

UNIVERSIDAD DE SONORA

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD

DEPARTAMENTO DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS Y TECNOLÓGICAS

**INTERACCIONES BIÓTICAS Y DE NUTRIENTES EN EL SUELO DE LA
VEGETACIÓN RIBEREÑA Y MEZQUITAL EN EL
RÍO SAN MIGUEL, SONORA**



TESIS PROFESIONAL

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
LICENCIADO EN BIOLOGÍA**

**CON OPCIÓN EN:
RECURSOS NATURALES TERRESTRES**

PRESENTA:

CAROLINA TRUJILLO LÓPEZ

Hermosillo, Sonora

Agosto 2014

Universidad de Sonora

Repositorio Institucional UNISON



"El saber de mis hijos
hará mi grandeza"



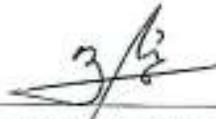
Excepto si se señala otra cosa, la licencia del ítem se describe como openAccess

FORMATO DE APROBACIÓN

Los miembros del Comité de Tesis designado para revisar la Tesis de Carolina Trujillo López la han encontrado satisfactoria y recomiendan que sea aceptada como requisito para obtener el Título de Licenciada en Biología con Opción en Recursos Naturales Terrestres.



Dr. Alejandro E. Castellanos Villegas
Director de Tesis



M.C. Gilberto Solis Garza
Sinodal Secretario



Dr. Martin Esqueda Valle
Sinodal

Dr. Felipe García Oliva
Suplente

DEDICATORIA

A mi familia:

*Mis padres: **Ofelia López** y **Sergio Trujillo***

*Mi hermano: **Sergio Trujillo***

Ustedes que siempre me han apoyado en mis gustos de la vida.

Gracias eternas.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad de Sonora, al Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas y a la Licenciatura en Biología, por haberme apoyado con las instalaciones para realizar mis estudios.

A mi director de tesis, **Dr. Alejandro E. Castellanos Villegas**, por haberme ofrecido el apoyo constante, su paciencia y su conocimiento dentro y fuera del aula. Por ser además un buen amigo y consejero. ¡Gracias por hacer que mi interés hacia la ciencia se vuelva aún más grande!

Al **Dr. Martin Esqueda Valle**, por ser parte de mi comité, por haberme aceptado en su laboratorio del CIAD, por las enseñanzas y sobre todo por contagiar su entusiasmo en el mundo de la ciencia.

Al **M.C. Gilberto Solís Garza** y al **Dr. Felipe García Oliva**, por formar parte de mi comité, por sus ideas, enseñanzas y comentarios que enriquecieron tanto mi formación como el presente trabajo.

Al **Dr. José M. Llano Sotelo** por su ayuda y paciencia en el trabajo del laboratorio.

Al proyecto “Strengthening Resilience of Arid Region Riparian Corridors: Ecohydrology and Decision-Making in the Sonora and San Pedro Watersheds” por el financiamiento parcial para realizar esta tesis.

A mis compañeros del laboratorio de Ecofisiología Vegetal, UNISON: **Gustavo, Chimo, Hinojo, Reta, Hernán, Arturo, Diana, Fabiola, Nacho, Zayas, Raúl, Romeo y Conchita**. Por brindarme sus consejos, sus enseñanzas y por hacer más divertido el ambiente de laboratorio y de campo.

A mis compañeros del laboratorio de Biotecnología de Hongos, CIAD: **Aldo, Georgina, Beto, Damián y Eduardo**, por brindarme su ayuda y sus grandes conocimientos.

A todas mis amigas por estar presentes en esta etapa y otras etapas de mi vida: **Yeska, Gema, Silvia, Rocío y Lorenia**. Las quiero mucho.

A **Esteban Valenzuela**, por haberte conocido durante esta etapa, compañero musical y sobre todo de alegrías. Gracias por demostrarme tu apoyo y tu cariño.

CONTENIDO

FORMATO DE APROBACIÓN	i
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
CONTENIDO	iv
LISTA DE TABLAS	vi
LISTA DE FIGURAS	vii
RESUMEN	viii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. ANTECEDENTES	3
II.1. Ríos en Zonas Áridas y Semiáridas	3
II.1.2. Vegetación en hábitats ribereños	4
II.2. Los suelos en hábitats ribereños	6
II.2.1. Ciclos biogeoquímicos	8
III.3. Hongos micorrízicos arbusculares (HMA)	13
III.3.1. Poblaciones de HMA en hábitat ribereño	15
IV. Biomasa microbiana del suelo	16
V.5. Interacciones: planta-nutrientes-microorganismos	17
III. JUSTIFICACIÓN	20
IV. HIPÓTESIS	21
V. OBJETIVOS	22
V.1. Objetivo general	22
V.2. Objetivos específicos	22
VI. METODOLOGÍA	23
VI.1. Descripción del área de estudio	23
VI.2. Toma de muestras	26

VI.3. Análisis físicos	27
VI.3.1. Humedad del suelo	27
VI.3.2. Potencial mátrico	27
VI.3.3. Textura	28
VI.4. Análisis químicos	28
VI.4.1. pH	28
VI.4.2. Materia orgánica	28
VI.4.3. Nitrógeno y Carbono total	29
VI.4.4. Fósforo total	29
VI.5. Análisis biológicos	29
VI.5.1 Carbono de la biomasa microbiana en el suelo	29
VI.5.2. Esporas y micelio externo de hongos micorrízicos en el suelo	31
VI.6. Análisis estadístico	32
VII. RESULTADOS	33
VII.1. Caracterización de propiedades físicas y químicas	33
VII.2. Caracterización de propiedades biológicas	35
VII.3. Relación entre propiedades físicas, químicas y biológicas	36
VII.3.1. Relación entre nutrientes	39
VII.3.2. Interacciones entre propiedades físicas y biológicas	39
VII.3.3. Interacciones entre propiedades químicas y biológicas	40
VIII. DISCUSIÓN	42
VIII.1. Ecología de hábitats ribereños en zonas áridas	42
VIII.1.2. Componentes bióticos del suelo y sus interacciones	43
IX. CONCLUSIONES	47
X. RECOMENDACIONES	47
XI. LITERATURA CITADA	48

LISTA DE TABLAS

Tabla I	Ubicación geográfica, tipo de vegetación y clima de los sitios de muestreo.	25
Tabla II	Clasificación de textura de suelos en sitio y vegetación de estudio. A = arena; L = limo; R = Arcilla.	33
Tabla III	Parámetros, concentración y cocientes de nutrientes en suelos bajo vegetación ribereña y mezquital. Los valores presentan la media (\pm desviación estándar). Letras diferentes y * indican diferencia significativa ($p < 0.05$, $n = 48$).	34
Tabla IV	Parámetros, concentración y cocientes de nutrientes en suelos bajo especies. Los valores presentan la media (\pm desviación estándar). Letras diferentes y * indican diferencia significativa ($p < 0.05$, $n = 48$).	35
Tabla V	Media (\pm desviación estándar) de propiedades biológicas en suelos bajo vegetación ribereña y mezquital, letras diferentes y * indican diferencia significativa ($p < 0.05$, $n = 48$).	36
Tabla VI	Propiedades biológicas en suelos bajo las especie. Los valores presentan la media (\pm desviación estándar). Letras diferentes y * indican diferencia significativa ($p < 0.05$, $n = 48$).	36
Tabla VII	Coefficientes de correlación de Spearman para propiedades físicas, químicas y biológicas de suelos para vegetación ribereña y mezquital, $n=48$; los coeficientes seguidos por un * son significativos a $P < 0.05$.	37
Tabla VIII	Coefficientes de correlación de Spearman para propiedades físicas, químicas y biológicas de suelos en vegetación ribereña, $n=24$; los coeficientes seguidos por un * son significativos a $P < 0.05$.	38
Tabla IX	Coefficientes de correlación de Spearman para propiedades físicas, químicas y biológicas de suelos en vegetación mezquital, $n=24$; los coeficientes seguidos por un * son significativos a $P < 0.05$.	38

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	Sitios de estudio: “La Casa Colorada”, “El Pino”, “Horcasitas” y “La Galera”.	24
Figura 2	Diseño de toma de muestras de suelo bajo las especies dominantes en los sitios de estudio.	26
Figura 3	Sistema de flujo cerrado para la medición del C de biomasa microbiana en suelos.	30
Figura 4	Relación entre porcentaje de fósforo total (PT) y carbono total (CT) en vegetación ribereña y mezquital	38
Figura 5	Relación entre porcentaje de humedad volumétrica y número total de esporas en 100 gr de suelo de la vegetación ribereña y mezquital.	40
Figura 6	Relación entre pH y carbono microbiano (Cmic) de suelo en vegetación ribereña y mezquital.	41

RESUMEN

El agua en los hábitats ribereños de las zonas áridas es el factor más limitante, donde la presencia de cauces temporales y/o permanentes de agua, constituyen sitios únicos para la biodiversidad del suelo, plantas y animales. En los márgenes del río se desarrolla la vegetación ribereña y la vegetación más próxima a esta es el mezquital. El objetivo de estudio fue determinar las propiedades físicas, químicas y su interacción con las propiedades biológicas del suelo asociado a la vegetación ribereña y mezquital de cuatro sitios del Río San Miguel, Sonora. Para esto, se midió el pH, el potencial mátrico, porcentajes de humedad y materia orgánica (MO), concentración de nitrógeno (NT), carbono (CT) y fósforo (PT) totales y componentes bióticos como el carbono microbiano (Cmic), número total de esporas (NTE) y micelio externo (ME) de hongos micorrízicos arbusculares (HMA). Así como las relaciones existentes entre estas propiedades del suelo bajo las especies dominantes en vegetación ribereña (*Populus fremontii* y *Baccharis salicifolia*) y el mezquital (*Prosopis velutina* y *Acacia farnesiana*). Las relaciones positivas significativas encontradas en vegetación ribereña y mezquital fueron entre el Cmic y MO, CT, NT y PT. En la vegetación ribereña presentó relación positiva entre la humedad y el NTE y ME de HMA, mostrando mayores cantidades respecto al otro tipo de vegetación. Para el mezquital se encontró relación positiva entre el Cmic y pH. Los procesos biológicos que ocurren en hábitats ribereños de zonas áridas dependen de diversos factores como los nutrientes, el pH y el contenido de humedad en suelos, dichas relaciones influyen en el mantenimiento de los tipos de vegetación dentro de los hábitats ribereños en las zonas áridas.

I. INTRODUCCIÓN

El Río San Miguel en el estado de Sonora, México, constituye una subcuenca del río Sonora, que a su vez alimenta a los acuíferos de la Costa de Hermosillo y Mesa del Seri-Zanjón, entre otros (Salas, 2004). El Río San Miguel es un río relativamente pequeño que sin embargo hasta hace poco fluía de manera permanente durante todo el año, permitiendo el establecimiento de fuentes de producción y sostén, así como focos de desarrollo urbano importantes. Aún en la actualidad gran parte de sus márgenes está utilizado para la agricultura de riego y de temporal (Salas, 2004).

En las zonas áridas el agua es el factor más limitante, la presencia de cauces temporales y/o permanentes de agua, constituyen sitios únicos para el incremento de la biodiversidad, son por lo general corredores importantes para la migración de aves, animales terrestres y plantas.

En las márgenes del río, se desarrolla lo que se conoce como vegetación ribereña. Se distingue porque forma corredores naturales entre los sistemas acuático y terrestre que albergan una gran diversidad de especies de flora y fauna, que dada las condiciones ambientales locales tan particulares y de abundancia del agua, presentan un gran dinamismo ecológico muy diferente a las especies aledañas en zonas áridas (Ffolliott et al., 2004). Las especies vegetales que dominan a lo largo del margen del Río San Miguel son *Populus fremontii*, *Baccharis salicifolia* y *Salix gooddingii*, especies que solo pueden encontrarse si persisten las condiciones de abundante disponibilidad de agua o manto freático relativamente superficial.

La vegetación próxima a la ribereña en el Río San Miguel, es el mezquital, que se caracteriza por ser una comunidad vegetal dominada principalmente por especies con características xerófilas. Se desarrolla frecuentemente en terrenos de suelos profundos y en aluviones cercanos donde se asocia a la presencia de un manto freático profundo. Sus principales especies vegetales son *Prosopis velutina*, *Acacia farnesia*, entre otras (INEGI, 2009). En las regiones áridas, aunque relativamente contiguas pero bajo la misma condición climática y ambiental de extrema sequía y altas temperaturas (aridez), ambos tipos de vegetación presentan condiciones edáficas, estructurales y funcionales muy contrastantes, que sin embargo han sido escasamente estudiadas. Tales condiciones son el resultado de las interacciones entre factores de estado y controladores físicos, químicos y biológicos, que se

establecen principalmente en el suelo (Chapin et al., 2008). El establecimiento y crecimiento de distintas especies vegetales están influenciados por las interacciones entre propiedades físicas y químicas que ocurren en el suelo, y a su vez por la influencia de las plantas sobre el mismo suelo y sus componentes bióticos (Martínez y Pugnaire, 2009). La estructura física del suelo ayuda al anclaje y sostenimiento de las plantas, la facilidad para la penetración de las raíces, la retención de nutrientes, la aireación, la capacidad de drenaje, la disponibilidad y almacenamiento de agua (Rucks et al., 2004). Por otro lado, las propiedades químicas determinan la fertilidad de un suelo y la disponibilidad de sus nutrientes.

Las actividades realizadas por los microorganismos y por la fauna del suelo, son esenciales para los organismos superiores (Rodríguez-Echeverría et al., 2007). Las funciones de los microorganismos en el suelo, especialmente la de algunos grupos definidos, proporcionan beneficios para el sistema suelo-planta, de los cuales destacan mejora en la estructura del suelo, la estimulación de la germinación de las semillas, el enraizamiento, incremento en el suministro y disponibilidad de nutrientes, entre muchas otras. Uno de los mutualismos más importantes que se establecen entre plantas y organismos del suelo incluye a los hongos micorrízicos. Son mutualismos dedicados a mejorar la toma de agua y nutrientes por las plantas (Martínez y Pugnaire, 2009).

En el sistema suelo-planta, las plantas modifican el suelo en el que se instalan desde un punto de vista físico y químico pero también a través de los exudados de la raíz, que son la fuente primaria de energía para las redes tróficas edáficas. Por su parte, los organismos edáficos tienen efectos que son específicos para distintas especies vegetales, para la descomposición y los ciclos de nutrientes (Rodríguez-Echeverría et al., 2007).

Es importante conocer los procesos funcionales que determinan e influyen en la disponibilidad de agua y fertilidad del suelo, recursos esenciales para la funcionalidad de los hábitats ribereños en zonas áridas. En este trabajo abordamos el estudio de diferentes características, interacciones y procesos físicos, químicos y biológicos del suelo, contrastando dos tipos de vegetación (ribereña y mezquital) del Río San Miguel en el estado de Sonora, México.

II. ANTECEDENTES

II.1. Ríos en Zonas Áridas y Semiáridas

Las zonas áridas y semiáridas son determinadas por varios factores, presentan i) precipitación escasa, impredecible e infrecuente, en donde la ii) precipitación es menor que la pérdida de potencial de agua mediante la evapotranspiración de las plantas. Se ubican iii) en la separación entre una masa terrestre (por distancia o barreras topográficas). Otro factor es la iv) existencia de masas de alta presión con aire muy seco, que resisten corrientes de convección; estas zonas de alta presión, cuando la presión atmosférica es máxima, aunada a las intensas temperaturas que forman celdas de menor presión, genera áreas con ausencia de nubes, vapor de agua y lluvia (Hernández, 2006).

En las zonas áridas es extraordinaria la variabilidad de los ecosistemas terrestres. La infiltración y la escorrentía en los ríos de estas zonas, dependen de una serie de factores tales como: la cobertura vegetal, la intensidad y duración de la precipitación, la humedad del suelo, la pendiente, la temperatura, la evaporación, el tipo de suelo y el uso de la tierra (Salas, 2000). Varios de estos factores están relacionados, en donde se puede decir que a mayor vegetación mayor es la infiltración y menor la escorrentía. La vegetación al dar lugar a mayores infiltraciones, también da lugar a una mayor recarga del agua subterránea, haciendo que el régimen fluvial sea menos variable y más predecible (Williams y Balling, 1996).

Dado que, la precipitación sobre zonas áridas es generalmente convectiva, la mayor parte de ella se pierde por infiltración o evaporación. Debido a ello, la escorrentía en zonas áridas generalmente no es mayor al 10 % de la precipitación. En zonas semiáridas la proporción es mayor. Por lo tanto podemos definir que un sistema fluvial en una zona semiárida es un sistema que depende de las condiciones precedentes a un evento determinado (Salas, 2000).

Aun cuando las condiciones del medio ambiente en zonas semiáridas y áridas son mucho más difíciles para el crecimiento y desarrollo de la flora y fauna, existe una gran variedad de especies que se han adaptado a dichas condiciones. En zonas semiáridas, la cobertura vegetal varía entre el 10 y 33% de la superficie del terreno, en cambio en zonas áridas, las plantas cubren menos del 10% (Salas, 2000).

II.1.2. Vegetación en hábitats ribereños

En general, los principales tipos de vegetación en hábitat ribereño de zonas áridas y semiáridas del suroeste de Estados Unidos y norte de México son: bosque de álamo (*Populus*) - sauce (*Salix*), bosque de mezquite (*Prosopis*) y matorral xerófilo ribereño (Stromberg et al., 2009; McLaughlin, 2003). La vegetación adyacente a los arroyos o a lo largo de los bordes los lagos y charcos, se caracteriza por especies vegetales y formas de vida que difieren de aquellas de los matorrales circundantes y se denomina ribereña (Granados-Sánchez et al., 2006).

Con sombras de alturas de hasta 30 m, los álamos (*Populus fremontii*) y los sauces constituyen el bosque de álamo/sauce. En primavera y verano, estos árboles de hojas anchas y caducifolias, crean una franja verde que destaca en el paisaje desértico. Otras especies leñosas presentes son: *Salix exigua*, *Baccharis salicifolia* y *Baccharis emoryi* (Stromberg et al., 2009). La abundancia de los bosques de álamo/sauce ha cambiado en diferentes formas desde hace siglos. Los bosques se han reducido y han modificado el drenaje debido a la sequía y a la construcción de presas (Webb et al., 2007). Frecuentemente el fuego, particularmente en las partes altas de la cuenca, en conjunto con las capas freáticas superficiales y anoxia del suelo, también contribuyen a la abundancia de estos árboles (Stromberg et al., 2009).

El mezquite se caracteriza por tener un alto grado de plasticidad fenotípica, la cual permite que crezca en un amplio rango de características hidro-geomorfológicas, incluyendo: llanuras aluviales, terrazas fluviales, abanicos aluviales y tierras altas del desierto, formando así el bosque de mezquite (*Prosopis*). Además, pertenece a una de las familias de plantas más reconocidas como fijadoras de nitrógeno, las leguminosas, las cuales, presentan una simbiosis con bacterias del género *Rhizobium* o *Bradyrhizobium*, las cuales forman nódulos en las raíces, dentro de las cuales dichas bacterias fijan el nitrógeno atmosférico y lo convierten a NH_4^+ para utilizarlo en la síntesis de proteína bacteriana y de las plantas (Whitford, 2002). Por lo que existe un mayor aporte de N al suelo por parte de la planta y los microorganismos del suelo.

El mezquite puede crecer como árbol o arbusto, donde el agua subterránea es alcanzada por las raíces, es árbol y puede alcanzar alturas de dosel de 18 m con tallo de diámetro de 1.3 m. (Swarth, 1905). En contraste, los que sobreviven estrictamente a las precipitaciones, crecen solamente de 4 a 5 m de alto, teniendo un crecimiento arbustivo. Al distanciarse del canal del

arroyo, la disponibilidad de agua se reduce, por lo tanto el mezquite depende del agua subterránea. La introducción del ganado y caballo, reducción de la frecuencia de fuegos, cambios en la población de roedores, incremento de niveles de dióxido de carbono y cambios climático, todos estos factores contribuyen al incremento en la abundancia de mezquites en zonas ribereñas (Stromberg et al., 2009).

El matorral xerófilo ribereño son escasos parches de vegetación pequeña (< 2m altura) cuyas características fisiológicas les permiten desarrollarse en la parte baja de la cuenca y tener mayor tolerancia en los ambientes limitante. Los suelos en donde se desarrollan son arenosos y secos con poca materia orgánica (Stromberg et al., 2009).

Los patrones de la vegetación ribereña en zonas áridas y semiáridas están relacionados con la disponibilidad de agua, así como su calidad y su salinidad (Stromberg et al., 2009). Por ejemplo, los álamos (*Populus*) y los sauces (*Salix*) son intolerantes a la sequía (Amlin y Rood, 2002), debido a la fluctuación de la profundidad del nivel freático, ya que presentan raíces finas que se encuentran por encima de este, por lo que si disminuye, se verá afectado su desarrollo. Aunque las inundaciones crean semilleros húmedos, el establecimiento puede ser excluido si los niveles de agua disminuyen a tasas que no permitan el crecimiento de las raíces de las plántulas, o si los niveles freáticos descienden a lo largo del verano de a 1 a 2 m por debajo de la superficie del establecimiento, lo cual depende de la textura del suelo, clima y especies vegetales. (Kalischuk et al., 2001; Amlin y Rood, 2002). Disminuciones estacionales de tan sólo 1 m pueden matar árboles jóvenes como adultos (Stromberg et al., 2009).

La vegetación ribereña en zonas áridas y semiáridas cambia continuamente en respuesta a: sucesiones forestales en curso, cambios freáticos ribereños, patrones de flujo, regímenes de incendios y pastoreo de ganado; como consecuencia de fluctuaciones en el clima, actividad humana y uso de agua (Stromberg et al., 2009).

La relación entre suelos y comunidades vegetales permite suponer que la heterogeneidad del ambiente edáfica controla en buena medida la distribución de las especies vegetales en el paisaje (Batista, 1991). En algunos casos, el control edáfico opera de modo directo, seleccionando especies tolerantes, por ejemplo, a la deficiencia de fósforo, a la salinidad y desecación que caracterizan al suelo en cada punto del paisaje. En otros casos, el control edáfico opera de modo indirecto, influyendo sobre componentes del ambiente biótico tales como la herbívora o la intensidad de la competencia entre las especies vegetales. Los

regímenes ambientales asociados con las diferentes propiedades de los suelos, influye en el establecimiento de especies vegetales ribereñas en zonas áridas (Giaccio, 2011).

II.2. Los suelos en hábitats ribereños

El suelo se define como material no consolidado que yace sobre la superficie de la tierra y cuya formación resulta de la interacción a lo largo del tiempo, de diversos factores como: el clima, los organismos vivos y el relieve (Etchevers et al., 2005). Estos factores conducen procesos como sedimentación, erosión, lixiviación, salinización, precipitación y disolución de materiales, oxidación y reducción, así como la meteorización física. Con el tiempo, estos procesos producen suelos con secuencias de horizontes, propiedades químicas y físicas distintivas (Green et al., 2009).

El suelo es un sistema muy complejo, en donde un volumen determinado está compuesto de materia sólida, líquida y gaseosa; la fase sólida puede ser orgánica (plantas, animales y hongos) y mineral (fracción mineral, aire y agua); la fracción orgánica, incluye residuos en diferentes etapas de descomposición y organismos en estado de vida activa; en la porción mineral, según sea el tamaño, puede clasificarse en 3 grupos básicos: arcilla (< 0.002 mm), limo (0.002 – 0.05 mm) y arena (0.05 – 2 mm). La proporción de cada fracción del suelo define la textura del suelo, que es una propiedad crucial, ya que determina el volumen disponible para las otras fases del suelo, la gaseosa y la líquida. La fase gaseosa es el espacio de aire en el suelo y la fase líquida es el agua del suelo, las cuales llenan una parte o la totalidad de los espacios vacíos entre las partículas sólidas que varían en su composición química y en la libertad que se mueven (Baver, 1991).

La condición física del suelo ayuda a la rigidez y la fuerza de sostenimiento de las plantas, la facilidad para la penetración de las raíces, la retención de nutrientes, la aireación, la capacidad de drenaje y almacenamiento de agua (Rucks et al., 2004).

Los suelos en hábitats ribereños, debido a su posición en el paisaje, son recipientes de sedimentos y de otros materiales de cuencas hidrográficas; son importantes reguladores, transformadores de energía y materiales entre los ecosistemas terrestres y acuáticos (Hill y Cardaci, 2004). Debido a las deposiciones y erosiones provocadas por inundaciones, la

estructura del suelo es temporalmente más dinámico y especialmente heterogéneo que la de las tierras adyacentes (Green et al., 2009).

Los regímenes de humedad del suelo pueden fluctuar desde períodos prolongados de saturación a condiciones de aridez. La textura del suelo, como los suelos gruesos, que contienen un alto porcentaje de arena y grava, limita la capacidad de humedad de suelo y evitan que las plantas ribereñas, de raíces pocas profundas, obtengan humedad cuando los niveles de agua descienden (Baker et al., 2003).

El potencial hídrico determina la energía que un organismo debe gastar para obtener agua de la solución del suelo y el potencial mátrico (ψ_m) es el que genera los mecanismos de retención del agua del suelo, denominados mecanismos de adhesión y cohesión. Cuanto más seco se encuentre el sustrato, mayor es la presión que hay que aplicar para extraer la solución nutritiva y por tanto mayor cantidad de energía tendrá que emplear la comunidad microbiana del suelo para extraerla.

La descomposición de materia orgánica, depositada en suelos ribereños por la producción de hojarasca y otras partes de la planta, es lenta. La poca disponibilidad de nutrientes en suelos gruesos restringe el establecimiento y crecimiento de plantas ribereñas, mientras que los nutrientes en suelos de texturas finas, promueven el crecimiento y establecimiento de plantas (Baker et al., 2003). Durante períodos donde los organismos microbianos están más activos, el contenido de materia orgánica puede cambiar apreciablemente durante períodos de semanas. Durante la temporada de inundaciones de verano, en algunos desiertos, los niveles del mantillo se reducen al 50 %, debido al aumento de tasas de descomposición en función del tiempo de inundación (Green et al., 2009).

En el suelo se lleva a cabo distintos procesos, dentro de ellos los ciclos biogeoquímicos son esenciales para la distribución y transporte de materiales, los cuales controlan el recambio y transformación de éstos en los ambientes terrestres, acuáticos y atmosféricos (Giaccio, 2011).

II.2.1. Ciclos biogeoquímicos

Se denomina ciclo biogeoquímico al movimiento de nutrientes entre los seres vivos y el ambiente, en donde intervienen cambios químicos (Flores et al., 2008).

Las zonas ribereñas son componentes fundamentales de los ciclos biogeoquímicos, debido que poseen la capacidad de regular los flujos y ser un lugar de transformaciones de nutrientes. Dado que se encuentran en una interfaz dinámica entre los ecosistemas terrestres y acuáticos, casi todos los escurrimientos superficiales y subterráneos poco profundos de las cuencas deben pasar por ellas a fin de alcanzar el cauce (Naiman et al., 2005).

Los nutrientes provenientes de las tierras altas se acumulan en las zonas ribereñas, antes de ser transferidos aguas abajo. Estos flujos, sin embargo, son altamente dinámicos, así como los nutrientes que participan en una gran variedad de transformaciones e interacciones químicas y biológicas. Además, se ha demostrado que las franjas ribereñas regulan, tanto longitudinal como lateralmente, los flujos a lo largo del paisaje y actúan como fuentes y sumideros de nutrientes (Naiman et al., 2005).

La disponibilidad de agua es fundamentalmente para los procesos biogeoquímicos en zonas áridas y semiáridas ribereñas, pero los procesos hidrológicos también pueden ofrecer diferentes recursos que están presentes en el sitio en cantidades limitadas (Harms, 2008).

Los procesos hidrológicos juegan un rol dominante en los patrones de organización espacial y temporal en las zonas áridas y semiáridas ribereñas. La influencia del agua afecta a los procesos biogeoquímicos, a la actividad microbiana y a la producción primaria, dónde son mayores durante el periodo húmedo (Harms, 2008).

Los procesos biogeoquímicos en los suelos están fuertemente influenciados por su estructura física. En particular, la textura del suelo influye en la conductividad hidráulica y por lo tanto, el tiempo de permanencia del agua subterránea ribereña. En ambientes saturados, los sedimentos finos presentan flujos de baja velocidad, mayor contenido de materia orgánica y menor potencial redox. Estas características influyen en los rangos de transformación del N y dinámicas de absorción del P (Harms, 2008). El carbono, nitrógeno y fósforo son los nutrientes más utilizados por los organismos vivos en general y por tanto también en los hábitats ribereños (Baker et al., 2003).

II.2.1.1. Carbono

El carbono (C), es uno de los principales componentes de los seres vivos, componente básico fundamental para la vida, está presente en la atmósfera, en la vida vegetal y animal, en la materia orgánica no viva, en los combustibles fósiles, en las rocas y también, está disuelto en los océanos (Campbell, 2005; McVay y Rice, 2005). Aproximadamente el 50% del peso seco de la materia orgánica es C. Su ciclo está estrechamente ligado al flujo de energía, debido a que las principales reservas de energía de los organismos, son compuestos de carbono reducido, que han derivado de la fijación del dióxido de carbono atmosférico por medio de la fotosíntesis (Campbell, 2005).

El ciclo del carbono tiene su origen en el dióxido de carbono de la atmósfera. Las plantas y algunas bacterias lo fijan y con él sintetizan carbohidratos. Cuando los animales comen plantas, toman parte del carbono. El dióxido de carbono vuelve a la atmósfera por la respiración de los seres vivos o por la descomposición de sus compuestos orgánicos (Flores et al., 2008).

En la transformación del carbono en el suelo, los microorganismos tienen funciones determinantes en la incorporación de los componentes orgánicos e inorgánicos del C. Mediante la respiración los microorganismos utilizan el carbono como fuente de energía en donde oxidan el C y lo devuelven a la atmósfera como CO₂ (Flores et al., 2008).

El contenido de carbono del suelo, está compuesto por una mezcla heterogénea de sustancias simples y complejas que contienen carbono. Las fuentes de materia orgánica son los residuos de la biomasa en forma de hojarasca, residuos animales y otros materiales orgánicos tales como los de origen microbiano (Flores et al., 2008).

La carga del C disuelto y otros nutrientes, son transportados por procesos hidrológicos en zonas ribereñas, estos pueden variar debido a las diferentes rutas que atraviesan a través del paisaje. La incorporación de C y nutrientes disueltos por procesos hidrológicos, puede influir en dos maneras: i) afectar a los procesos biogeoquímicos en lugares que no contienen suficientes almacenes de recursos, por lo tanto se pierden; ii) incorporarse en superficie de suelos donde contengan almacenes de mayor C y N, donde estos son aprovechados para los procesos biogeoquímicos (Harms, 2008). La entrega del C y otros nutrientes, también son

importantes en parches que contienen suelos pocos desarrollados o grandes depósitos de aluvión (Harms, 2008).

II.2.1.2. Nitrógeno

El nitrógeno es un elemento básico para la vida y está presente en determinadas reacciones químicas e intercambios entre la atmósfera, suelos y seres vivos, que se efectúan en la naturaleza de forma cíclica. Intervienen fundamentalmente en este ciclo los organismos vegetales y las bacterias fijadoras del nitrógeno. En este proceso, el nitrógeno es incorporado al suelo y será absorbido por los organismos vivos antes de regresar de nuevo a la atmósfera.

Los hábitats ribereños pueden actuar como agentes transformadores cuando los procesos químicos y biológicos cambian la composición de los nutrientes. En el caso de suelos bien oxigenados, las bacterias y los hongos del hábitat, convierten el nitrógeno del escurrimiento y la materia orgánica del piso en formas minerales (amonios y nitratos) que pueden ser aprovechados para el desarrollo vegetativo de las plantas y el crecimiento de bacterias. Cuando la humedad del suelo es alta, se crean condiciones anaerobias en las capas superficiales del hábitat ribereño, y las bacterias convierten el N disuelto en gases, regresándolos a la atmósfera (Granados-Sánchez et al., 2005).

Las cantidades y tipos de N en el suelo varían mucho más que en el agua, dependiendo en gran medida del contenido de materia orgánica. Ciertas formas solubles de N, especialmente nitrato, pueden lixivarse del suelo, ya que no está fuertemente absorbido o fijo físicamente a las partículas del suelo; finalmente, este nitrógeno lixiviado llega a los ríos y lagos (Campbell, 2005).

Algunos estudios demuestran que el N en el escurrimiento del agua subterránea superficial puede ser reducido en 80 %, después de pasar por el hábitat ribereño. Cerca del 25 % del N removido es asimilado en el crecimiento de los árboles y puede almacenarse por largos periodos.

La fijación biológica del N es llevada a cabo ya sea por microorganismos no simbióticos que pueden vivir independientemente o bien por ciertas bacterias que viven en simbiosis con plantas superiores. El N es absorbido principalmente por las raíces de las plantas

en forma disponible como iones de amonio (NH_4^+) e iones nitrato (NO_3^-). La cantidad de N disponible para las plantas, depende de la mineralización, de factores ambientales y de las condiciones del suelo (Seoáñez, 2000).

El N sufre varias transformaciones que involucran a compuestos orgánicos, inorgánicos y volátiles; estas transformaciones son: mineralización, paso de compuestos nitrogenados a forma mineral inorgánica; inmovilización, cuando existe una elevada relación C/N, los microorganismos utilizan todo el nitrógeno mineral existente en el suelo; nitrificación, conversión de amonio en nitritos, y por último en nitratos; desnitrificación, reducción de los nitratos a nitrógeno libre, gaseoso (Seoáñez, 2000).

El crecimiento y sobrevivencia de la vegetación ribereña como los sauces y los álamos, se ven influenciados por la química del suelo. El nitrógeno, en particular, puede ser un limitante en las llanuras de inundación. Los altos niveles de este nutriente (provenientes de la escorrentía agrícola o de la proximidad de los árboles de mezquites) pueden aumentar los brotes y crecimiento de las raíces, así como, la capacidad de los árboles para tolerar el estrés ambiental (Green et al., 2009).

Existen evidencias de que los árboles ribereños en zonas áridas, están limitados por N, estos son capaces de usar pulsos de nutrientes asociados con inundaciones. Schade et al. (2002) encontraron que el porcentaje de N foliar de álamos ribereños, esta correlacionado con el incremento del manto freático durante las inundaciones (Heffernan y Sponseller, 2003).

II.2.1.2. Fósforo

El fósforo existe en el suelo bajo formas, orgánico e inorgánico, distribuido en todo el medio sólido y acuoso, y dentro de la biomasa de los organismos vivos del suelo. El inorgánico existe en solución, adsorbido en la superficie de las partículas del suelo (por ejemplo, los óxidos metálicos, arcillas, partículas de CaCO_3), o precipitados en forma de minerales secundarios, principalmente de Ca, Al o Fe. También se asocia con minerales primarios en las fracciones fina y gruesa de los suelos, principalmente la apatita. La proporción de fósforo en la solución del suelo es muy pequeña, aunque mucho más activa desde el punto de vista químico y biológico (Giaccio, 2011).

La forma orgánica del fósforo en los suelos proviene de la descomposición vegetal y de la inmovilización microbiana. Incluye formas lábiles (fosfolípidos, ácidos nucleicos) y algunas fracciones más resistentes como inositol y ácidos húmicos (Toora et al., 2003). Las interacciones de estas formas orgánicas con las fracciones minerales del suelo y la materia orgánica estabilizada, originan complejos órgano-minerales resistentes a la hidrólisis, y por lo tanto producen la persistencia a largo plazo del fósforo orgánico en los suelos. Esta dinámica, más lenta, es gobernada por procesos de mineralización-inmovilización (Sanyal y De Datta, 1991). El fósforo orgánico oscila entre el 20 y el 70 % del fósforo total. La biomasa microbiana comprende una proporción mucho menor de fósforo que la biomasa subterránea de la vegetación, sin embargo juega un papel igualmente importante en la dinámica del fósforo del suelo debido a su alta tasa de asimilación (Giaccio, 2011).

Cuando se produce un ingreso de fósforo a la franja de la vegetación ribereña a través de escorrentía, el equilibrio del fósforo presente en la fracción sólida es alterado. La dinámica de equilibrio depende del tiempo, las concentraciones de las diferentes formas de fósforo en solución, y las propiedades específicas del suelo para regular este proceso de equilibrio que determina su capacidad de oclusión. La capacidad de oclusión depende de la disponibilidad de sitios en fase sólida para atrapar fósforo. Cuanto mayor sea la capacidad de fijación, mayor será la eficiencia de absorción de fósforo (Dorioz et al., 2006). En algunos trabajos, se reportan reducciones de 50 a 85 % del fósforo total ligado al sedimento, siendo la mayor retención la que se produce en los primeros metros de la zona ribereña (Giaccio, 2011).

La disponibilidad de la fase sólida para atrapar fósforo en los sitios, está determinada por el área superficial activa (contenido y tipo de arcillas) y de la disponibilidad de cationes complejos, capaces de precipitar ortofosfato en los suelos bajo diferentes condiciones de pH (por ejemplo, Ca para las condiciones alcalinas, Al y Fe en suelos ácidos). La materia orgánica tiende a disminuir la capacidad de fijación. Esta capacidad también se ve influenciada por la temperatura y la composición iónica del agua que ingresa (Sanyal y De Datta, 1991), lo que conduce a variaciones estacionales en la dinámica del fósforo. A largo plazo, altos niveles de entrada de fósforo pueden saturar la capacidad de fijación, lo que conduce a una mayor movilidad del fósforo y un mayor riesgo de transferencia a formas solubles de este elemento (Sharpley, 1995).

Los compuestos del P tienen relevancia en la fotosíntesis, un componente vital de las moléculas genéticas ácido desoxirribonucleico (DNA) y ácido ribonucleico (RNA), así como de las productoras de energía (ATP), necesarias para el funcionamiento de las células (Flores et al. 2008). Para la obtención del P y otros nutrientes del suelo por las plantas, intervienen componentes bióticos, tales como los hongos micorrízicos (Young, 1998).

III.3. Hongos micorrízicos arbusculares (HMA)

Ciertos microorganismos del suelo, colonizan las raíces de las plantas superiores y forman relaciones simbióticas (Hayman, 1980). Una de las asociaciones simbióticas más importantes de las raíces de las plantas con microorganismos del suelo, es efectuada por algunos hongos que habitan en los suelos, los cuales cuentan con una amplia distribución en las zonas áridas y semiáridas; dando origen a la asociación micorrízica arbuscular (HMA) que tiene una función de suma importancia en la productividad vegetal de los suelos (Barea et al., 2000).

El término micorriza literalmente significa “hongo de la raíz”, este es usado desde 1885 para describir la asociación mutualista que ocurre entre la raíz de una planta y el hongo. En la actualidad se tienen establecidos en general, tres tipos de simbiosis micorrízica: ectomicoriza, ectoendomicoriza y endomicoriza (Harrison, 1997).

Los hongos que forman endomicorizas son microorganismos que pertenecen a la división Glomeromycota. Se caracterizan por la producción de hifas, vesículas y arbusculos en el parénquima radicular (Schüssler et al., 2001).

La asociación HMA es endomicorrízica, coloniza las células de la raíz para obtener carbono de la planta hospedera. El beneficio del hongo a la raíz de una planta, depende sobre todo del trabajo externo de la hifa, de la absorción y translocación del fosfato y otros nutrientes minerales del suelo y de la raíz (Hayman y Tavares, 1985).

Las micorrizas son simbiosis íntimas entre las raíces de las plantas y en particular de cierto tipo de hongos del suelo, tienen una función muy importante en la reforestación de los suelos perturbados. Están distribuidas en la mayoría de las comunidades vegetales, además tienen la importancia en particular de mejorar las propiedades químicas y el aspecto físico de los suelos; así como el aumento de las poblaciones microbianas (Bago et al., 1998).

Algunos hongos micorrízicos producen sus capas de esporas debajo del suelo, a temperatura ambiente y dependen principalmente de los animales como agentes de dispersión (McGe, 1989). Esta dispersión puede ocurrir como consecuencia de la alimentación activa de las esporas, a través de ingestión accidental o el traslado de suelos que contengan esporas y/o esporocarpos. La ingestión de esporas de ambos HMA y ectomicorrízicos ha demostrado mantener su vitalidad siguiendo el pasaje por los intestinos de vectores vertebrados e invertebrados. Algunas evidencias sugieren que el pasaje de las esporas a través de los intestinos de vectores mamíferos, pueden facilitar la germinación de esporas del hongo micorrízico (Reddell et al., 1997).

El hongo micorrízico arbuscular (HMA) se establece en un 90% en las especies vegetales del mundo. Los efectos benéficos de la inoculación con el hongo HMA mejora el crecimiento de las plantas. Esto se logra principalmente a través del incremento de P y otros elementos nutricionales como: Cu, Zn, Mg y Fe (Young, 1998).

Los HMA están presentes en muchos suelos y en general no se consideran huéspedes específicos. Sin embargo, los niveles de abundancia y la composición de especies es variable dependiendo de la influencia de las plantas y un número de factores del medio ambiente como son: temperatura, pH y humedad del suelo, niveles de fósforo y nitrógeno, la concentración de metales pesados, la presencia de otros microorganismo, la aplicación de fertilizantes y plaguicidas, además de la salinidad de los suelos. Las especies y población de los HMA difieren en los rangos de la tolerancia de las propiedades físicas y químicas del suelo mencionadas anteriormente, por lo tanto, influye también en su efectividad en el aumento del crecimiento de las plantas en suelos particulares (Porter et al., 1987).

En la ausencia de una planta hospedera, el hongo sobrevive en el suelo como un propágulo, del cual pueden llevarse a cabo futuras infecciones. Los propágulos consisten en las esporas e hifas en el suelo y piezas de raíz colonizada (Pattinson et al., 1997). Además, el micelio extrarradical desempeña un papel clave en la estabilidad y mejora de las características físicas, químicas y biológicas del suelo (Barea et al., 2000). Concretamente, en diferentes estudios se ha mostrado la correlación existente entre el aumento de la concentración de hifas extrarradicales y la formación de agregados estables en el suelo (Tisdall et al., 1997).

III.3.1. Poblaciones de HMA en hábitat ribereño

Existe poca información acerca de HMA en ecosistemas naturales, sin embargo han surgido evidencias de que la diversidad es mayor a la inferida a partir de estudios morfológicos de esporas. Las poblaciones en diversos ecosistemas, sobre la base de conteo de esporas, varían entre 5 y 25 especies diferentes. Este número depende de las especies hospederas involucradas. El número de esporas no siempre está bien correlacionado con el grado de formación micorrízica y su porcentaje de germinación varía en diferentes tiempos del año (Tommerup, 1983; Gemma et. al., 1989).

Las asociaciones incluyendo diferentes especies de plantas y hongos exhiben una variabilidad funcional. Algunas plantas hospederas dan un mayor beneficio al HMA que otras, lo cual es reflejado en las diferencias de cantidad de producción de esporas. En la mayoría de los casos la formación de esporas está estrechamente relacionada con la longitud total de las raíces micorrizadas producidas por un determinado hospedero (Giovannetti, 2008). De este modo, la proporción de diferentes especies en determinado lugar dependerá de la extensión a la cual colonicen los sistemas radicales de las plantas. Cualquier grado de especificidad o diferencia en la efectividad será entonces reflejado en las poblaciones de esporas.

Los factores ambientales afectan en gran medida la diversidad de los HMA y su capacidad de infección de raíces de las plantas. La heterogeneidad en las propiedades del suelo (materia orgánica, N, P, K, agua y salinidad) pueden influir directamente en la actividad de los microorganismos del suelo. Sin embargo, se ha visto en que los HMA pueden sobrevivir en condiciones pobres (Yang et. al., 2008). En los hábitats ribereños de zonas áridas y semiáridas, se ha estudiado a plantas dominantes como *Populus* (álamos), *Salix* (sauces) y herbáceas, quienes presentan asociación con HMA y ectomicorrizas (Beauchamp et al., 2006).

Los cambios en la composición de la comunidad de plantas como los causados por la regulación del flujo de ríos, pueden alterar la composición de la comunidad de HMA (Bever et al., 1996; Van der Heijden et al., 1998). Los cambios en el ambiente del suelo debido a la regulación del flujo, también pueden afectar a los HMA, dado que las especies de hongos difieren en su tolerancia para la humedad del suelo, el pH y los niveles de nutrientes (Beauchamp et al., 2006).

En contraste a las zonas áridas, los humedales tienen fuertes gradientes de profundidad del agua, humedad del suelo y disponibilidad de nutrientes, aunque la colonización de HMA puede surgir en entornos inundados, la mayoría de los datos de actividad de HMA, abundancia, colonización de la raíz, número de esporas y riqueza de especies, están correlacionados negativamente con la humedad del suelo o la profundidad del agua (Rickerl et al., 1994; Stevens & Peterson, 1996; Turner & Friese, 2000). Los estudios en los desiertos, muestran la tendencia opuesta con la actividad de los HMA y la riqueza de especies, que se correlacionan positivamente con la humedad del suelo (Zak et al., 1995; Jacobson, 1997; He et al., 2002).

Las condiciones secas de nutrientes pobres creados por disminuciones de inundaciones, pueden incrementar la importancia de los HMA para la vegetación ribereña, ya que las plantas se vuelven más dependientes de los nutrientes proporcionados por los hongos (Beauchamp et al., 2006). Por otra parte, la colonización micorrízica puede disminuir la producción primaria de las plantas, debido a que el mutualismo sería demasiado caro en términos de carbono y energía (Johnson et al., 1997).

Aparte de la incorporación de nutrientes a las plantas por los HMA, intervienen otros componentes bióticos del suelo, tales como la comunidad microbiana, responsable principalmente en la descomposición, reconversión de la materia orgánica y la transformación de nutrientes (Witter, 1996).

IV. Biomasa microbiana del suelo

La biomasa microbiana (BM) puede definirse como la comunidad viva de microorganismos del suelo, excluyendo las raíces de las plantas y los animales de tamaño superior al de las amibas mayores (aproximadamente $5 \times 10^3 \mu\text{m}^3$) (Witter, 1996).

A pesar de la pequeña parte que representa la materia orgánica del suelo, la biomasa microbiana participa de forma muy activa en la descomposición de la materia orgánica que ingresa al suelo en forma de hojarasca o restos de animales o plantas, y por otro lado, es una fuente de nutrientes (N, P y S) para las plantas con una alta tasa de recambio (flujo de elementos). Por lo cual, la biomasa microbiana se puede estimar mediante el carbono (C) y

nitrógeno (N) aportado por esta, en donde el carbono, se expresa, generalmente, en mg C kg^{-1} o $\mu\text{g C g}^{-1}$ de suelo seco. Usualmente se han indicado valores para el C de la biomasa microbiana entre 1 y 4% del carbono orgánico y para el N de biomasa entre 2 y 6% del nitrógeno orgánico (Anderson y Domsch, 1989).

La dinámica de la biomasa microbiana es afectada principalmente por la calidad del sustrato, la temperatura del suelo y la disponibilidad de agua. Así mismo, juega un papel fundamental en la formación de la estructura del suelo y en su estabilización, por lo cual se puede usar como un indicador ecológico sensible a los cambios ambientales (Carter, 1986).

Los microorganismos del suelo están constantemente interactuando con los nutrientes y las plantas, y a la vez también interactúan entre ellos, haciendo al suelo un sistema completamente activo (Carney y Matson, 2005).

V.5. Interacciones: planta-nutrientes-microorganismos

Existen numerosas interacciones que ocurren en el suelo entre plantas, nutrientes y microorganismos. Por ejemplo, distintas especies de plantas difieren en la manera en que pueden influenciar muchos aspectos de la estructura y funcionamiento de los ecosistemas, incluyendo las características del suelo, del relieve, de la dinámica de nutrientes, el clima regional, así como la actividad y distribución de otros organismos (Eviner y Chapin III, 2003).

La productividad de prácticamente todos los ecosistemas naturales, incluyendo a los ecosistemas áridos, responde a la adición de uno o más nutrientes, indicando la importancia de que un nutriente esté de manera disponible en el suelo, una vía crítica por la cual, influye en el crecimiento de las plantas (Carney y Matson, 2005). La descomposición de la materia orgánica (MO) es llevada a cabo principalmente por microorganismos del suelo; parte de la MO proviene de residuos de plantas, los cuales son sometidos a descomposición rápida, por lo tanto, los mecanismos llevados a cabo en el suelo bajo coberturas vegetales diferentes, tales como la capacidad de retención de agua en el suelo y la capacidad de intercambio catiónico, estarán influenciados de una manera directa por la cantidad y calidad de materia orgánica que las plantas proporcionan al suelo (Schlesinger et al., 1996).

El C, N y P orgánicos son depositados en el suelo como MO en diversas moléculas como proteínas, péptidos, carbohidratos, ligninas, ácidos orgánicos aromáticos, lípidos, ácidos nucleicos y amino ácidos, etc. (Mc Gill y Cole 1981). Por otro lado, el C lábil también puede ingresar al suelo por medio de exudados radicales, el cual representa un flujo importante de C en muchos ecosistemas (Cleveland et al., 2002).

Para que las plantas puedan tomar principalmente N y P del suelo, estos nutrientes deben estar en forma inorgánica, por lo que la MO debe ser descompuesta y los nutrientes deben ser mineralizados (Paul, 2007).

En el proceso de mineralización la función de los microorganismos es esencial, estos se encargan en fragmentar la MO para llevar a cabo la despolimerización, formando monómeros de C, N y P orgánicos disueltos (COD, NOD y POD, respectivamente). Por último los microorganismos heterótrofos toman el COD y NOD para sus funciones metabólicas y como producto del catabolismo mineralizan C y N como CO₂ y NH₄, respectivamente. La mineralización de estos nutrientes se lleva a cabo de manera intracelular (Paul, 2007; Carney y Matson, 2005). Sin embargo, cuando el COD y el NOD son limitantes, los microorganismos del suelo pueden inmovilizar NH₄⁺ para sus funciones metabólicas. Para el caso del POD, la mineralización es exclusivamente extracelular por medio de enzimas (fosfatasa) que pueden provenir tanto de microorganismos, raíces y micorrizas para formar fosfatos (Oleander y Vitousek, 2000).

Entre las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo, existe una relación entre ellas, por ejemplo, la humedad del suelo depende de la textura, localización del paisaje, la cobertura vegetal, las lluvias y la evapotranspiración. Por otra parte dentro de las propiedades biológicas, los hongos y las bacterias son los principales componentes, su importancia varía considerablemente con el contenido de MO y demás características como textura, pH y contenido de nutrientes. Las bacterias muestran una relación con el pH, estas son favorecidas por condiciones de pH neutros, mientras que los hongos tienden a dominar a valores bajos de pH (Lavelle y Spain, 2001).

La MO, también tiene un efecto sobre la actividad de los microorganismos del suelo. Aproximadamente tres cuartas partes del carbono orgánico contenido en los ecosistemas terrestres y la mayoría del nitrógeno orgánico se encuentran en los residuos de las plantas y en la MO (Schlesinger, 2000; Lal, 2008). Tanto el carbono orgánico, como los macro-nutrientes

(N, P, S) son mineralizados a formas inorgánicas por la actividad de las comunidades microbianas, proporcionando la gran mayoría de los nutrientes inorgánicos necesarios para el crecimiento de las plantas (Manzoni y Porporato, 2009). Se ha reportado que existe una estrecha relación con el C del suelo y el C de la biomasa microbiana, la cual contiene entre 1 y 4 % del carbono orgánico (Lavelle y Spain, 2001).

El desarrollo de micorrizas está influenciado por la concentración de nutrientes en el suelo. Esto es particularmente para los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), donde el desarrollo de la asociación entre el huésped y el hongo, está influenciado por altos niveles de fósforo y nitrógeno. El agua en el suelo también juega un rol importante, donde regímenes excesivos de baja y alta humedad, son generalmente inhibidores para su desarrollo (Killham, 1994).

El establecimiento y crecimiento de distintas especies vegetales están influenciados por las interacciones entre propiedades físicas y químicas que ocurren en el suelo, y a su vez por la actividad biológica como, la biomasa microbiana y los HMA (Martínez y Pugnaire, 2009). Estas interacciones a la vez influyen en la estructura y funcionamiento del ecosistema.

En este estudio, se plantea estudiar el funcionamiento de la vegetación ribereña y mezquital en un mismo ambiente (árido), en el río San Miguel, donde se busca comparar los dos tipos de vegetación, dado que el hábitat ribereño debido a sus condiciones microclimáticas, acumula nutrientes y residuos vegetales, los cuales participan en una gran variedad de transformaciones; en contraste con el mezquital, que se caracteriza por tener un alto grado de plasticidad fenotípica, el cual le permite tener esas transformaciones e interacciones químicas y biológicas en un amplio rango de características hidro-geomorfológicas. Por lo tanto se plantean las siguientes preguntas de investigación: a) ¿cuáles son las diferencias en las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo entre vegetación ribereña y mezquital, así como el efecto que tiene en las especie de estudio en dichas propiedades? y b) ¿cuáles son las diferencias de las relaciones entre las propiedades del suelo en los tipos de vegetación y sus formas de vida en el Río San Miguel?

III. JUSTIFICACIÓN

Las características que determinan el gran valor de las comunidades ribereñas son su alta diversidad biológica, alta productividad y el elevado dinamismo de los hábitats que mantienen. Todo ello aparentemente como consecuencia de sus mejores condiciones hídricas y biogeoquímicas que favorecen el refugio de especies propias de zonas húmedas en las áreas más cálidas y secas. Algunas de estas características se relacionan con procesos en el suelo que han sido poco estudiados

El estudio busca aportar conocimientos sobre algunos procesos ecológicos en suelos de distintos tipos de vegetación (riberaña y mezquital) en un mismo ambiente (árido).

La adecuada comprensión de las propiedades fisicoquímicas y biológicas del suelo y su interacción con las comunidades vegetales de ríos en zonas áridas, y la de las comunidades edáficas y vegetales adyacentes, permitirá entender mejor su funcionamiento y contribución. Además, la identificación de tales características que determinan el elevado valor ecológico de los ríos de zonas áridas, posibilita la selección adecuada de estrategias de conservación y desarrollo de los hábitats y comunidades de especies vegetales ribereñas.

IV. HIPÓTESIS

La concentración de nutrientes en el suelo (CT, NT y PT) estará relacionada a los procesos biológicos (Cmic y NTE de HMA) en la vegetación ribereña, dada la mayor humedad en suelos. Las relaciones permitirán entender la adaptación de los procesos biológicos a los factores limitantes en ambos tipos de vegetación.

V. OBJETIVOS

V.1. Objetivo general

Determinar las propiedades físicas (humedad y potencial mátrico), químicas (NT, CT y PT, pH) y su interacción con las propiedades biológicas (carbono microbiano, esporas y micelio externo de HMA) bajo las especies de *Populus fremontii*, *Baccharis salicifolia*, *Prosopis velutina* y *Acacia farnesiana* en dos tipos de vegetación (ribereña y mezquital) de cuatro sitios del Río San Miguel, Sonora.

V.2. Objetivos específicos

1. Determinar cuáles son las diferencias en las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo entre los tipos de vegetación y especies.
2. Determinar las relaciones existentes entre las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo en los tipos de vegetación y sus formas de vida (árbol y arbusto).

VI. METODOLOGÍA

VI.1. Descripción del área de estudio

El área de estudio corresponde al Río San Miguel, subcuenca de la cuenca del Río Sonora, esta última se localiza en la región hidrológica 9 Sonora Sur (RH9). El río San Miguel cuenta con una extensión de 3,845.98 km² (Camou-Healy, 1998), y tiene una forma alargada con dirección preferencial Norte-Sur. Limita al Norte con la cuenca del Río de los Alisos, al Sur y al Este con la cuenca del Río Sonora, al Oeste con la cuenca del Río Zanjón y al Suroeste con la cuenca de la Costa de Hermosillo, Zona Centro y Sur (Félix-Salas, 2004).

La cuenca del Río San Miguel está limitada al norte por la “Sierra Azul”, al oeste por las sierras “La Madera”, “Cucurpe” y “San Jerónimo”, al este por las sierras “San Antonio”, “Los Locos”, “El Jucaral” y “El Aconchi” y al sur, por la presa “Abelardo L. Rodríguez”, donde en este último, el río desemboca en la ciudad de Hermosillo (Félix-Salas, 2004).

El Río San Miguel, nace en la “Sierra Azul” a una altitud de 2,000 metros sobre el nivel del mar, y tiene un desarrollo de 220 km. Su caudal es intermitente ya que solamente en temporadas de lluvia es cuando logra tener un caudal notable (Félix-Salas, 2004).

El río corre a través de grandes escarpes y acantilados hasta el poblado del Carrizal. De este punto hasta su confluencia con el Río Zanjón, cruza por los valles de Opodepe-Rayón y San Miguel de Horcasitas, teniendo el cauce del río, al igual que el río Sonora, varios estrechamientos de rocas impermeables (Félix-Salas, 2004).

Los materiales acuíferos de esta zona están representados por depósitos aluviales recientes cuya granulometría varía desde boleos y gravas hasta limos y arcillas, los cuales conforman un acuífero de tipo libre con transividad que varía de 1×10^{-4} a 7×10^{-2} m². Estos depósitos presentan profundidades máximas de 60 m y espesores saturados de 20 m en promedio (Félix-Salas, 2004).

Los aprovechamientos de aguas superficiales son escasos. En efecto, la mayor parte del Río San Miguel y sus afluentes están secos la mayor parte del tiempo, excepto durante el periodo de lluvias. Sin embargo, existen lugares donde el Río San Miguel mantiene un caudal

constante, como por ejemplo cerca de la ciudad de Rayón. Esta presencia constante de agua se debe a la existencia de un flujo subterráneo (D'hombres et al., 2007).

Los municipios más importantes son los de Cucurpe, Opodepe, Rayón y San Miguel de Horcasitas, siendo los mismos las cabeceras municipales. El resto de la población se ubica en pequeñas rancherías dispersas en los mismos municipios.

El área de la cuenca cuenta con una variedad de climas, los que van de muy secos, secos a semi-secos. Existen 12 estaciones climatológicas de la CONAGUA en la cuenca: “El Yeso”, “Bacanuchi”, “Cucurpe”, “Arizpe”, “Querobabi”, “Meresichic”, “Rayón”, “Carbó”, “Cajón”, “Pesqueira”, “Orégano” y “Hermosillo”. La precipitación promedio de la cuenca fue calculada 440 mm. anuales (rango 340 a 510) (Félix-Salas, 2004).

En la Tabla I se presenta la ubicación geográfica, los tipos de vegetación y el clima de los cuatro sitios de estudios ubicados en la zona sur del río San miguel: “La Casa Colorada”, “El Pino”, “La Galera” y “Horcasitas”. Los sitios se encuentran en las cercanías de los municipios de Rayón, Opodepe y San Miguel de Horcasitas, del Estado de Sonora (Figura 1).



Figura 1. Sitios de estudio: “La Casa Colorada”, “El Pino”, “Horcasitas” y “La Galera”.

Tabla I. Ubicación geográfica, tipo de vegetación y clima de los sitios de muestreo.

Sitio	Latitud	Longitud	Elevación (msnm)	Clima	Tipo de vegetación
La Casa Colorada	N 29.6868 °	O 110.5832°	524	Bsohw(x')	Ribereña, Mezquital
La Galera	N 29.6256 °	O 110.5535 °	496	Bsohw(x')	Ribereña, Mezquital
El Pino	N 29.5841°	O 110.5627°	475	Bsohw(x')	Ribereña, Mezquital
Horcasitas	N 29.4958°	O 110.7291°	389	BWhw (x')	Ribereña, Mezquital

En promedio, los sitios presentan temperaturas medias anuales de 21 °C, máximas y mínimas mensuales de 29.73 °C y 12.36 °C. La época de lluvias se presenta en verano en los meses de julio y agosto, contándose con una precipitación media anual de 480.33 milímetros (Comisión Nacional del Agua, 2005).

Los tipos de vegetación en los sitios de estudio son vegetación ribereña y mezquital. La vegetación ribereña se caracteriza debido a que sus comunidades se desarrollan en los márgenes de los ríos y arroyos, generalmente bajo condiciones de gran humedad. En general son elementos arbustivos acompañados en ocasiones por elementos arbóreos. Sus principales componentes son: *Populus fremontii*, *Baccharis salicifolia* y *Salix gooddingii*. La vegetación tipo mezquital se caracteriza por ser una comunidad vegetal dominada principalmente por mezquites (*Prosopis* spp.). Se desarrolla frecuentemente en terrenos de suelos profundos y en aluviones cercanos a escorrentías y su desarrollo se asocia a la presencia de un manto freático profundo. Sus principales componentes son *Prosopis velutina* y *Acacia farnesia* (INEGI, 2009).

VI.2. Toma de muestras

Con el objetivo de determinar la disponibilidad e interacción de nutrientes y biota del suelo bajo las diferentes especies y en los distintos tipos de vegetación (riberaña y mezquital), se realizaron transectos de 150 m en los sitios de estudio para cada tipo. En donde cada 50 m se ubicaron dos especies dominantes para cada tipo de vegetación: un árbol y un arbusto, siendo las especies dominantes escogidas para ser muestreadas dentro la vegetación ribereña: *Populus fremontii* y *Baccharis salicifolia*; y para la vegetación tipo mezquital: *Prosopis velutina* y *Acacia farnesiana*. El margen de separación entre los dos tipos de vegetación en cada sitio fue de 50 m aproximadamente (Figura 2). Debajo de las especies de estudio, se colectaron 3 muestras de suelo con una separación de 10 cm cada una, desde la base de la especie hacia fuera, a una profundidad de 10 cm. Estas se mezclaron en una bolsa de plástico, conteniendo alrededor de 1 kg. de suelo, se tamizaron en una malla de 2 mm y se almacenaron a -4 °C. En total se muestrearon 3 individuos de *Populus fremontii*, *Baccharis salicifolia*, *Prosopis velutina* y *Acacia farnesiana*, teniendo un total de 12 muestras de suelo en cada uno de los 4 sitios de estudio. Los muestreos fueron durante el verano en los meses de Agosto y Septiembre del 2012.

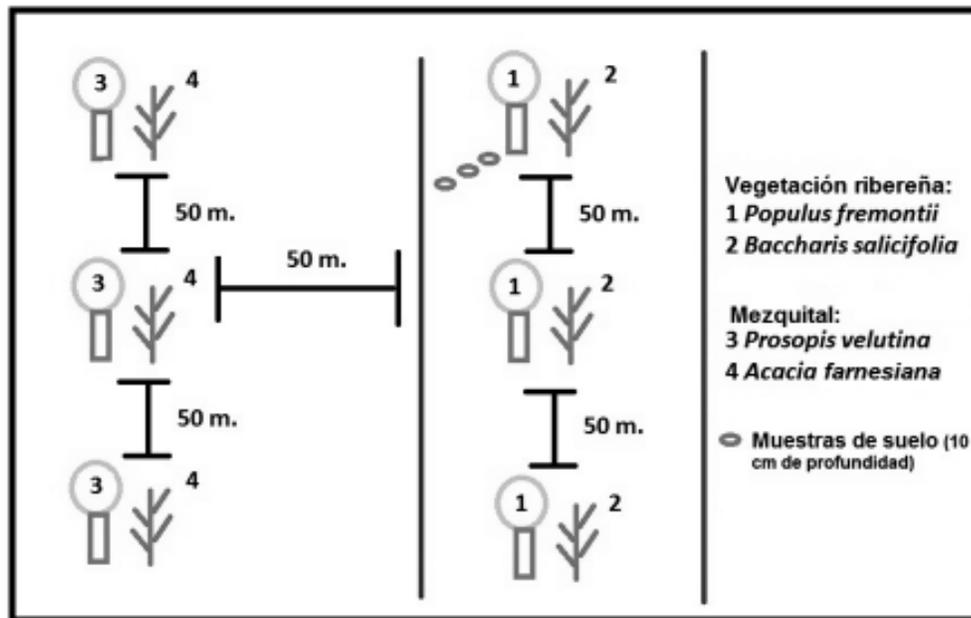


Figura 2. Diseño de toma de muestras de suelo bajo las especies dominantes en los sitios de estudio.

VI.3. Análisis físicos

VI.3.1. Humedad del suelo

La humedad volumétrica se define como el porcentaje de peso de suelo ocupado por el agua en un volumen determinado. Para determinarla se obtuvo el porcentaje de humedad y la densidad aparente.

Para obtener el porcentaje de humedad se tomó un volumen determinado de las muestras del suelo previamente homogenizadas, y se procedieron a pesar. Después las muestras fueron colocadas en una estufa a una temperatura de 105 °C durante 24 horas, posteriormente se pesó en seco para determinar el porcentaje de humedad contenida según Bashour y Sayegh (2007):

$$\text{Humedad gravimétrica (\%)} = \frac{\text{Peso antes del secado (gr)} - \text{Peso seco (gr)}}{\text{Peso seco (gr)}} * (100)$$

Para determinar la densidad aparente se aplicó la siguiente fórmula:

$$\text{Densidad aparente} = \frac{\text{Peso seco (gr)}}{\text{Volumen (cm}^3\text{)}}$$

Finalmente, se determinó la humedad volumétrica con la siguiente fórmula:

$$\text{Humedad volumétrica} = (\text{Humedad gravimétrica (\%)}) * (\text{Densidad aparente (gr/cm}^3\text{)})$$

VI.3.2. Potencial mátrico

Se determinó mediante la fórmula de van Genuchten (1980) modificada por Zaccharias y Wessolek (2007), donde se consideró la densidad aparente y la textura del suelo para determinar el potencial mátrico del suelo. La fórmula utilizada fue:

$$\theta(h) = \theta_r + \frac{\theta_s - \theta_r}{[1 + (\alpha h)^n]^m}$$

Donde θ_r es el agua residual ($\text{m}^3 \text{m}^{-3}$), θ_s es el contenido de agua a saturación ($\text{m}^3 \text{m}^{-3}$) y α , n y m , son parámetros empíricos describiendo la forma de la curva.

VI.3.3. Textura

La textura de las muestras de suelo se determinó en el Laboratorio de Edafología del Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora, mediante el método de Bouyoucos, el cual consiste en la determinación de los porcentajes de arena, limo y arcilla presentes en la fracción mineral del suelo. Estos porcentajes se obtienen mediante la separación de las partículas en grados clasificados de acuerdo a su diámetro.

VI.4. Análisis químicos

VI.4.1. pH

Se enviaron muestras de suelo, para su determinación, al Laboratorio de Edafología en el Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora, donde se utilizó una solución 1:5 p/v de suelo en agua desionizada (suelo previamente tamizado en malla menor a 2 mm) y se leyó en potenciómetro calibrado con buffer pH 7 y 4 (Hanna Instruments, modelo pH 209).

VI.4.2. Materia orgánica

Al igual que el pH, se determinó en el Laboratorio de Edafología del Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora. El porcentaje de materia orgánica se determinó mediante el método de combustión de Walkley y Black (1934). Este método actúa sobre las formas más activas del carbono orgánico que posee el suelo y no produce una

oxidación completa de dichos compuestos, por lo que se hacen ajustes a los resultados obtenidos, cuando se quieren expresar en término de contenido de materia orgánica.

VI.4.3. Nitrógeno y Carbono total

Se determinaron mediante el analizador elemental PerkinElmer 2400 Series II CHNS/O. Las determinaciones se basan en la combustión completa de la muestra, en condiciones óptimas (950 a 1300 °C y atmósfera de oxígeno puro), para convertir los elementos en gases simples (anhídrido carbónico, nitrógeno, agua y anhídrido sulfuroso). Estos gases, después de ser separados, son medidos y se obtiene de este modo, según el peso de la muestra y los datos proporcionados, el contenido porcentual de cada elemento en la muestra (PerkinElmer Inc., 2005).

VI.4.4. Fósforo total

Las muestras se digirieron con reactivo de Kjeldhal para obtener orto-fosfato, éste reaccionó con molibdato de amonio, posteriormente, el heteropoliácido formado se sometió a una reducción con ácido ascórbico y medido por espectrometría a 660 nm en el analizador rápido de fluidos (Murphy y Riley, 1962).

VI.5. Análisis biológicos

VI.5.1 Carbono de la biomasa microbiana en el suelo

Se construyó un dispositivo en el laboratorio para la estimación del carbono de la biomasa microbiana. Este consiste en un sistema de flujo cerrado, formado por: un analizador de CO₂ LICOR 840 (Li Cor, Lincoln, Nebraska USA), un almacenamiento de datos (Micrologger 21X, Campbell scientific Inc.), una bomba peristáltica sin aceite, un regulador de flujo para

mantener la velocidad de circulación del aire constante a 0.5 L min^{-1} y un filtro para prevenir impurezas en el sistema. Se utilizaron frascos de plástico (volumen: 41.25 cm^3), para encerrar el CO_2 de los microorganismos. Los frascos contienen 2 perforaciones en las tapas, en donde se les colocó dos entradas para la circulación del aire en un flujo cerrado durante la toma de las mediciones (Figura 3).

Para la determinación se llevó a cabo la metodología de respiración inducida por sustrato (SIR) propuesta por Anderson y Domsch, (1978), el cual se fundamenta en el hecho de que se puede estimular la respiración de los microorganismos del suelo si se adiciona a este medio un sustrato fácilmente degradable como la glucosa. Por medio de esta respuesta fisiológica se logra proveer una estimación del carbono de la biomasa microbiana.

En los frascos se colocó al fondo una almohadilla facial de algodón, sobre esta 20 g de suelo por cada tratamiento a los cuales se les adicionaron 40 mg de glucosa mezclada con 5 ml de agua destilada, para humedecer al 50% de su capacidad de retención hídrica. Se dejaron incubando a $22 \text{ }^\circ\text{C}$ por un lapso de 5 h y se determinó a cada hora, en el sistema de flujo cerrado, el CO_2 acumulado. Después de cada determinación de CO_2 se conectaba al sistema de flujo junto con el frasco conteniendo la muestra de suelo, un tubo de plástico con SODA LIME, para reducir el CO_2 aproximadamente a 300 ppm y conocer la cantidad de CO_2 inicial con la que empezó el suelo y final.

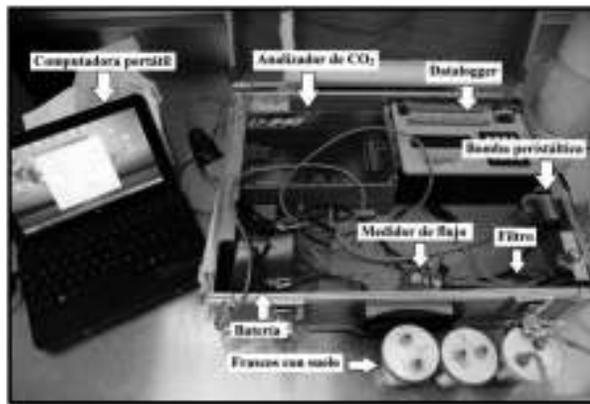


Figura 3. Sistema de flujo cerrado para la medición del C de biomasa microbiana en suelos.

El flujo de CO_2 en el sistema, se determinó mediante la fórmula de flujo de gases de Mondini et al. (2009):

$$F(\mu\text{gg}^{-1}\text{Soil min}^{-1}) = \frac{\Delta C \times M \times P \times V}{R \times T \times W}$$

Donde ΔC es el cambio de concentración de CO_2 (ppm) en el intervalo de tiempo Δt (min), M es el peso molecular del CO_2 , P es la presión atmosférica (atm), V es el volumen del sistema cerrado (incluyendo el cableado, las válvulas y el volumen ocupado por el frasco menos el suelo), R es la constante de los gases ($0.082054 \text{ atm Lmol}^{-1} \text{ }^\circ\text{K}^{-1}$), T es la temperatura del ambiente ($^\circ\text{K}$) y W es el peso de la muestra de suelo (g).

De acuerdo con la calibración del método SIR frente al método Fumigación-Incubación realizada por Anderson y Domsch (1978) el cálculo del C de biomasa microbiana puede realizarse utilizando la ecuación:

$$X=40.04 y+0.37$$

Donde X , es la biomasa microbiana en mg de C por unidad de peso de suelo seco, y , es la respiración inicial máxima, expresada en ml de CO_2 por hora y por unidad de peso seco de suelo.

VI.5.2. Esporas y micelio externo de hongos micorrízicos en el suelo

La mayoría de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) producen sus esporas en el suelo y su cuantificación permite estimar parte del potencial de infección de los HMA. Comúnmente, la extracción de esporas de la matriz del suelo involucra su separación de la materia orgánica y otros componentes, lo que se logra a través de tamizado húmedo, flotación y sedimentación. Se aislaron las esporas mediante la técnica de tamizado húmedo, decantación y centrifugación con gradiente de sacarosa (Herrera-Peraza et al., 2004). Como el objetivo de aislar las esporas es cuantificarlas se tomarán alrededor 3 submuestras por cada muestra las cuales se extrajeron de forma separada y luego se obtuvo una media.

El micelio externo se le considera como una de las estructuras más importantes para la función micorrízica en cuanto a captación de nutrientes y agua, la determinación de su longitud por unidad de masa de suelo puede ser un indicador del posible beneficio que reciben las plantas y su contribución al mejoramiento de las propiedades físicas del suelo. Para su determinación se empleó la metodología de Herrera-Peraza et al. (2004), la cual consiste en colocar 0.03 gr de tamizado en un portaobjetos con glicerina y cuantificar el número de hifas encontradas a lo largo de cuatro líneas uniformemente distribuidas en el cubreobjetos.

VI.6. Análisis estadístico

Se utilizó el programa JMP 5.0.1 (SAS Institute, 2002) aplicando la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis, para comparar las medias de las propiedades físicas, químicas y biológicas: según vegetación y especies. Posteriormente, se utilizó el programa SigmaPlot 11.0 (Systat Software Inc., 2008) para realizar una correlación de Spearman entre propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo para vegetación ribereña y mezquital; y otra correlación de Spearman donde se incluyó las propiedades de estudio de las vegetaciones juntas. Para los casos en donde las relaciones mostraran una significancia estadística menor o igual al 5 % en la correlación de Spearman para las vegetaciones separadas, los datos se sometieron a análisis de varianza donde se puso a prueba las relaciones significativas entre propiedades físicas, químicas y biológicas, según forma de vida para cada vegetación.

VII. RESULTADOS

VII.1. Caracterización de propiedades físicas y químicas

La textura de los suelos en sitios con la vegetación ribereña y mezquital la mayoría de los suelos son franco arenoso (El Pino, La Galera, La Casa Colorada: vegetación ribereña); arena francosa en el sitio La Colorada bajo vegetación mezquital; y suelos franco limoso en el sitio Horcasitas bajo vegetación ribereña y mezquital (Tabla II).

Tabla II. Clasificación de textura de suelos en sitio y vegetación de estudio. A = arena; L = limo; R = Arcilla.

Sitio	Vegetación	% A	% L	% R	Clasificación
El Pino	Ribereña	58.66	29	12.34	Franco Arenoso
	Mezquital	67.66	25	7.34	Franco Arenoso
La Casa Colorada	Ribereña	64.66	19	16.34	Franco Arenoso
	Mezquital	87.66	8	4.34	Arena Francosa
La Galera	Ribereña	67.66	19	13.34	Franco Arenoso
	Mezquital	67.66	26	6.34	Franco Arenoso
Horcasitas	Ribereña	23.32	52	24.68	Franco Limoso
	Mezquital	35.32	50	14.68	Franco Limoso

Al comparar las propiedades físicas (parámetros) y químicas (nutrientes) según tipo de vegetación (ribereña y mezquital), se encontraron diferencias significativas en el potencial mátrico (ψ_m), pH y fósforo total (PT), siendo la vegetación mezquital quien presentó mayor ψ_m y concentración de PT; mientras que la humedad volumétrica (Hum.), materia orgánica (M.O.) carbono total (CT) y nitrógeno total (NT), no se encontraron diferencias significativas (Tabla III). Para el caso del cociente, CT/NT presentó diferencia significativa ($p= 0.0551$), siendo la vegetación ribereña quien mostró mayor valor; mientras que los cocientes CT/PT y NT/PT no se encontraron diferencias significativas entre tipos de vegetación.

Tabla III. Parámetros, concentración y cocientes de nutrientes en suelos bajo vegetación ribereña y mezquital. Los valores presentan la media (\pm desviación estándar). Letras diferentes y * (indican diferencia significativa ($p < 0.05$, $n = 48$)).

	Ribereña	Mezquital	p
Parámetros			
Hum. (%)	14.62 (5.70)	13.62 (5.40)	0.4095
ψ_m (MPa)	-0.49 (0.51) ^b	-0.04 (0.01) ^a	0.0441*
pH	7.36 (0.11) ^a	6.94 (0.46) ^b	<.0001*
M.O. (%)	3.06 (1.88)	3.12 (1.90)	0.8771
Concentración de nutrientes (%)			
CT	2.61 (1.29)	2.55 (1.11)	0.8015
NT	0.20 (0.10)	0.23 (0.10)	0.3186
PT	0.012 (0.006) ^b	0.015 (0.004) ^a	0.0544*
Cocientes			
CT/NT	12.52 (3.36) ^a	11.12 (2.79) ^b	0.0551*
CT/PT	333.20 (417.32)	176.29 (87.07)	0.1802
NT/PT	23.29 (21.29)	15.65 (5.92)	0.3429

Al comparar bajo las diferentes especies, *P. fremontii* y *B. salicifolia* que ocurren en la vegetación ribereña, mostraron diferencias significativas en pH, quienes presentan, según el rango de pH del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos "Natural Resources Conservation Service", suelos ligeramente alcalinos; en comparación con las especies *P. velutina* y *A. Farnesiana*, quienes contienen suelos neutros. Respecto al PT, se encontraron diferencias significativas entre especies, siendo *B. salicifolia* quien obtuvo menor concentración de PT (0.009 %); mientras que la humedad, ψ_m , M.O., CT y NT, no presentaron diferencias significativas. Para el caso del cociente CT/NT mostró diferencias significativas, siendo *P. velutina* quien presentó menor valor (10.09 %); mientras que los cocientes CT/PT y NT/PT no se encontraron diferencias significativas entre especies vegetales (Tabla IV).

Tabla IV. Parámetros, concentración y cocientes de nutrientes en suelos bajo especies. Los valores presentan la media (\pm desviación estándar). Letras diferentes y * indican diferencia significativa ($p < 0.05$, $n = 48$).

	Ribereña		Mezquital		p
	Árbol <i>P. fremontii</i>	Arbusto <i>B. salicifolia</i>	Árbol <i>P. velutina</i>	Arbusto <i>A. farnesiana</i>	
Parámetros					
Hum. (%)	15.62 (5.84)	13.62 (5.63)	15.00 (6.49)	12.24 (3.84)	0.4683
ψ_m (MPa)	-0.44 (0.36)	-0.55 (0.68)	-0.04 (0.01)	-0.04 (0.01)	0.3130
pH	7.40 (0.13) ^a	7.33 (0.08) ^{ab}	6.91 (0.45) ^c	6.97 (0.50) ^{bc}	<.0001*
M.O. (%)	3.54 (1.99)	2.59 (1.70)	3.47 (1.98)	2.76 (1.84)	0.2207
Concentración de nutrientes (%)					
CT	2.83 (1.04)	2.39 (1.51)	2.57 (1.10)	2.54 (1.10)	0.8015
NT	0.22 (0.07)	0.19 (0.12)	0.25 (0.09)	0.21 (0.10)	0.3186
PT	0.014 (0.005) ^{ab}	0.009 (0.006) ^b	0.016(0.004) ^a	0.014 (0.004) ^b	0.0544*
Cocientes					
CT/NT	12.80 (3.04) ^a	12.24 (3.76) ^a	10.09 (1.27) ^b	12.15 (3.52) ^a	0.0528*
CT/PT	286.15 (348.37)	380.25 (487.81)	155.14 (58.53)	197.44 (107.00)	0.5316
NT/PT	20.48 (19.88)	26.10 (23.14)	15.25 (5.27)	16.04 (7.72)	0.5593

VII.2. Caracterización de propiedades biológicas

Dentro de las propiedades biológicas según tipo de vegetación (ribereña y mezquital), se encontraron diferencias significativas en el número total de esporas (NTE) y en el micelio externo de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), siendo la vegetación ribereña quien presentó mayor número de esporas (508 en 100 g suelo) y micelio externo (45.19 mg g⁻¹) de HMA en comparación al mezquital. Para el caso del carbono microbiano (Cmic), los tipos de vegetación no presentaron diferencias significativas (Tabla V).

Tabla V. Media (\pm desviación estándar) de propiedades biológicas en suelos bajo vegetación ribereña y mezquital, letras diferentes y * indican diferencia significativa ($p < 0.05$, $n = 48$).

	Ribereña	Mezquital	p
Propiedades biológicas			
Cmic (ug C g ⁻¹ suelo)	284.32 (91.38)	316.96 (120.62)	0.1939
NTE (esporas en 100 g)	508 (311) ^a	291 (127) ^b	0.0017*
ME (mg g ⁻¹)	45.19 (24.78) ^a	28.80 (12.74) ^b	0.0133*

Para las propiedades biológicas, entre especies, mostraron diferencias significativas en número total de esporas (NTE) y micelio externo (ME) de los HMA, siendo *P. fremontii* y *B. salicifolia*, quienes presentaron mayor NTE y ME, en comparación a *P. velutina* y *A. farnesiana*, respectivamente. Para el caso del carbono microbiano (Cmic) las especies, no presentaron diferencias significativas entre ellas (Tabla VI).

Tabla VI. Propiedades biológicas en suelos bajo las especie. Los valores presentan la media (\pm desviación estándar). Letras diferentes y * indican diferencia significativa ($p < 0.05$, $n = 48$).

	Ribereña		Mezquital		p
	Árbol	Arbusto	Árbol	Arbusto	
	<i>P. fremontii</i>	<i>B. salicifolia</i>	<i>P. velutina</i>	<i>A. farnesiana</i>	
Propiedades biológicas					
Cmic					
(ug C g ⁻¹ suelo)	306.60 (83.05)	262.05 (97.37)	345.28 (103.34)	288.65 (134.13)	0.2371
NTE					
(en 100 g)	611 (361) ^a	404 (220) ^{ab}	284 (155) ^b	297 (97) ^b	0.0057*
ME (mg g ⁻¹)	45.15 (20.28) ^a	45.22 (29.54) ^a	34.25 (10.89) ^{ab}	23.34 (12.48) ^b	0.0286*

VII.3. Relación entre propiedades físicas, químicas y biológicas

En la Tabla VII se presentan los resultados de correlación de propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo, para las dos tipos de vegetación juntas. Las correlaciones significativas fueron positivas. La Hum. y el pH están correlacionados con el número total de esporas (NTE) y micelio externo (ME); la M.O. mostró correlaciones con: CT, NT, PT y Cmic; el NT presentó correlaciones con PT y Cmic; y el NTE se encuentra correlacionado con el ME.

Tabla VII. Coeficientes de correlación de Spearman para propiedades físicas, químicas y biológicas de suelos para vegetación ribereña y mezquital, n=48; los coeficientes seguidos por un * son significativos a $P < 0.05$.

	Hum.	pH	M.O.	CT	NT	PT	Cmic	NTE	ME
Hum.	1.00								
pH	0.327	1.00							
M.O.	-0.239	0.098	1.00						
CT	-0.0002	0.215	0.463*	1.00					
NT	-0.176	-0.0529	0.441*	0.876*	1.00				
PT	-0.128	-0.148	0.46*	0.369*	0.576*	1.00			
Cmic	-0.259	0.044	0.429*	0.464*	0.612*	0.548*	1.00		
NTE	0.505*	0.431*	-0.020	0.124	-0.00337	-0.0409	0.0142	1.00	
ME	0.302*	0.297*	0.159	0.245	0.129	0.0612	0.165	0.308*	1.00

Al correlacionar propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo en vegetación ribereña. Las correlaciones significativas fueron positivas. La humedad volumétrica (Hum) está correlacionada con NTE y ME; la materia orgánica (M.O.) mostró correlación significativa con CT, NT, PT y carbono microbiano (Cmic); el CT presentó correlación significativa con NT y Cmic; el NT está correlacionado con PT y Cmic; y el PT sólo mostró correlación significativa con Cmic (Tabla VIII).

Para las correlaciones de propiedades en vegetación mezquital (Tabla IX). Las correlaciones significativas encontradas fueron positivas. El pH está correlacionado solamente con Cmic; la M.O., al igual que la vegetación ribereña, está correlacionada con CT, NT, PT y Cmic; el CT presentó correlación con NT, PT y Cmic; el NT está correlacionado significativamente con PT y Cmic; y el PT, al igual que la vegetación ribereña, está correlacionado con Cmic.

Tabla VIII. Coeficientes de correlación de Spearman para propiedades físicas, químicas y biológicas de suelos en vegetación ribereña, n=24; los coeficientes seguidos por un * son significativos a $P < 0.05$.

	Hum	pH	M.O.	CT	NT	PT	Cmic	NTE	ME
Hum	1								
pH	0.039	1							
M.O.	-0.030	0.310	1						
CT	0.0139	0.348	0.426*	1					
NT	-0.0118	0.0466	0.471*	0.904*	1				
PT	0.0365	-0.206	0.491*	0.312	0.515*	1			
Cmic	-0.0704	0.00261	0.536*	0.505*	0.580*	0.507*	1		
NTE	0.622*	-0.149	-0.234	-0.0552	-0.0363	-0.0661	0.0835	1	
ME	0.413*	0.0309	0.020	0.326	0.191	-0.0235	0.193	0.258	1

Tabla IX. Coeficientes de correlación de Spearman para propiedades físicas, químicas y biológicas de suelos en vegetación mezquital, n=24; los coeficientes seguidos por un * son significativos a $P < 0.05$.

	Hum	pH	M.O.	CT	NT	PT	Cmic	NTE	ME
Hum	1								
pH	0.234	1							
M.O.	-0.228	0.253	1						
CT	-0.119	0.0319	0.549*	1					
NT	-0.154	0.0563	0.439*	0.932*	1				
PT	-0.0609	0.242	0.532*	0.508*	0.546*	1			
Cmic	-0.382	0.507*	0.551*	0.419*	0.473*	0.591*	1		
NTE	0.0739	0.284	0.0526	0.126	0.0686	0.173	0.18	1	
ME	-0.323	0.187	-0.0322	0.0983	0.279	0.399	0.304	-0.202	1

A continuación, se mencionan las diferencias de las correlaciones significativas entre los tipos de vegetación y las formas de vida para cada una, en diversas interacciones entre propiedades físicas, químicas y biológicas en este estudio.

VII.3.1. Relación entre nutrientes

La diferencia de relación de nutrientes entre tipo de vegetación, fue la correlación entre CT y PT, siendo el mezquital el cual mostró correlación significativa (Tabla 12), donde a mayor porcentaje de CT habrá mayor porcentaje de PT. Para el caso de la vegetación ribereña, no mostró correlación significativa (Figura 4).

Al expresar la relación de CT y PT bajo formas de vida, en la vegetación ribereña los árboles y arbustos y no mostraron diferencia significativa ($p= 0.6186$ y $p= 0.3163$, respectivamente). Para el caso del mezquital, los árboles presentaron diferencia significativa ($p= 0.0233$), mientras que los arbustos no mostraron diferencia significativa ($p= 0.1366$).

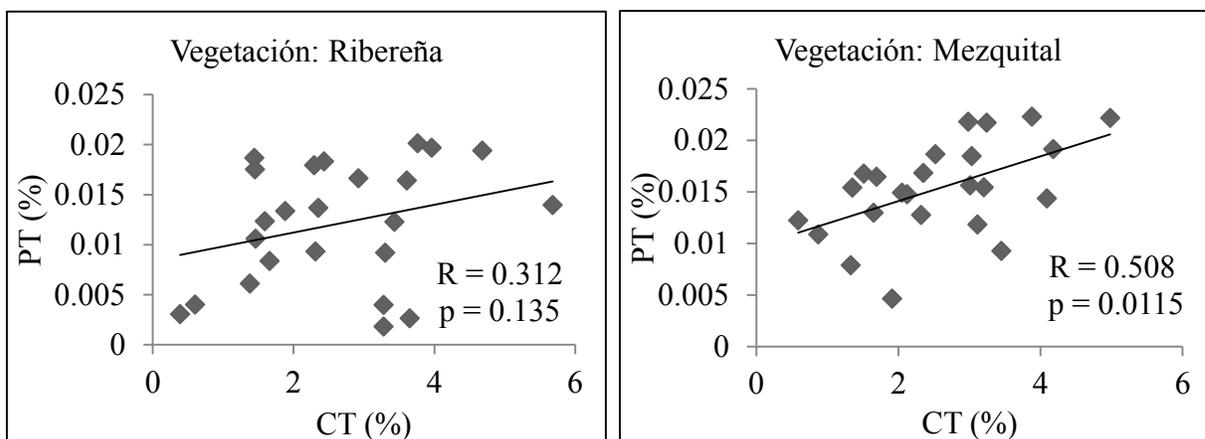


Figura 4. Relación entre porcentaje de fósforo total (PT) y carbono total (CT) en vegetación ribereña y mezquital

VII.3.2. Interacciones entre propiedades físicas y biológicas

Las diferencias de interacciones entre propiedades físicas y biológicas entre tipo de vegetación, fue la correlación entre Hum. y NTE, donde la vegetación ribereña mostró correlación positiva (Tabla VII), en donde a mayor Hum. habrá mayor cantidad de esporas en 100 gr de suelo; para el caso del mezquital, no presentó diferencia significativa (Figura 5).

Al comparar el NTE con Hum. bajo formas de vida, en la vegetación ribereña, los árboles y arbustos no presentaron diferencias significativas ($p= 0.4894$ y $p= 0.1409$,

respectivamente). De la misma manera, en el mezquital, árboles y arbustos no mostraron diferencia significativa ($p= 0.5784$ y $p= 0.6959$, respectivamente).

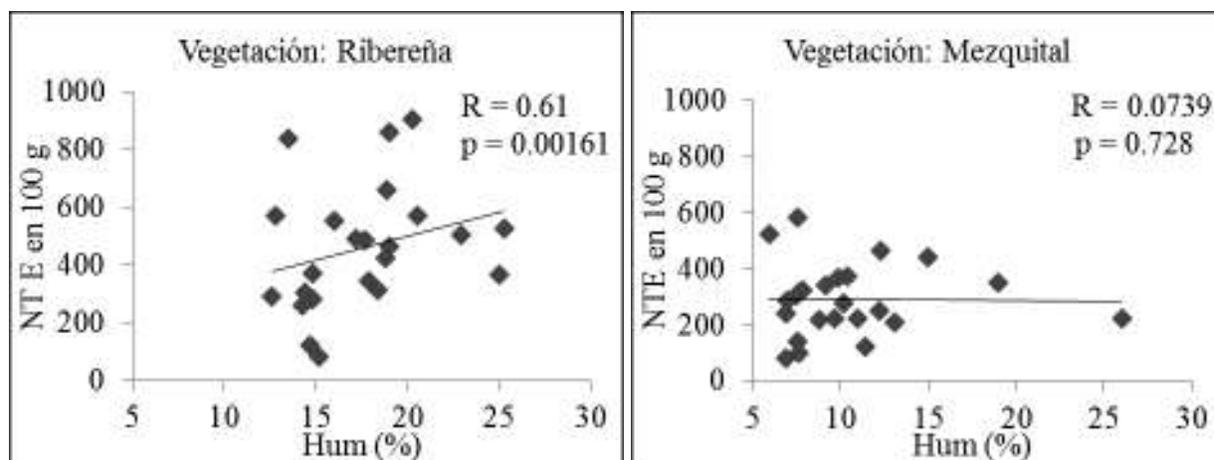


Figura 5. Relación entre porcentaje de humedad volumétrica y número total de esporas en 100 gr de suelo de la vegetación ribereña y mezquital.

VII.3.3. Interacciones entre propiedades químicas y biológicas

Las diferencias de interacciones entre propiedades químicas y biológicas entre tipo de vegetación fue el pH correlacionado con C_{mic} , siendo el mezquital, quien mostró diferencia significativa, en donde a mayores rangos de pH, es decir, suelos con tendencia a ser alcalinos, habrá mayor C_{mic} ; para el caso de la vegetación ribereña, no presentó diferencia significativa (Figura 6).

Al expresar la interacción del pH con C_{mic} bajo formas de vida, en la vegetación ribereña, los árboles y arbustos no mostraron diferencia significativa ($p= 0.7732$ y $p= 0.3055$, respectivamente). De la misma manera, el mezquital no presentó diferencia significativa para árboles ($p= 0.6073$) y arbustos ($p= 0.3261$).

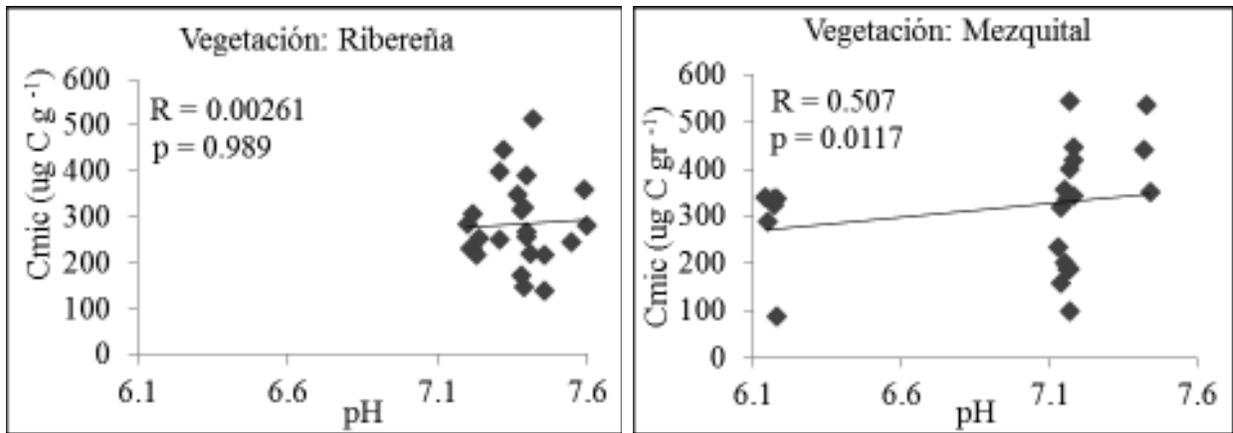


Figura 6. Relación entre pH y carbono microbiano (Cmic) de suelo en vegetación ribereña y mezquital

VIII. DISCUSIÓN

VIII.1. Ecología de hábitats ribereños en zonas áridas

Los resultados de las correlaciones positivas de la MO con la concentración de CT, NT, PT y el Cmic en suelos asociados a la vegetación ribereña y mezquital, nos sugieren que las inundaciones, la variabilidad de la morfología de canales junto con los diferentes patrones de deposición, influyen en las acumulaciones de la MO; siendo las llanuras de inundación y dentro del canal, estructuras importantes que retienen la MO, lo que permite que estas condiciones beneficien a otras especies vegetales, así como en la biomasa microbiana. Por lo que la MO juega un papel importante en la actividad de microorganismos, el almacén y la disponibilidad de nutrientes de hábitats ribereños en zonas áridas (Green et al., 2009).

Los valores de CT y NT encontrados en este estudio, concuerdan con los rangos que se han reportado en suelos ribereños y de mezquital de zonas semiáridas y áridas, los cuales tienen rangos para CT de 1 a 2.5 %, NT de 0.10 a 0.20 % (Jacobson et al., 2000; Schilling et al., 2009; Hough, 2013). El PT en comparación con dichos estudios es bajo. En los suelos de las zonas áridas se han reportado las concentraciones más bajas de PT (Cross y Schlesinger, 2001; Buckingham et al., 2010; Tapia y García, 2013), las cuales varían en diferentes tipos de vegetación. Por ejemplo, en una zona árida de Utah los sitios con cobertura vegetal de pastizal matorral o juníferos, la concentración de PT oscila entre 0.5 – 1.0% (Buckingham et al., 2010); en el valle de Cuatro Ciénegas en México los pastizales presentan concentraciones que varían entre 0.07 – 0.09% y en matorrales el PT presenta concentraciones alrededor de 0.20 % (Tapia y García, 2013); en este estudio, los suelos asociados a la vegetación ribereña, la concentración del PT varió entre 0.04 – 0.20% y en el mezquital varió entre 0.05 – 0.22 %. La variabilidad del PT en los diferentes tipos de vegetación en zonas áridas, es debido a la complejidad de la dinámica de este nutriente, en donde la disponibilidad y la oclusión de este nutriente depende de la edad del suelo, así como de la mineralización bioquímica por enzimas de origen microbiano y vegetal (Walker y Syers, 1976; Tapia y García, 2013).

Con respecto a los cocientes de nutrientes en el suelo, los valores de CT/NT para los dos tipos de vegetación fueron bajos. En zonas áridas del río San Pedro en Arizona, los promedios de los valores de CT/NT en suelos asociados a vegetación ribereña y mezquital

fueron 21 y 17 respectivamente (Hough, 2013); según Tian et al. (2010) en desiertos de China la media de CT/NT es de 12.2; y según Post et al. (1985) el valor de CT/NT en suelos de zonas áridas a nivel global es de 15.3. Según Post et al. (1985) esta relación tiende a ser baja en regiones áridas debido a la baja precipitación, donde la disponibilidad de la humedad del suelo limita la productividad primaria y la lixiviación, resultando en baja absorción de nitrógeno por la planta, bajas entradas de carbono y acumulación de nitrógeno inorgánico en suelo.

El suelo asociado al mezquital presentó menor relación de CT/NT en comparación a la vegetación ribereña, esto sugiere que en el mezquital, la especie *Prosopis velutina*, la cual presentó el menor valor de CT/NT en comparación a las demás especies vegetales, atribuyó a esa diferencia en relación a la vegetación ribereña. Por lo tanto, se supone que *Prosopis velutina*, siendo una planta leguminosa que se caracteriza por contener bacterias fijadoras de N, aporta al suelo mayor concentración de N debido a sus procesos metabólicos, donde el C es aprovechado como fuente de energía y el N como intermediario de proteína (Chapin et al., 2002).

VIII.1.2. Componentes bióticos del suelo y sus interacciones

Este estudio es uno de los primeros en presentar valores de Cmic en suelos de hábitats ribereños en zonas áridas. Los valores del Cmic entre vegetación y especies no mostraron diferencias significativas, para la vegetación ribereña variaron entre 139– 512 $\mu\text{g C g}^{-1}$ y el mezquital entre 87 – 542 $\mu\text{g C g}^{-1}$. Nuestros resultados concuerdan con los datos reportados en desiertos. Los valores reportados del Cmic en un matorral del Desierto de Chihuahua varían entre 100 – 500 $\mu\text{g C g}^{-1}$ (Gestel et al., 2007); el promedio del Cmic en suelos del Desierto de Sonora, Arizona es de 112 $\mu\text{g C g}^{-1}$ (Skujins, 1991). Los valores del Cmic en suelos de desiertos en comparación de ecosistemas donde la precipitación oscila entre 900 – 1300 mm, son bajos; estos para un bosque oscilan entre 575.75 y 1.395,5 $\mu\text{g C g}^{-1}$ (Sánchez et al., 2005). Los valores del Cmic bajos en desiertos se deben a la baja precipitación, a los cambios bruscos en la humedad y a la temperatura del suelo (Ross, 1987; Wardle y Parkinson, 1990; Insam, 1990).

La actividad de la biomasa microbiana está relacionada con la materia orgánica del suelo y la concentración de nutrientes (Paul, 2007), en nuestro estudio encontramos que el Cmic está correlacionado positivamente con la MO, CT, NT y PT. Por lo que sugiere que la MO contribuye a estimular a la biomasa microbiana donde interactúan con los nutrientes del suelo (Carney y Matson, 2005).

El pH es un regulador importante de la actividad microbiana, ya que influye en una serie de factores como la disponibilidad de oxígeno, agua y concentración de nutrientes en el suelo que la afectan (Paul, 2007). Los suelos de los ecosistemas áridos frecuentemente presentan acumulación de sales (como el carbonato de calcio), lo que mantiene el pH del suelo en un intervalo de 7 -8 (Martínez-Piedragil, 2008), el cual concuerda con el pH de los suelos asociados a la vegetación ribereña; sin embargo en los suelos del mezquital el rango del pH varió desde 6.1 a 7.5 y según la correlación de Spearman, la disminución del pH favoreció a que el Cmic disminuyera. El menor rango del pH en los suelos fue en el sitio “La Galera” en el mezquital, por lo tanto la acidificación en este sitio se pudo haber modificado por diferentes causas, ya sea por factores naturales y antropogénicos. Por ejemplo, pudo haber influenciado las plantas leguminosas como *Prosopis velutina*, la cual mediante el mecanismo de fijación simbiótica de nitrógeno, liberan hidrógeno a la solución del suelo, contribuyendo así a la acidificación gradual de los suelos (Campillo y Sadzawka, 2006). Por otro lado, el pH es considerado a nivel global un buen descriptor de la diversidad y actividad microbiana, siendo los suelos con pH neutro los más diversos y disminuyendo la actividad con el aumento de la acidez (Fierer y Jackson, 2006).

El potencial mátrico (ψ_m) de suelos es otro factor importante en la actividad microbiana (Paul, 2007), en este estudio los suelos de vegetación ribereña obtuvieron significativamente el valor promedio del ψ_m más negativo (-0.56 MPa) en comparación al mezquital (-0.04 MPa). A pesar de la gran variabilidad del ψ_m (-0.02 a -2.07 MPa) en los suelos de vegetación ribereña, ocasionada por la alternancia de períodos de humedecimiento y secado, y por el alto porcentaje de arcillas en comparación al mezquital, las cuales en períodos de lluvias retienen mayor humedad y en época seca provoca que el ψ_m disminuya drásticamente; la actividad microbiana en términos de Cmic se desarrolló en estos rangos. Según Paul (2007), la actividad microbiana aerobia en suelo es óptima cuando el ψ_m es -0.05 MPa; valores de 0 MPa, indican que los suelos están saturados por agua y disminuye a medida

que el suelo se vuelve más seco, entonces será mayor la presión necesaria para extraer agua; sin embargo, en lo mencionado anteriormente, el Cmic en hábitats ribereños de zonas áridas, a pesar de no presentar correlación significativa con el ψ_m dado por su variabilidad en los sitios de estudio, se puede desarrollar en estos ambientes limitantes aun cuando el ψ_m disminuya.

Respectos a los hongos micorrízicos arbusculares, existe poca información en ecosistemas naturales y es más escasa en hábitats ribereños en zonas áridas. Los rangos reportados del número total de esporas (NTE) de una sabana en zona árida de China oscilan desde 109 – 2440 en 100 gramos de suelo (Dandan y Zhiwei, 2007); para el mezquital de zona árida en Puebla, México varían entre 200 a 1500 en 100 gramos del suelo (Montaño et al., 2007); para el matorral xerófilo en Puebla, México el promedio del NTE fue de 260 en 100 gramos de suelo (Camargo-Ricalde y Esperón-Rodríguez, 2005). En nuestro estudio se obtuvieron rangos de NTE bajo vegetación ribereña, de 81 a 900 NTE en 100 gramos de suelo; y para el mezquital de 82 a 584 NTE en 100 gramos suelo. De acuerdo con la literatura, las variaciones en el número de esporas de HMA pueden estar ligadas a patrones estacionales de la esporulación, la cual puede variar de acuerdo a la especie de HMA o de la planta (Dhillion y Anderson 1993; Dhillion et al., 1994; Jacobson 1997). De la misma manera, algunos estudios han determinado que la distribución, actividad y supervivencia de los HMA se puede deber por varios factores y procesos físicos, químicos y biológicos del suelo como son la humedad, el pH, la compactación, la profundidad y la actividad de micro y macrofauna del suelo (Cooke et al., 1993; Miller, 2000). En este estudio, al igual que otros hábitats ribereños en zonas áridas de Arizona, en suelos asociados a *Populus fremontii* y *Salix gooddingii* se encontró una correlación positiva con el NTE y la humedad del suelo (Beauchamp et al., 2006).

Lo anterior se ha relacionado a que en ríos de zonas áridas, los eventos de lluvia son de corta duración, de manera que los suelos superficiales están secos durante gran parte del año, generando pocas áreas de suelos saturados a partir de inundaciones de corta duración. Las aguas subterráneas en desiertos se dicen que son óxicas, es decir, con suficiente cantidad de oxígeno disuelto, cuya concentración es variable; el flujo rápido de aguas puede ser bien aireado, permitiendo una condición aeróbica para la actividad biológica (Turner et al., 2000). La alternancia de períodos de humedecimiento y secado, que son comunes en zonas áridas, pueden estimular el desarrollo comunitario de los HMA (Brown y Bledsoe, 1996; Miller,

2000; Beauchamp et al., 2006). Por lo tanto, estos períodos de humedecimiento pudieron haber influenciado en el número de esporas y micelio externo en suelos asociados a la vegetación ribereña, quien presentó mayor cantidad en comparación al mezquital.

En suelos asociados a la vegetación ribereña se obtuvo menor concentración de PT y mayor cantidad de esporas y micelio externo de HMA, lo cual la literatura menciona que bajas concentraciones de PT y P disponible en suelos muestran una mayor actividad de HMA (Nandjui et al., 2013), y que a altos niveles de P: i) la absorción de nutrientes por micorrizas es reprimida, ii) los exudados de la raíz para estimular el crecimiento de los HMA se reduce y iii) el huésped puede degradar los arbusculos del hongo (Nagy et al., 2009; Kobae y Hata, 2010). Sin embargo, no se encontró correlación significativa de PT con NTE y ME, dado que las correlaciones que se muestran en la literatura con la actividad de HMA es con P disponible y no con PT, el cual los HMA lo solubilizan para favorecer la utilización del P por las plantas, particularmente en suelos ácidos o pobres en dicho elemento (Augé et al., 2003; Bhoopander y Mukerji, 2004; Paul, 2007).

Respecto al potencial mátrico y los HMA, se encontró correlación negativa ($R = -0.51$) con el micelio externo en suelos de vegetación ribereña. Según Paul (2007) los hongos se consideran en general a ser más tolerantes con los potenciales mátricos del suelo más bajos, lo cual confirma mayor actividad micorrízica en los suelos de hábitats ribereños de zonas áridas.

El HMA coloniza la raíz sin causarle perjuicio y desarrolla una red de micelio externo a la raíz, el cual conecta la planta con los microhábitats del suelo y puede ser más eficaz que la propia raíz para absorber nutrientes y agua del mismo. Además, el desarrollo de la simbiosis induce cambios en la fisiología de la planta que la hacen más resistente a diferentes tipos de estrés ambientales (Smith y Read, 2008). Un estudio de colonización de HMA en las especies de estudio y su relación con nutrientes del suelo y aspectos fisiológicos de la planta, nos aportarán un conocimiento más íntegro de la ecología en hábitats ribereños en zonas áridas.

IX. CONCLUSIONES

Este trabajo, es el primer estudio que relaciona los nutrientes y componentes bióticos (Cmic, NTE y ME) en suelos con vegetación ribereña y mezquital del Río San Miguel, Sonora.

Las correlaciones positivas significativas encontradas en suelos de vegetación ribereña y mezquital fueron entre el Cmic y MO, CT, NT y PT. Los suelos asociados a la vegetación ribereña presentaron correlaciones positivas entre la humedad y el NTE y ME de HMA, mostrando mayores cantidades respecto al mezquital. Los suelos asociados al mezquital mostraron correlación positiva en el Cmic y pH.

El cociente de CT/NT del suelo en el mezquital mostró significativamente proporciones menores en comparación de la vegetación ribereña, siendo *Prosopis velutina* quien presentó cantidades menores dado que presenta bacterias fijadoras de nitrógeno en sus raíces, característica que presenta por ser una planta leguminosa.

La actividad microbiana, en términos de carbono microbiano se desarrolla en rangos variables de potenciales mátricos en suelos de hábitats ribereños en zonas áridas.

La mayor cantidad de NTE y ME de HMA, fue debido al menor potencial mátrico y la concentración baja del PT, permitiendo de esta manera, mayor actividad micorrízica en suelos asociados a la vegetación ribereña en comparación al mezquital.

X. RECOMENDACIONES

Resulta fundamental en un futuro, determinar el P disponible en suelos para ver su relación con la actividad biológica del suelo. Por otra parte, dichas relaciones se sugiere que se comparen sitios naturales y perturbados del Río San Miguel, Sonora, para verificar si las actividades humanas están afectando los procesos biogeoquímicos en el suelo y a la vez en el funcionamiento de dichos hábitats. También se propone que en dicho estudio, se considere los nutrientes en las plantas, los cuales nos pueden revelar las interacciones que se dan en el sistema suelo-planta, para comprender su estabilidad en las zonas áridas.

XI. LITERATURA CITADA

- Adair, E. C. y D. Binkley. 2002. Co-limitation of first year fremont cottonwood seedlings by nitrogen and water. *Wetlands* 22: 425–429.
- Adelman, M. J. y Morton. 1986. Infectivity of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: Influence of host-soil diluent combinations on MPN estimates and percentage colonization. *Soil Biology and Biochemistry*. 18: 77-83.
- Alpkem Corporation. 1992. The flow solution operation manual. Alpkem Corporation, Wilsonville, OR.
- Amlin, N.M. y S. B. Rood. 2002. Comparative tolerances of riparian willows and cottonwoods to water-table decline. *Wetlands* 22:338-346.
- Anderson, J. y K. Domsch. 1989. Ratios of microbial biomass carbon to total organic-C in arable soils. *Soil Biology Biochemical* 21: 471 – 479.
- Augé, R. M., J. L. Moore, K. Cho, D. M. Sylvia, A. Al-Agely, y A. M. Saxton. 2003. Relating foliar dehydration tolerance of mycorrhizal *Phaseolus vulgaris* to soil and root colonization by hyphae. *Journal Plant Physiology* 160: 1147-1156.
- Bago, B., C. Azcón-Aguilar y Y. Piché. 1998. Architecture and developmental dynamics of the external mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown under monoxenid conditions. *Mycologia* 90(1): 52-62.
- Bahre, C. J. 1987. Wild Hay Harvesting in Southern Arizona: A Casualty of the March of Progress. *Journal of Arizona History* 28:69-78.
- Barea, J. M., B. Bago, C. Azcón y Y. Piché. 2000. Branched absorbing structures (BAS): a feature of the extraradical mycelium of symbiotic arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 139: 375-388.
- Bashour Issam, I. y A. H. Sayegh. 2007. *Methods of Analysis for Soils of Arid and Semi-Arid Regions*. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rome.
- Batista, W. B. 1991. Correspondencia entre comunidades vegetales y factores edáficos en el pastizal de la Pampa Deprimida. Tesis de Maestría. Universidad de Buenos Aires, Facultad de Agronomía, Escuela para Graduados “Alberto Soriano”.
- Bauer, A. y A. L. Black. 1994. Quantification of the effect of soil organic matter content on soil productivity. *Soil Science Society. American Journal* 58:187-193.

- Baver, L. D. 1991. Física de suelo. Unión topográfica. Editorial Hispano-americana. México.
- Bever, J. D., J. B. Morton, J. Antonovics y P. A. Schultz. 1996. Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in mown grassland. *Journal of Ecology* 84: 71–82.
- Beauchamp, B. V., J. C. Stromberg, J. C. y Stutz. 2006. Arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Populus*–*Salix* stands in a semiarid riparian ecosystem. *New Phytologist* 170: 369–380.
- Bhoopander, G. y K. G. Mukerji. 2004. Mycorrhizal inoculant alleviates salt stress in *Sesbaniaegyptiaca* and *Sesbaniagrandiflora* under field conditions. *Mycorrhiza* 14: 307-312.
- Bock, C. E. y J. H. Bock. 1979. Relationship of the collared peccary to sacaton grassland. *Journal of Wildlife Management* 43:813-816.
- Brown, A. M. y C. Bledsoe. 1996. Spatial and temporal dynamics of mycorrhizas in *Jaumea carnosa*, a tidal salt marsh halophyte. *Journal of Ecology* 84: 703–715.
- Buckingham, S. E., J. Neff, B. Titiz-Maybach y R. L. Reynolds. 2010. Chemical and textural controls on phosphorus mobility in drylands of southeastern Utah. *Biogeochemistry* 100: 105-120.
- Camargo-Ricalde, S. L. y M. Esperón-Rodríguez. 2005. Efecto de la heterogeneidad espacial y estacional del suelo sobre la abundancia de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares en el valle semiárido de Tehuacán-Cuicatlán, México. *Revista de biología tropical* 53: 339-352.
- Campbell, R. 2005. Ecología microbiana. Limusa. México.
- Campillo, R. y A. Sadzawka. 2006. La acidificación de los suelos. Origen y mecanismos involucrados. p. 44-60. En R. Campillo (editor) Manejo de los Recursos Naturales en el Sistema de Incentivos para la Recuperación de Suelos Degradados de La Araucanía. Serie Actas N° 38, Temuco, Chile.
- Carney, K. M. y P. A. Matson. 2005. Plant communities, soil microorganisms, and soil carbon cycling: does altering the world's belowground matter to ecosystem functioning? *Ecosystems* 8: 928-940

- Camou-Healy, E. 1998. De Rancheros, Poquiteros, Orejanos y Criollos: los productores ganaderos de Sonora y el mercado internacional. Número ISBN 968-6959-90-4. El Colegio de Michoacán, Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD).
- Carter, M. R. 1986. Microbial biomass as an index for tillage-induced changes in soil biological properties. *Soil tillage Res.* 7: 29-40.
- Chapin III, F. S., P. A. Matson y P. M. Vitousek. 2002. *Principles of Terrestrial Ecosystem Ecology*. 2nd edition. Springer, New York.
- Cleveland, C. C., A. R. Townsend y A. K. Schmidt. 2002. Phosphorus limitation of microbial processes in moist tropical forest: evidence from short-term laboratory incubations and field studies. *Ecosystems* 5:680-691.
- Cooke, J. C., R. H. Butler y G. Madole. 1993. Some observations on the vertical distribution of vesicular mycorrhizae in roots of salt marsh grasses growing in saturated soil. *Mycologia* 85: 574-550.
- CONAGUA 2012. Base de datos del Registro Público de Derechos de Agua. (<http://www.conagua.gob.mx/Repda.aspx?n1=5&n2=37&n3=115>).
- Cross, A. F. y W. H. Schlesinger. 2001. Biological and geochemical controls on phosphorus fractions in semiarid soils. *Biogeochemistry* 52: 155-172.
- Dandan, Z. y Z. Zhiwei. 2007. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the hot-dry valley of the Jinsha River, southwest China. *Applied Soil Ecology* 37: 118-128.
- D'hombres, L., J. Castillo, E. L. Vega. 2007. Estudio para una gestión integral mejorada del recurso en agua de la Cuenca del Río Sonora, México, Proyecto SEP-CONACYT-ANUIES Convocatoria 2005, Informe técnico, Departamento de Geología Universidad de Sonora. 64 pp.
- Dhillon, S. S. y J. C. Zak. 1993. Microbial dynamics in arid ecosystems: desertification and the potential role of Mycorrhizas. *Revista Chilena de Historia Natural* 66: 253-270.
- Dhillon, S. S. 1999. Environmental heterogeneity, animal disturbances, microsite characteristics, and seedling establishment in *Quercus havardii* community. *Restoration Ecology* 7: 399-406.
- Dorioz, J. M., D. Wang, J. Poulénard y D. Trevisan. 2006. The effect of grass buffer strips on phosphorus dynamics-A critical review and synthesis as a basis for application in agricultural landscapes in France. *Agricultural Ecosystem Environment* 117:4-21.

- Etchevers, J. D., C. M. Montreal, C. Hidalgo, M. Acosta, J. Padilla, y R. M. López. 2005. Manual para la determinación de carbono en la parte aérea y subterránea de sistemas de producción en laderas. Colegio de Postgraduados. México. 29 pp.
- Eviner, V. T. y F. S. Chapin III. 2003. Functional matrix: A conceptual framework for predicting multiple plant effects on ecosystem processes. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*. 34:455-485.
- FAO-IFA. 2004. Estimaciones globales de las emisiones gaseosas de NH₃, NO y N₂O provenientes de las tierras agrícolas. FAO. Roma.
- Ffolliott, P. F., L. F. DeBano, M. B. Baker, D. G. Neary y K. N. Brooks. 2004. Hydrology and impacts of disturbances on hydrologic function. En: M.B. Baker, P.F. Ffolliott, L. F. DeBano y D. G. Neary. (editorials.), *Riparian areas of the Southwestern United States Hydrology Ecology and Management*. CRC Press, Boca Raton, Florida. p. 51-76.
- Finlay, B. J. y Clark J. 1999. Ubiquitous dispersal of microbial species. *Nature* 400:828
- Flores, R. C., L.H. Reyes y V.D. Hernández Guzmán. 2008. *Ecología y medio ambiente*. 2a Edición. Cengage Learning Editores. México.
- Fournie, L.O. 2008. *Recursos Naturales*. Editorial Universidad Estatal a Distancia. Universidad de California.
- Fierer, N y R. Jackson. 2006. The diversity and biogeography of soil bacterial communities. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 103: 626-63.
- Gaccio, G. C. 2011. *Ambientes ribereños de arroyo del sur y sudeste bonaerense: tipificación y comparación de algunas propiedades relevantes para el filtrado del escurrimiento superficial*. Tesis de Maestría. Manejo y Conservación de Recursos Naturales para la Agricultura. Orientación: Agroecosistemas. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Mar del Plata. Balcarce, Argentina.
- Gemma, J., T. Carriero y R. Koske. 1989. Seasonal dynamics of selected species of VA mycorrhizal fungi in a sand dune. *Mycology Research*. 92: 317-321.
- Gestel Van, N., J. Zak y D. Tissue. 2007. Soil temperature controls microbial activity in a desert ecosystem. San José, California.
- Giovannetti, M. 2008. Structure, extent and functional significance of belowground arbuscula mycorrhizal networks. *State of the Art, Genetics and Molecular Biology, Eco-Function*,

- Biotechnology, Eco-Physiology, Structure and Systematics. 3rd Edition A. Varma, Berling, Heidelberg, Germany: Springer-Verlag.
- Granados-Sánchez, D., M. A. Hernández-García y G. F. López-Ríos. 2006. Ecología de las zonas ribereñas. Revista Chapingo. Serie Ciencias. Forestales y del Ambiente. Universidad Autónoma Chapingo, México 12(1): 55-69.
- Green, D. M., J. C. Stromberg y R. L. Tiller. 2009. Riparian Soils. 268-344 p. En Ecology and Conservation of The San Pedro River. J.C. Stromberg y B. Tellman editores. University of Arizona Press.
- Gutiérrez, M. 2003. Disponibilidad y dinámica de nitrógeno en el suelo bajo especies maderables y leguminosas usadas como sombra en sistemas de café, en la subcuenca del Río Grande del General. Tesis Maestría. Turrialba, CATIE, Costa Rica.
- Harms, T. K. 2008. Riparian Carbon and Nitrogen Cycling: Influences of Spatial Heterogeneity and Hydrologic Vectors. Tesis Doctorado. Arizona State University.
- Harrison, J. M. 1997. The arbuscular mycorrhiza symbiosis: An underground association. Review Elsevier Trends Journal 2(2): 54-60.
- Hayman, D. S. 1980. Mycorrhizae and crop production. Nature 287(5782): 487-488
- Hayman, D. S. y M. Tavares. 1985. Influence of soil pH on the symbiotic efficiency of different endophytes. New Phytologist 100: 367-377.
- Heffernan, J. B. y R. A. Sponseller. 2003. Nutrient mobilization and processing in Sonoran desert riparian soils following artificial re-wetting. School of Life Sciences, Arizona State University. Biogeochemistry 70:117-134.
- Hendrickson, D. A. y W. L. Minckley. 1984. Cienegas—Vanishing Climax Communities of the American Southwest, Desert Plants 6: 131-175
- Hernández, H. M. 2006. La vida en los desiertos mexicanos. Fondo de Cultura Económica. México.
- Herrera-Peraza, R. A., E. Furrázola, R. Fernandez-Valle, y Y. Torres. 2004. Functional strategies of root hairs and arbuscular mycorrhizae in evergreen tropical forest, Sierra del Rosario, Cuba. Rev. CENIC Ciencias Biológicas 35: 113-123.
- Hough, Moira. 2013. Tracing environmental change from plant traits to social-ecological systems on the San Pedro River. Tesis de Maestría. University of Arizona. Department of

- Watershed Management and Ecohydrology. School of Natural Resources and the Environment. Tucson, Arizona, EUA.
- Hill, A. R. y M. Cardaci. 2004. Denitrificación and organic carbon availability in riparian wetland soils and subsurface sediments. *Soil Science Society of American Journal* 68: 320-325.
- INEGI. 2009. Guía para la interpretación de cartografía uso del suelo y vegetación. Serie III. México.
- Insam, H. D. y K.H. Domsch. 1989. Influence of macroclimate on soil microbial biomass. *Soil Biology Biochemistry* 21: 211-221.
- Jacobson, K. M. 1997. Moisture and substrate stability determine VA mycorrhizal fungal community distribution and structure in arid grassland. *Journal of Arid Environments* 35: 59-75.
- Jacobson, P. J., K. M. Jacobson, P.L. Angermeier y D.S. Cherry. 2000. Hydrologic influences on soil properties along ephemeral rivers in the Namib Desert. *Journal of Arid Environments* 45: 21-34.
- Jobbágy, E. G. y R. B. Jackson. 2000. The vertical distribution of soil organic C and its relation. *Ecology Application*. 10:423
- Johnson, N. C., F. Pflieger, R. Crookston, S. Simmons y P. Copeland. 1991. Vesicular-arbuscular mycorrhizas respond to corn and soybean cropping history. *New Phytologist* 133: 103-11.
- Johnson, N. C. y D. A. Wedin. 1997. Soil carbon, nutrients, and mycorrhizae during conversion of dry tropical forest to grassland. *Ecological Applications* 7: 171-182.
- Kalischuk, A. R, S. B. Rood y J. M. Mahoney. 2001. Environmental influences on seedling growth of cottonwood species following a major flood. *Forest Ecology Manage* 144: 75-89.
- Khillam, K. 1994. *Soil Ecology*. 69 p. Cambridge University Press. United Kingdom.
- Kobae, Y. y S. Hata. 2010. Dynamics of periarbuscular membranes visualized with a fluorescent phosphate transporter in arbuscular mycorrhizal roots of rice. *Plant and Cell Physiology* 51: 341-353.
- Lavelle, P. y V. A. Spain. 2001. *Soil Ecology*. Kluwer Academic Publishers. New York.
- Martínez, B. 1974. *Compendio de Métodos para Análisis de calicatas*. Guanare.

- Martínez, L. y F. Pugnaire. 2009. Interacciones entre las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares y de plantas. Algunos ejemplos en los ecosistemas semiáridos. *Ecosistemas* 18(2): 44-54.
- McGee, A.P. 1989. Variation in propagule numbers of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid soil. *Mycology Research* 92(1): 28-33.
- Mc Gill, W. B. y C. V. Cole. 1981. Comparative Aspects of Cycling of Organic C, N, S and P Through Soil Organic Matter. *Geoderma* 26: 267—286.
- McLaughlin, S. P. 2003. Riparian Flora. 128 – 141 p. Riparian Areas of the Southwestern United States. Editores: M.B. Baker, P.F. Ffolliott, L.F. DeBano y D.G. Neary. Riparian areas of the Southwestern United States Hydrology Ecology and Management. CRC Press, Boca Raton, Florida. p. 22.
- McVay, C. W. y C. Rice. 2005. Management effects on soil physical properties in long-term tillage studies in Kansas. *Soil Science Society America Journal* 70:434-438.
- Miller, S. P. 2000. Arbuscular mycorrhizal colonization of semi-aquatic grasses along a wide hydrologic gradient. *New Phytologist* 145: 145–155.
- Montaño, N., S. Camargo, R. García y A. Monroy (editores). 2008. Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos. INE, México. 266 pp.
- Mualen, Y. y S. Assouline. 1996. Soil sealing, infiltration and runoff. En *Runoff, Infiltration and Subsurface flow in Arid and Semi-arid Regions*, Editado por A.S. Issar y S. D. Resnick, Kluwer Academic Publishers, Boston.
- Nagy, R., D. Drissner, N. Amrhein, I. Jakobsen y M. Bucher. 2009. Mycorrhizal phosphate uptake pathway in tomato is phosphorus-repressible and transcriptionally regulated. *New Phytologist* 181(4):950-959.
- Nandjui, J., R. R. Voko, A. N. Kouad, B. Fotso, Y. Tano y A. Zeze. 2013. Assessment of the occurrence and abundance of mycorrhizal fungal communities in soils from yam (*Dioscorea* spp.) cropping fields in Dabakala, North Côte d'Ivoire. *African Journal of Agricultural Research* 8(44): 5572-5584.
- Naiman, R. J. y H. Decamps. 1997. The Ecology of Interfaces: Riparian Zones. *Annual Review of Ecology and Systematics* 28: 621-658.
- Oleander, P. L. y M. P. Vitousek. 2000. Regulation of soil phosphatase and chitinase activity by N and P availability. *Biogeochemistry* 49: 175–190.

- Pattinson S. G., D. I. Walton, R. Misman, y P. A. McGee. 1997. The fungicides terrazole and terraclor and the nematicide fenamiphos have little effect on root colonization by *Glomus mosseae* and growth of cotton seedling. *Mycorrhiza* 7: 155-159.
- Paul, E. A. 2007. Soil microbiology, ecology, and biochemistry. 3rd edition. Academic Press. San Diego, California.
- PerkinElmer, Inc. 2005. Award-Winning Results 2400 Series II CHNS/O Elemental Analysis. Printed in U.S.A. p. 11.
- Plaster, E. J. 2000. La ciencia del suelo y su manejo. Editorial Paraninfo. Madrid.
- Porter, W. M., A. D. Robson y L.K. Abott. 1987. Field survey of the distribution of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in relation to soil ph. *Journal of Applied Ecology* 24: 650-662.
- Post, W. M., Pastor J. y Zinke P.J. 1985. Global patterns of soil nitrogen storage. *Nature* 317: 613-6.
- Reddell, P., A. V. Spain y M. Hopkins. 1997. Dispersal of spores of mycorrhizal fungi in cats of native mammals in tropical forest of northeastern Australian. *Biotropica* 29(2): 184-192.
- Rickerl, D. H., F. O. Sancho y S. Ananth. 1994. Vesicular arbuscular endomycorrhizal colonization of wetland plants. *Journal of Environmental Quality* 23: 913-916.
- Rodríguez-Echeverría, S., H. Freitas y S. Costa. 2007. Biodiversity and Interactions in the Rhizosphere. 587-588. En: *Functional Plant Ecology, Second Edition*. CRC Press.
- Ross, D. J. 1987. Soil microbial biomass estimated by the fumigation-incubation procedure: seasonal fluctuations and influence of soil moisture content. *Soil Biology Biochemistry* 19: 397-404.
- Rucks, L., F. García, A. Kaplán, J. Ponce de León y M. Hill. 2004. Propiedades físicas del Suelo. Facultad de Agronomía. Universidad de la República Montevideo-Uruguay. Departamento de Suelos y Aguas.
- Salas José, D. 2000. Hidrología de Zonas Áridas y Semiáridas. *Ingeniería del Agua* 7(4): 409-428.
- Sánchez, J. E., R. Harwood, T. C. Wilson, K. Kizilkaya, J. Smeenk, E. Parker, E. A. Paul, B. D. Knezek y G. P. Robertson. 2004. Managing soil carbon and nitrogen for productivity and environmental quality. *Agronomy Journal* 96:770.

- Sanyal, S. K. y S. K. De Datta. 1991. Chemistry of phosphorus transformations in soil. *Adv. Soil Science* 16: 1-120.
- SAS Institute. 2002. SAS Statistical software, Version 5.0.1. SAS Institute, Cary, NC.
- Schilling, K. E., J. A. Palmer, E.A. Schultz, R.C. y T. M. Isenhardt. 2009. Vertical distribution of total carbon, nitrogen and phosphorus in riparian soils of Walnut Creek, southern Iowa. *Catena* 77: 266–273
- Schlesinger, W.H., A. J. Rainkers, A. E. Hartley y A. F. Cross. 1996. On the spatial pattern of soil nutrients in desert ecosystems *Ecology* 2:364-374
- Schüssler, A., D. Schwarzott y C. Walker. 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycology Research* 105(12): 1413-1421.
- Seoáñez, C. M. 2002. Tratado de la contaminación atmosférica: problemas, tratamiento y gestión, colección Ingeniería del Medio Ambiente. Series Ingeniería del medio ambiente, edición ilustrada. Mundi-Prensa Libros. Madrid.
- Schade, J. D., E. Marti, J. R. Welter, S. G. Fisher y N. B. Grimm. 2002. Sources of nitrogen to the riparian zone of a desert stream: implications for riparian vegetation and nitrogen retention. *Ecosystems* 5: 68–79.
- Sharpley, A. 1995. Soil phosphorus dynamics: agronomic and environmental impacts. *Ecology Engineering* 5:261-279.
- Shi, W., H. Yao y D. Bowm. 2006. Soil microbial biomass, activity and nitrogen transformations in a turfgrass chronosequence. *Soil Biology Biochemical* 38(2): 311 – 319.
- Skujins, J. 1991. *Semiarid Lands and Deserts: Soil Resource and Reclamation*. CRC Press. 648 p.
- Smith, S. E. y D.J. Read. 2008. *Mycorrhizal symbiosis*, 3rd edition. New York: Elsevier, Academic Press.
- Stevens, K. J. y R. L. Peterson. 1996. The effect of a water gradient on the vesicular-arbuscular mycorrhizal status of *Lythrum salicaria* L. (purple loosestrife). *Mycorrhiza* 6: 99–104.
- Stromberg, J. C., S. J. Lite, M. D. Dixon y R. L. Tiller. 2009. Riparian vegetation: pattern and process. 13-36 p. En *Ecology and Conservation of The San Pedro River*. J.C. Stromberg y B. Tellman, editores. University of Arizona Press.

- Swarth, H. S. 1905. Summer birds of the Papago Indian Reservation of the Santa Rita Mountains, Arizona. *Condor* 7:22-28.
- Systat Software, Inc. 2008. SigmaPlot for Windows Version 11.0.
- Tapia, Y. y García-Oliva F. 2013. La disponibilidad del fósforo es producto de la actividad bacteriana en el suelo en ecosistemas oligotróficos: una revisión crítica. *Terra Latinoamericana* 31 (3): 231-242.
- Tian, H., C. Guagsheng, C. Zhang y J. Melillo. 2010. Pattern and variation of C:N:P ratios in China's soils: a synthesis of observational data. *Biogeochemistry* 98: 189-151.
- Tisdall, J. M., S. E. Smith y P. Rengasamy. 1997. Aggregation of soil by fungal hyphae. *Australian Journal of Soil Research* 35(1): 55-60.
- Turner, S. D., J. P. Amon, R. M. Schneble y C. F. Friese. 2000. Mycorrhizal fungi associated with plants in ground-water fed wetlands. *Wetlands* 20:200-204.
- Tommerup, I. C. 1983. Spore dormancy in vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 81: 37-45.
- Toora, G.S., L. M. Condron, H. J. Dobbie, K. C. Cameron y B. J. Cade-Menunc. 2003. Characterization of organic phosphorus in leachate from a grassland soil. *Soil Biology Biochemistry* 35:1317-1323.
- Walker, T. W. y J. K. Syers. 1976. The fate of phosphorus during pedogenesis. *Geoderma* 15: 1-19.
- Walkley, A. y I. A. Black. 1934. An examination of the Degtjareff method for determining soil organic matter, and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil Science* 37:29-38.
- Wardle, D. A. 1992. A comparative assessment of factors which influence microbial biomass carbon and nitrogen levels in soil. *Biology Reviews* 67: 321-358.
- Wardle, D.A., L. R. Walker y R. D. Bardgett. 2004. Ecosystem properties and forest decline in contrasting long-term chronosequences. *Science* 305: 509-513.
- Webb, R. H., S. A. Leake y R. M. Turner. 2007. *The Ribbon of Green. Changes in Riparian Vegetation in the Southwestern United States*. The University of Arizona Press, Tucson. 463 p.
- Whitford, W. G. 2002. *Ecology of desert systems*. Editorial Academic Press. 258-266 y 288 p.

- Williams, M. A. J. y R. C. Balling. 1996. *Interactions of Desertification and Climate*. Arnold Press, London.
- Witter, E. 1996. Soil C balance in a long-term field experiment in relation to the size of the microbial biomass. *Biology Fertility Soils* 23: 33 – 37.
- Vance, E. D., P.C. Brookes y D.S. Jenkinson. 1987. An extraction method for measuring soil microbial biomass. *Soil Biology Biochemistry* 19: 703-707.
- Van Genuchten, M. T. 1980. A closed-form equation for predicting the hydraulic conductivity of unsaturated soils. *Soil Science Society America Journal* 44:892–898.
- Van der Heijden, M. G. A, T. Boller, A. Wiemken y I. R. Sanders. 1998. Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology* 79: 2082–2091.
- Yang, Y., T. Chen y L. Weihong. 2009. Arbuscular mycorrhizal fungi infection in desert riparian forest and its environmental implications: A case study in the lower reach of Tarim River. *Progress in Natural Science* 18: 983-991.
- Young, M. I. 1998. Biophysical interactions at the root-soil interface: a review. *Journal of Agricultural Science Cambridge* 130: 1-7.
- Zacharias, S. y G. Wessolek. 2007. Excluding Organic Matter Content from Pedotransfer Predictors of Soil Water Retention. *Soil Physics* 71(1): 43-50.
- Zak, J. C, R. Sinsabaugh y W. P. Mackay. 1995. Windows of opportunity in desert ecosystems: their implications to fungal community development. *Canadian Journal of Botany* 73: 1407–1414.