 100 mL, dilución 1:10.
- Preparar las alícuotas de la curva de calibración junto con las muestras (Tabla 7).

Tabla 7. Elaboración de la curva de calibración para la cuantificación del contenido de carbón orgánico. Relación de mL de solución de glucosa 1:10.

Núm. de tubo	Solución de glucosa (mL)	Contenido de carbono
	1:10	(mg C/mL)
1	0.00	0
2	1.00	1.44
3	5.00	7.20
4	10.00	14.40
5	15.00	21.60

Actividad enzimática: deshidrogenasa (Friedel et al. 1994)

Procedimiento:

- Pesar 2.5g de suelo tamizado (Tamiz con abertura de malla de 2mm) depositarlo en tubos de ensaye protegidos de la luz (3 repeticiones por muestra y 2 blancos por cada lote de muestras).
- Agregar 2.5 mL de solución INT-Tris.
- Burbujear N₂ en los tubos.
- Tapar de inmediato los tubos y sellarlos perfectamente bien.
- Homoginizar las muestras en agitador de tubos durante 15 segundos.
- Colocar los tubos en baño María durante 4 horas a 47°C.
- Homogeneizar dos veces durante la incubación y anotar la hora.
- Agregar 10 mL de THF a cada tubo.
- Homogeneizar con agitador de tubos durante 10 segundos.
- Agitar las muestras en agitador mecánico durante 2 horas a 270 rpm.
- Filtrar en frascos de vidrio.
- Diluir las muestras con acetona 1:7 (1mL del filtrado + 7 mL de acetona) en tubos de ensaye.
- Leer en el espectrofotómetro UV a 487 nm contra un blanco de agua destilada.

Curva de calibración

- Preparar solución patrón de INTF, disolver 10 mg de INTF en 25 ml de THF.
- Preparar una curva de calibración con los puntos correspondientes: 0, 4, 8, 16, 20 y 24 mg/mL de INTF (Tabla 8).

Tabla 8. Elaboración de la curva de calibración para la cuantificación de deshidrogenasa. Relación de mL de solución patrón.

Núm. de tubo	Solución de patrón (mL)	INTF (mg/mL)
0	0	0
1	1	4
2	2	8
4	4	16
5	5	20
6	6	24

Apéndice II

Se realizaron análisis de laboratorio en muestras por horizonte de cuatro perfiles. El perfil 1 corresponde al fragmento 1 en el ambiente de selva-borde, el perfil 2 al fragmento 1 en el ambiente de potrero 3, el perfil 3 al fragmento 2 en el potrero 3 y el perfil 4 al fragmento 2 en el ambiente de selva-borde. A continuación se muestran los resultados de campo.

Perfil 1
 Fragmento 1
 Sitio Selva-borde
 Fecha 25/05/2004

Profundidad (cm)	Textura	Piedras (% vol.)	Color (húmedo)	pH	CaCO3 (%)	Humedad		Estructura tipo, tamaño, grado	Estabilidad de agregados	Poros abundancia, tamaño, distribución, forma	Densidad aparente	Densidad de raíces	Límite
							pF						
0-7	CR	0	7.5 YR 3/3	6.5	no	fresca	3	granular débil	alta	muchos finos y medianos exped. intersticiales y tubulares	1	extrem alta	claro uniforme
7-21	RL-CR	0	7.5 YR 3/3	6.5	no	fresca	3	subangular mediano mod/subangular fino	alta	muchos finos y muy finos inped. y exped., intersticiales y tubulares comunes	1.1	alta	gradual y uniforme
21-40	RL	0	7.5 YR 3/3-4	6.5	no	fresca	3	subangular grueso med. fuerte/ subangular mediano	mediana	muchos finos y muy finos inped. y exped. vesiculares; y tubulares pocos	1.2	mediana	gradual y uniforme
40-63	RL	1	7.5 YR 3/4	6	no	fresca	3	angulares y subangulares grue-med fuerte/ suban medio	mediana	comunes finos y muy finos exped.	1.2	muy baja	gradual y uniforme
63-82	RL-R	15	7.5 YR 3/4	6	no	fresca	3	angular media fuerte/suangular med.		pocos finos exped. e inped. y muy finos intersticiales	1.3	muy baja	gradual y uniforme

Perfil 2
Fragmento 1
 Sitio Potrero 3
 Fecha 25/05/2004

Profundidad (cm)	Textura	Piedras (% vol.)	Color (húmedo)	pH	CaCO3 (%)	Humedad		Estructura tipo, tamaño, grado	Estabilidad de agregados	Poros abundancia, tamaño, distribución, forma	Densidad aparente	Densidad de raíces	Límite
							pF						
0-9	CLf/CRL	0	3/4 5/ YR	7		fresca	3	subangular media moderado	alta	muchos finos exped. e inped. Interestriales	1.1	muy alta	gradual y uniforme
9-40	CR	5	3/4 "	7		fresca	3	subangular fina a muy fino; subangular media moderado-subang media fina	alta	pocos finos tubulares; muchos inped. Y exped. interestriales tubulares finos	1.1	alta	gradual y uniforme
40-72	CR/RL	0	3/3 "	6		fresca	3	angular media fuerte/ suangular fina	alta	comunes finos/muy finos inped. y exped.	1.2	media	gradual y uniforme
72-87	RL	0	3/3 "	6		fresca	3	angular media-subangular	baja	comunes finos/muy finos inped. y exped.	1.3	baja	gradual y uniforme

Perfil 3
Fragmento 2
 Sitio Potrero 3
 Fecha 25/05/2004

prof. (cm)	textura	piedras (Vol%)	color (húmedo)	pH	CaCO3 (%)	Humedad		estructura tipo, tamaño, grado	estab. agreg.	poros abundancia, tamaño, distrib, forma	dens. apar.	dens. raíces	límite
							pF						
0-10	C		10 YR 3/3	6.5		fresca	3	subang media moderado/subang fina	baja	comunes finos y muy finos inped y exped	1.1	alta	gradual y uniforme
10-26	C		10 YR 3/3	6.5		fresca	3	subang media moderado/subang fina	mediana	comunes finos y muy finos inped y exped	1.1	alta	gradual y uniforme
26-58	C-CRA		10 YR 3/4	6.5		fresca	3	subang media débil/ granular media y fina	mediana	muchos finos inped y exped interestriales; pocos finos tubulares	1	mediana	gradual y uniforme
58-93	C		10 YR 3/4	6.5		fresca	3	subang media muy débil/ granular fina y muy fina		muchos finos inped y exped interestriales; pocos finos tubulares	0.9	baja	gradual y uniforme

Perfil 4
Fragmento 2
Sitio Selva-borde
Fecha 25/05/2004

Profundidad (cm)	Textura	Piedras (% vol.)	Color (húmedo)	pH	CaCO3 (%)	Humedad		Estructura tipo, tamaño, grado	Estabilidad de agregados	Poros abundancia, tamaño, distribución, forma	Densidad aparente	Densidad de raíces	Limite
							pF						
0-3	C-CLf	0	10 YR 2/3	7		fresca	3	granular fina moderado	alta	muchos finos y medianos exped. interesticiales	0.9	muy alta	gradual y uniforme
3-17	C	0	10 YR 3/4	7		fresca	3	subang media moderado a granular fina	baja	pocos finos tubulares; y muchos finos y muy finos exped. interesticiales	1.1	alta	gradual y uniforme
17-34	RA	0	10 YR 3/3	7		fresca	3	subang media débil /subangular y granular fina	moderada	comunes finos tubulares; muchos finos y muy finos inped. y exped. interesticiales	1	alta	gradual y uniforme
34-66	C	0	10 YR 4/4	7		fresca	3	suang media débil/ subangular y granular fina	baja	pocos finos tubulares y muchos finos y muy finos exped e inped interesticiales	1	mediana	gradual y uniforme
66- 93>	C	0	10 YR 3/4	7		fresca	3	suang media moderado débil/ subang y granular fina	baja	muchos finos y muy finos exped. e inped. interesticiales	1.1	baja	gradual y uniforme