

**EVALUACIÓN DE LA BIODIVERSIDAD FUNGICA EN SUELOS DE LA RESERVA
NATURAL BANCO TOTUMO - BIJIBANA (MUNICIPIO DE REPELON) Y EL
HUMEDAL EL LIMON (CORREGIMIENTO DE LAS COMPUERTAS-MUNICIPIO DE
MANATÍ) EN EL DEPARTAMENTO DEL ATLÁNTICO.**

**Duran Castiblanco Marielena
Zapata Herazo William Gustavo**



**UNIVERSIDAD DE LA COSTA – CUC
Facultad de Ingeniería
Departamento de Ingeniería Civil y Ambiental
Programa de Ingeniería Ambiental
Barranquilla
2020**

**EVALUACIÓN DE LA BIODIVERSIDAD FUNGICA EN SUELOS DE LA RESERVA
NATURAL BANCO TOTUMO - BIJIBANA (MUNICIPIO DE REPELON) Y EL
HUMEDAL EL LIMON (CORREGIMIENTO DE LAS COMPUERTAS-MUNICIPIO DE
MANATÍ) EN EL DEPARTAMENTO DEL ATLÁNTICO.**

Para optar al título de Ingeniero Ambiental

Grupo de Investigación en Desarrollo Agroindustrial Sostenible (GIDAS)

Línea de Investigación: Sistemas de Gestión Sostenible

TESISTAS:

Duran Castiblanco Marielena

Zapata Herazo William Gustavo

DIRECTORA:

Eliana Andrea Martínez Mera

MSc. Ciencias Agronómicas

CO-DIRECTORA:

Ana Carolina Torregroza Espinosa

MSc. Acuicultura y Ecología Acuática

UNIVERSIDAD DE LA COSTA – CUC

Facultad de Ingeniería

Departamento de Ingeniería Civil y Ambiental

Programa de Ingeniería Ambiental

Barranquilla

2020

Nota de Aceptación.

Presidente del jurado

Jurado

Jurado

Barranquilla, día 21 de febrero de 2020

Dedicatoria

*Dedico este triunfo a **Dios**, por permitirme participar en él y culminarlo, a mis **padres** por su infinito amor y apoyo durante todo este proceso. A mis tutoras **Eliana Martínez** y **Ana Torregroza** por depositar su confianza en nosotros y ser una guía en este proceso. A todas las personas que hicieron esto posible en especial **Ana Villalobos** y **Erica Arbeláez**.*

Marielena Duran Castiblanco

*Dedico este logro en primer lugar a **Dios**, por darme la fuerza y voluntad día a día para trabajar en esta investigación, a mi **madre** y a mi **abuela** por los ánimos que me daban diariamente para no rendirme. A mis tutoras **Eliana Martínez** y **Ana Torregroza** por su confianza y consejos durante el proceso. A las laboratoristas **Ana Villalobos** y **Erika Arbeláez** por vivir cada uno de los días de esta experiencia junto a nosotros, y a mis **familiares, amigos** y **compañeros** que estuvieron durante todo el camino.*

William Gustavo Zapata Herazo

Agradecimientos

*El amor, la paciencia y dedicación con la que cada día mis tutoras **Eliana Martínez** y **Ana Torregroza** edificaban el avance y desarrollo de esta tesis, es el reflejo de unas excelentes docentes que depositaron su confianza en este equipo de trabajo. Gracias a ellas por su atención, motivación y cuidado.*

*Gracias a **Ana Villalobos** y **Erica Arbeláez** por su incondicional apoyo en cada etapa de proceso para la realización de esta tesis, por su tiempo y paciencia, por todos los consejos y cada una de las experiencias vividas en su compañía*

*A mi compañero de tesis **William Zapata** gracias por compartir este triunfo conmigo, por elegirme a mí como su amiga y cómplice de este proceso, por estar cuando las ganas faltaban y el apoyo incondicional.*

*Gracias a mi **familia** por estar atenta a mi proceso de grado, por confiar en mí y mis expectativas, a mi **madre** por todas las noches que se quedó acompañándome y aconsejándome para que esto se hiciera posible, a mi **padre** por cada palabra de motivación para impulsarme a cumplir este triunfo.*

*Y, por último, pero no menos importante, a **Dios** por permitirme levantarme a diario, por guiar mi camino y desempeño, por permitir que mis padres vean este escalón de mi vida y su infinito amor.*

Marielena Duran Castiblanco

*Agradezco a **Dios** en primer lugar por darme la fuerza, voluntad y sabiduría durante todo este camino para alcanzar un logro más en mi vida.*

*A mi **familia** que siempre ha mostrado su apoyo y preocupación por el desarrollo de la investigación diariamente, además de los ánimos que me han dado para llegar hasta el final, a mi **mascota** por todas las noches de traspaso que pasó a mi lado.*

*Gracias a nuestras tutoras **Eliana Martínez** y **Ana Torregroza** por su apoyo y guía durante todo este proceso y por la paciencia que nos han tenido en todo este tiempo.*

*A las laboratoristas **Ana Villalobos** y **Erika Arbeláez** por su compañía y apoyo en cada uno de los días que trabajamos a su lado y por la ayuda que nos brindaron.*

*A mi compañera **Marielena Duran**, por aceptar unirse a esta investigación y por la paciencia y dedicación que ha brindado durante este largo camino.*

William Gustavo Zapata Herazo

Resumen

El suelo es el recurso natural básico más importante para el apoyo de los sistemas de producción agrícola y el mantenimiento de la productividad en estos ecosistemas depende de sus características fisicoquímicas y biológicas. Sin embargo, es muy sensible a sufrir alteraciones. La presente investigación provee información sobre la biodiversidad fúngica de dos suelos del departamento del Atlántico: la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana (municipio de Repelón) y del Humedal El Limón (corregimiento de Las Compuertas – municipio de Manatí). Así como, sobre las afectaciones que pueden tener los usos del suelo debido los desastres naturales y antrópicos sobre la actividad microbiana y la fertilidad edáfica. Para esto, se tomaron muestras de suelo a dos profundidades, 0-10 y 0-30 cm para evaluar la biodiversidad de microhongos y parámetros fisicoquímicos, respectivamente. Adicionalmente, se calcularon los índices de diversidad ecológica Chao 1, ACE, Simpson, Shannon-Weaver y finalmente, se realizó una curva de acumulación de especies. Fisicoquímicamente, el color predominante del suelo de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana fue rojo amarillo (7.5YR 2.5/1), con un pH entre ligeramente ácido (5.5) y neutro (7.0), la humedad osciló entre 25.61 – 43.45%. Se observaron tres texturas en el suelo: franco limoso, franco arenoso y limoso. en el suelo de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana el color predominante fue rojo amarillo (7.5YR 2.5/1), con pH ligeramente ácido (5.5) a neutro (7.0), la humedad osciló entre 25.61 – 43.45%. Se observaron tres texturas en el suelo: franco limoso, franco arenoso y limoso. El % MO (materia orgánica) fluctuó entre muy bajo (0.03%) a bajo (2.3%). El N (nitrógeno total) se encontró en el intervalo de muy bajo (0%) a muy bajo (0.11%). El P (fósforo disponible) fue alto >30 mg/Kg, al igual que la CIC (capacidad de intercambio catiónico) >40 meq/100g, y la salinidad (0.754 mg/Kg) presentó efectos despreciables. Por otra parte, el suelo del Humedal El Limón mostró un color marrón

amarillento oscuro (10YR 4/4YR), pH entre ligeramente ácido (5.5) a neutro (7.0) en cuatro muestras, las demás se encontraron en el rango muy ácido (4.63 – 5.41), la humedad presentó variaciones en un rango de 5.91 - 19.12%. La textura del suelo fue limosa para todas las muestras recolectadas. El %MO fue bajo (0.6 - 1.5%). El N presentó un intervalo entre muy bajo (0%) y muy elevado (0.37%). El P fue alto (>30mg/Kg) al igual que la CIC (>40meq/100g), y la salinidad (0.1458 mg/Kg) presentó efectos despreciables. Por otro lado, la biodiversidad de microhongos indicó que el género predominante en los suelos estudiados fue *Aspergillus*; en donde, para la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana se obtuvieron 4 especies de las 54 que se esperaban según el índice Chao 1, el índice Shannon-Weaver denotó una uniformidad en abundancia de 46.74 y, el índice Simpson mostró una probabilidad de 41.52%; la curva de acumulación de especies alcanzó la asíntota según la cantidad de especies encontradas, indicando que las observaciones realizadas fueron suficientes para exhibir la riqueza de especies. Mientras que, para el Humedal El Limón se encontraron 3 especies de las 14 esperadas según el índice de Chao 1, el índice Simpson presentó una probabilidad de 13.04% y el índice Shannon-Weaver señaló que la uniformidad en la abundancia fue de 13.46, la asíntota que logró la curva de acumulación de especies fue parcial coincidiendo con el número de especies encontradas en el análisis microbiológico. Finalmente, en la correlación de los parámetros fisicoquímicos del suelo con las UFC/g suelo, en la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana mostraron correlación entre el N y el porcentaje de humedad con los microorganismos edáficos *Aspergillus candidus* (Sp1) y *Aspergillus clavatus* (Sp3). En el Humedal El Limón, hubo correlación entre el %MO y los microorganismos edáficos *Aspergillus ochraceus* (Sp2) y *Aspergillus flavus* (Sp4). Teniendo en cuenta los resultados de los parámetros fisicoquímicos del suelo y los aislados microhongos, se puede concluir que, la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana (Repelón) se encuentra en un

estado óptimo para el crecimiento de plantas y microhongos descomponedores de MO. Por el contrario, el suelo del Humedal El Limón no desempeña un papel aceptable para el desarrollo de los microhongos; sin embargo, favorece el desarrollo de las plantas.

Palabras Clave: diversidad ecológica, usos del suelo, microhongos, parámetros fisicoquímicos y microbiológicos, curva de acumulación de especies

Abstract

Soil is the most important basic natural resource for supporting agricultural production systems and maintaining productivity in these ecosystems depends on their physicochemical and biological characteristics. However, this resource is very sensitive to alterations. This research provides information on the fungal biodiversity of two soils in the Atlántico department: Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana (municipality of Repelón) and the Humedal El Limón (Las Compuertas district – municipality of Manatí). As well as, on the effects that land uses may have due to natural and anthropic disasters on microbial activity and soil fertility. For this, soil samples were taken at two depths, 0-10 and 0-30 cm to evaluate the biodiversity of microfungi and physicochemical parameters, respectively. In addition, the ecological diversity rates Chao 1, ACE, Simpson, Shannon-Weaver were calculated and eventually a species accumulation curve was made. Physicochemically, the predominant color of the soil of the Banco Totumo-Bijibana Nature Reserve was yellow red (7.5YR 2.5 / 1), with a pH that was between slightly acidic (5.5) and neutral (7.0), humidity ranged between 25.61 - 43.45%. Three textures were observed in the soil: silty loam, sandy loam and silt. %OM (organic matter) fluctuated from very low (0.03%) to low (2.3%). The N (total nitrogen) was found in the very low range (0%) at very low (0.11%). The P (available phosphorus) was high >30 mg/Kg, CEC (cation exchange capacity) >40 meq/100g was high too and salinity (0.754 ppm) has negligible effects. On the other hand, the soil of the Humedal El Limón showed a yellowish brown color dark (10YR 4/4YR), pH between slightly acid (5.5) to neutral (7.0) in four samples, the other were below this range (4.63 - 5.41) those were very acid, moisture presented variations in a range of 5.91 - 19.12%, the texture of the soil was slimy for all samples collected. The %OM was low (0.6 - 1.5%). The N presented an interval between very low (0%) and very high (0.37%). The P was high (> 30mg/Kg), CEC (>

40meq/100g) was high too, and the salinity (0.1458 ppm) has negligible effects. On the other hand, the biodiversity of microfungi indicated that the predominant genus in the soils studied was *Aspergillus*; where, for the Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana, 4 of the 54 expected species were obtained according to the Chao 1 index, the Shannon-Weaver index denotes an uniformity abundance of 46.74 and, the Simpson index showed a probability of 41.52%; species accumulation curve reached the asymptote according to the number of species found, indicating that the species accumulation curve reached the asymptote according to the number of species found, which indicates that the observations made were sufficient to exhibit species richness. For the Humedal El Limón, 3 species of the 14 expected according to the Chao 1 index were found, the Simpson index showed a probability of 13.04% and the Shannon-Weaver index noted that uniformity in abundance was 13.46, the asymptote that achieved the species accumulation curve was partial coinciding with the number of species found in microbiological analysis. Finally, in the correlation of soil physicochemical parameters with CFU/g soil, in Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana they showed correlation between N and % humidity with the soil microorganisms *Aspergillus candidus* (Sp1) and *Aspergillus clavatus* (Sp3). For Humedal El Limón, there was a correlation between %OM and soil microorganisms such as *Aspergillus ochraceus* (Sp2) and *Aspergillus flavus* (Sp4). Taking into account the results of the physicochemical parameters of the soil and microfungi isolates, it can be concluded that, the Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana (Repelón) is in an optimal state for the growth of plants and microfungi decomposing OM. On the contrary, the soil of the Humedal El Limón (Las Compuertas) does not play an acceptable role for the development of microfungi. However, it promotes the development of plants.

Keywords: Ecological diversity, land uses, microfungis, physicochemical and microbiological parameters, species accumulation curve

Tabla de contenido

| | |
|-------------------------------------------------------------------------------|----|
| Lista de tablas y figuras..... | 15 |
| 1. Introducción..... | 17 |
| 2. Descripción del problema..... | 20 |
| 3. Justificación..... | 22 |
| 4. Objetivos..... | 24 |
| 4.1 Objetivo general..... | 24 |
| 5. Marco teórico..... | 25 |
| 6. Estado del arte..... | 42 |
| 7. Metodología..... | 48 |
| 7.1 Área de estudio..... | 48 |
| 7.2 Trabajo de campo..... | 50 |
| 7.3 Trabajo de laboratorio..... | 50 |
| 7.3.1 Análisis fisicoquímicos..... | 50 |
| 7.3.2 Análisis microbiológico..... | 56 |
| Análisis estadístico..... | 58 |
| 8. Resultados..... | 59 |
| 8.1 Resultados fisicoquímicos..... | 59 |
| Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana..... | 59 |
| Humedal El Limón..... | 62 |
| 8.2 Resultados microbiológicos..... | 64 |
| Reserva Natural Banco Totumo–Bijibana..... | 64 |
| 8.2.2 Humedal El Limón..... | 68 |
| 8.3 Resultados de índices ecológicos y curvas de acumulación de especies..... | 70 |
| Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana..... | 70 |
| Humedal El Limón..... | 71 |
| 8.4 Resultados análisis estadísticos..... | 73 |
| Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana..... | 73 |
| Humedal El Limón..... | 73 |
| 9. Discusión..... | 76 |
| Conclusiones..... | 81 |

Referencias.....82

Lista de tablas y figuras

Tablas

| | |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------|
| Tabla 1. Clasificación del porcentaje de humedad del suelo..... | 26 |
| Tabla 2. Clasificación del tamaño de las partículas del suelo | 27 |
| Tabla 3. Clasificación del suelo según su porcentaje de materia orgánica | 28 |
| Tabla 4. Clasificación del suelo según CIC..... | 299 |
| Tabla 5. Clasificación del suelo según el Nitrógeno total..... | 30 |
| Tabla 6. Parámetros fisicoquímicos del suelo de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana.... | 61 |
| Tabla 7. Parámetros fisicoquímicos del suelo del Humedal El Limón | 63 |
| Tabla 8. UFC/g de cada muestra de suelo de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana..... | 677 |
| Tabla 9. UFC/g de cada muestra de suelo del Humedal El Limón..... | 69 |
| Tabla 10. Índices de la diversidad para el suelo de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana | ¡Error! Marcador no definido. |
| Tabla 11. Índices de la diversidad para el suelo de Humedal El Limón..... | ¡Error! Marcador no definido. |
| Tabla 12. Correlación de los parámetros fisicoquímicos con las especies encontradas en las muestras de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana | 74 |
| Tabla 13. Correlación de los parámetros fisicoquímicos con las especies encontradas en las muestras del Humedal El Limón | 75 |

Figuras

| | |
|-------------------------------------------------------------------------|----|
| Figura 1. Reproducción asexual de un hongo por medio de Zoosporas. | 34 |
| Figura 2. Reproducción sexual de los hongos.. | 34 |
| Figura 3. Espora Oosporas..... | 35 |
| Figura 4. Espora Zigosporas..... | 36 |
| Figura 5. Espora Ascospora..... | 36 |
| Figura 6. Espora Basiodiospora. | 37 |
| Figura 7. Espora Conidios. | 37 |
| Figura 8. Espora Esporangiospora.. | 38 |

| | |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Figura 9. Espora Clamidiospora. | 39 |
| Figura 10. Ubicación de la zona de estudio..... | 49 |
| Figura 11. Colores obtenidos en los suelos de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana..... | 59 |
| Figura 12. Colores obtenidos en los suelos del Humedal El Limón. | 62 |
| Figura 13. Hongo <i>Aspergillus candidus</i> en medio de cultivo..... | 64 |
| Figura 14. Hongo <i>Aspergillus candidus</i> observado microscópicamente (resolución 40X) | 64 |
| Figura 15. Hongo <i>Aspergillus ochraceus</i> en medio de cultivo | 65 |
| Figura 16. Hongo <i>Aspergillus ochraceus</i> observado microscópicamente (resolución 40x) | 65 |
| Figura 17. Hongo <i>Aspergillus clavatus</i> en medio cultivo | 66 |
| Figura 18. Hongo <i>Aspergillus clavatus</i> observado microscópicamente (resolución 40X). | 66 |
| Figura 19. Hongo <i>Aspergillus flavus</i> en medio cultivo | 67 |
| Figura 20. Hongo <i>Aspergillus flavus</i> observado microscópicamente (resolución 40X). | 67 |
| Figura 21. Hongo <i>Mucor</i> sp. en medio cultivo | 69 |
| Figura 22. Hongo <i>Mucor</i> sp. observado microscópicamente (resolución 40X)..... | 69 |
| Figura 23. Curva de Acumulación de Especies para la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana. | 71 |
| Figura 24. Curva de Acumulación de Especie para Humedal El Limón. | 72 |

1. Introducción

El suelo, es un ecosistema que por sus características físicoquímicas y biológicas garantiza condiciones óptimas para el desarrollo fúngico. Los hongos edáficos desempeñan un papel clave en los procesos de descomposición de residuos animales y vegetales, debido a que mineralizan y reciclan nutrientes. Adicionalmente, los hongos son responsables de la degradación de xenobióticos y contaminantes orgánicos introducidos en el suelo (Bordjiba *et al.*, 2001). Sin embargo, las actividades antrópicas como la agricultura, ganadería y minería ocasionan pérdida en la matriz suelo, a través de cambios en las propiedades físicoquímicas como cantidad de MO, pH, humedad, aireación, vegetación y temperatura, las cuales a su vez influyen las comunidades microbiológicas del suelo, causan alteraciones cuantitativas en la estructura, dinámica y biodiversidad de microhongos del suelo (Rodríguez, 2001).

La aplicación y búsqueda de indicadores para establecer la calidad del suelo han aumentado en los últimos años debido a la necesidad de proteger este recurso no renovable e irremplazable para la vida humana. La selección de los indicadores se ha encaminado, fundamentalmente, a conocer el efecto de la aplicación en los suelos degradados o contaminados (Socarras, 2013). Teniendo en cuenta la importancia de la biota del suelo en el mantenimiento de la fertilidad y productividad de los cultivos, se han desarrollado varias investigaciones relacionadas con el ciclaje de nutrientes, y sobre los microorganismos que promueven el crecimiento de las plantas y que pueden ser empleados como biofertilizantes (Beare, 1997; Meléndez, 2003) debido a su participación en los procesos de descomposición y mineralización de la MO y en el mejoramiento de su estructura del suelo (Cabrera & Crespo, 2001). Otros temas se han enfocado en el análisis de la biomasa microbiana del suelo, respiración

del suelo, reciclaje de nitrógeno y observaciones directas del crecimiento del micelio en partículas de suelo (Houston *et al.*, 1998; Brodie *et al.*, 2003; Malosso *et al.*, 2006).

La actividad de la fauna edáfica estimula significativamente el proceso de reciclaje de nutrientes en el ecosistema, logrando que éstos estén disponibles para las plantas en menos tiempo (Cabrera & Crespo, 2001). Sin embargo, la falta de buenos inventarios impide conocer cómo son afectados los hongos edáficos después de las perturbaciones. Aunque no hay información confiable del número de especies de hongos del suelo, debido a la dificultad para cultivar hongos en el laboratorio, existen métodos como el cultivo “*in vitro*” a partir de diluciones seriadas que proporcionan una estimación la distribución de los géneros fúngicos más frecuentemente encontrados asociados a la descomposición de la MO edáfica (Gómez, 2000).

En este contexto, la evaluación del impacto de las actividades humanas sobre los sistemas ecológicos se puede estimar con la medición de la biodiversidad. Se ha determinado que la forma más simple e intuitiva para caracterizar la biodiversidad es cuantificar la riqueza, representada por el número de especies. No obstante, la medición de la riqueza en regiones extensas requiere de un muestreo muy detallado para obtener inventarios completos (Moreno, 2001). Por lo tanto, se han desarrollado métodos de estimación de la riqueza como las curvas de acumulación de especies, que permiten estimar el número total de especies de un área mediante la extrapolación de la asíntota de una función (González, 2010). Estos son métodos paramétricos que parten del supuesto que la muestra es aleatoria, la probabilidad de cada clase sea la misma y las medidas sean independientes, por lo tanto, requiere que los datos presenten distribución normal. Finalmente, los métodos no paramétricos también llamados libres de distribución, debido a que los datos no asumen una distribución particular ni una serie de supuestos *a priori* que los ajusten

a un modelo determinado. Este método es más sencillo, rápido y relativamente efectivo (Escalante, 2003).

En los municipios del sur del departamento del Atlántico, la pérdida de la calidad del suelo se ha incrementado desde la inundación por el rompimiento del canal del Dique en el año 2010 (Sánchez, 2011) y los incendios forestales en el 2014. Por lo tanto, generar una línea base con información cualitativa y cuantitativa concerniente a la microflora del suelo puede servir de herramienta para implementar estrategias sostenibles para el mantenimiento de estos microorganismos.

2. Descripción del problema

Existen varios tipos de ecosistemas, el suelo en específico debe cumplir con unas condiciones ideales en sus parámetros fisicoquímicos y biológicos para garantizar un óptimo desarrollo biótico. De igual manera, estas propiedades determinan la utilidad del suelo para un uso específico en un periodo de tiempo. Es decir, la capacidad que tiene el suelo para funcionar (Martínez *et al.*, 2017). Buol (1995), afirma que el uso del suelo se debe fundamentar en la capacidad que tiene para proporcionar elementos esenciales, ya que estos son agotables y limitan a productividad.

Las características fisicoquímicas del suelo son utilizadas como parámetros indicadores de su calidad siendo algunos parámetros más relevantes. Quiroga *et al.* (2006), afirman que la MO es el principal indicador, debido a que incide directamente sobre propiedades edáficas en la estructura, disponibilidad de Carbono (C) y N, determinando la productividad edáfica (Gregorich *et al.*, 1984). De igual manera, el pH, es una propiedad química importante ya que determina disponibilidad de los nutrientes, la actividad de microorganismos y la solubilidad de minerales del suelo (Ramos & Zúñiga, 2008). Los componentes involucrados en la actividad microbiana, como temperatura, pH y la humedad intervienen en la descomposición de la MO. Igualmente, el factor microbiológico sirve como indicador del estado general del suelo, una buena actividad microbiana evidencia condiciones físicoquímicas óptimas para el proceso metabólico de microorganismos (Osorio, 2012).

Con relación al componente biótico de los suelos, los microorganismos son indicadores de la salud edáfica debido a su capacidad de definir la estructura del suelo, participan en los ciclos de nutrientes reciclando elementos esenciales para el desarrollo de las plantas, captan C, aumentan el volumen y eficiencia de la absorción mejorando la disponibilidad de agua, protegen

a los cultivos de plagas y/o enfermedades debido a relaciones simbióticas (planta-microorganismo), descomponen el 95% de los residuos orgánicos y actúan como biofiltro debido a la capacidad de degradar xenobióticos (metales pesados provenientes de fertilizantes o plaguicidas) introducidos en el suelo (Ingham *et al.*, 2014; FAO, 2015).

Sin embargo, el uso del suelo genera cambios en sus características afectando la composición de la biota en los suelos, lo cual se evidencia en baja actividad microbiana y consecuentemente, baja fertilidad edáfica. En este contexto, las actividades antrópicas como la urbanización, agricultura, ganadería y minería intensivas ocasionan cambios en las propiedades fisicoquímicas del suelo afectando la cantidad de MO, pH, humedad, aireación, vegetación y temperatura. Estas alteraciones influyen en las comunidades microbiológicas, causando alteraciones cuantitativas en la comunidad de la microbiota del suelo y pérdida de este recurso natural. De la misma forma, las actividades naturales como inundaciones, sequías e incendios que ocurran sobre estos suelos pueden llegar a alterar sus propiedades causando daño en el componente biótico (Rodríguez, 2001).

Teniendo en cuenta la importancia de los servicios ecológicos ofrecidos por la microbiota edáfica y que las características de los suelos se ven afectadas dependiendo del manejo, ocasionando cambios en la comunidad microbiológica, se planteó la siguiente pregunta de investigación: ¿Cuál es la diversidad de microhongos edáficos de los suelos de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana (Repelón) y el Humedal El Limón en corregimiento de Las Compuertas (Manatí)?

3. Justificación

El causante de la pérdida de la diversidad edáfica y la alteración de las propiedades físicoquímicas del suelo, así como, su deterioro ambiental, es el cambio del uso y la intensificación de las actividades que se realizan en él (FAO, 2015). Consecuentemente, el estado de las propiedades físicoquímicas y biológicas en el suelo determina la calidad y salud de este. Por lo tanto, la medición de estos parámetros es una herramienta que permite estimar el nivel de degradación del suelo, y a su vez plantear estrategias de recuperación, cimentando una base para la toma de mejores decisiones para una gestión sostenible del suelo (Bautista *et al.*, 2004; Vallejo, 2013).

La composición de la microbiota fúngica edáfica se relaciona con la disponibilidad de recursos, y a su vez, con la estructura vegetal del lugar, el cual presenta fluctuaciones debido a la textura de suelo, vegetación (raíces) y uso. Evaluar la riqueza y caracterizar la variedad de microorganismos es un bioindicador que permite conocer su capacidad de respuesta ante las actividades naturales y/o antropogénicas (Vallejo *et al.*, 2010). Aunque no hay información confiable del número de especies de hongos del suelo y a pesar de ser potencialmente viables y metabólicamente activos, solamente el 0.3% de los microorganismos son cultivables en el laboratorio. Debido a esta dificultad, existen métodos como el cultivo “*in vitro*” a partir de diluciones seriadas que proporcionan una estimación la distribución de los géneros fúngicos (Gómez, 2000; Vallejo *et al.*, 2010).

En los municipios de Repelón y Manatí (Atlántico), las actividades agrícolas y ganaderas hacen parte del sustento económico de la región. Debido al desgaste de los suelos, la agricultura requiere la aplicación de fertilizantes, los cuales pueden reducir la actividad microbiana y afectar la densidad de sus poblaciones, ocasionando la pérdida de la biodiversidad e influir en el

desgaste de fertilidad de los suelos acidificándolo (Martínez *et al.*, 2017). Así mismo, la ganadería genera acciones de impactos negativos para el suelo tales como la deforestación, deslizamientos, avalanchas y derrumbes, producidos por el mal manejo de la carga animal, a su vez, provoca cambios en las propiedades fisicoquímicas del suelo, debilitándolo y afectando los microhongos edáficos (Mora *et al.*, 2017).

Por otro lado, el cambio en los regímenes de lluvia y sequía en la región Caribe ha traído consecuencias que representan amenazas en los ecosistemas. En el año 2010 en las áreas de estudio, por el fenómeno de la Niña se presentó el rompimiento del canal del Dique, generando inundación prolongada aproximadamente durante dos meses (Sánchez, 2011). Posteriormente, en el año 2014, en el municipio de Repelón por el fenómeno del Niño en conjunto con quemas como una práctica para preparar el suelo antes de la siembra, se presentó un incendio forestal en la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana afectando aproximadamente 30 ha. Estas alteraciones, han generado cambio en las propiedades de los suelos (Sánchez, 2011). Por lo tanto, es importante evaluar y generar una línea base ambiental del componente biótico de estos ecosistemas para determinar la composición de la comunidad fúngica que influye en su funcionamiento, como herramienta para la conservación y el manejo de la biodiversidad edáfica, y como pueden verse afectadas por las características fisicoquímicas y desastres naturales que pueden tener lugar en los sitios de estudio.

4. Objetivos

4.1 Objetivo general

Evaluar las condiciones fisicoquímicas del suelo y la biodiversidad los hongos edáficos en la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana (municipio de Repelón) y el Humedal El Limón (corregimiento de Las Compuertas, municipio de Manatí) en el departamento del Atlántico.

4.2 Objetivos específicos

- Determinar las características fisicoquímicas del suelo de las zonas de estudio y su afectación en diversidad de hongos edáficos.
- Evaluar la comunidad fúngica del suelo de las zonas de estudio por medio de aislamientos e identificación taxonómica.
- Estimar la composición y diversidad de la comunidad fúngica del suelo mediante índices ecológicos.

5. Marco teórico

5.1 Propiedades fisicoquímicas del suelo

5.1.1 Color

El color del suelo es una de las propiedades más notorias y está relacionada con los componentes sólidos. Entre los principales constituyentes del color se encuentran la materia orgánica y los óxidos de hierro. Para determinar el color del suelo de forma práctica, se puede hacer por medio del catálogo de colores ordenados en unas secuencias específicas contenidas en la tabla de Munsell, la cual es de fácil manejo en campo (Jaramillo, 2002). Esta tabla de colores se determina mediante tres componentes: matiz (atributo de un color por el cual se distinguen los colores); valor (indica la ligereza del color) y croma (grado de partida de un color del color neutro del mismo valor) (Munsell, 2010).

5.1.2 Humedad

El contenido de humedad del suelo ha sido expresado tradicionalmente como la proporción de la masa de humedad, con respecto a la masa de la muestra de suelo después de que ha sido secada a un peso constante, o como el volumen de humedad presente respecto al volumen total de la muestra de suelo. Es una de las características más específicas y está dada principalmente por componentes naturales como la textura del suelo (fracciones minerales) y el % MO. Igualmente, existen factores externos que influyen en este parámetro como las precipitaciones, el riego artificial y el consumo del agua en el suelo causado por la evapotranspiración (Jaramillo, 2002). La clasificación del contenido de humedad se da según (Garrido, 1994) se muestra en la Tabla 1.

Tabla 1.

Niveles de humedad del suelo.

| % Humedad | Niveles |
|------------------|----------------|
| Menor de 7 | Muy baja |
| 7-12 | Baja |
| 12-20 | Media Baja |
| 20-30 | Media |
| Mayor a 30 | Elevada |

Nota: Esta tabla describe los porcentajes y niveles de humedad del suelo. Tomado de Garrido, 1994.

5.1.3 pH

El potencial de hidrógeno (pH) determina la actividad de los iones hidrógeno (H^+) en la solución del suelo. La escala de pH varía de 0-14, de acuerdo con el valor, los suelos se clasifican como: muy ácidos (< 5.5), ácidos ($5.5 - 6.5$), neutro ($6.5 - 7.5$), básicos ($7.5-8.5$) y muy básico (> 8.5) (Garrido, 1994).

El pH es una de las propiedades químicas más importantes en los suelos debido a que influye en la disponibilidad de nutrientes para las plantas, determinando su solubilidad y la actividad de los microorganismos, los cuales mineralizan la MO. También, establece la concentración de iones tóxicos donde $pH < 3$ o $pH > 9$ afectan el protoplasma de la planta, debido a las concentraciones de iones H^+ y OH^- (Costas, 2014).

5.1.4 Materia orgánica (MO)

La MO se expresa en porcentaje (%). Se refiere a la cantidad de restos orgánicos que se encuentran alterados por la biota edáfica y pueden dar lugar a aumentar el contenido en nutrientes del suelo (Garrido, 1994). La MO tiene una elevada CIC, incrementando la capacidad

para retener cationes en el suelo. De esta forma, favorece la estructura del suelo a partir de las interacciones fisicoquímicas entre las arcillas y los grupos funcionales de la MO, incidiendo en la actividad de los microorganismos dada la transferencia de aire y agua en el suelo. Así mismo, favorece la infiltración de agua e influye en la capacidad de retención. En general, la MO interviene en el desarrollo de microfauna edáfica y de igual manera, es un indicador de la fertilidad de un suelo (Garrido, 1994). MO se presenta en la Tabla 2 (Villar & Villar, 2016):

Tabla 2

Clasificación de los suelos según su porcentaje de materia orgánica

| Materia orgánica (%) | Interpretación |
|-----------------------------|-----------------------|
| <1 | Muy baja |
| 1-2 | Baja |
| 2-3 | Media |
| 3-4 | Alta |
| >4 | Muy alta |

Nota: La tabla 2 describe la clasificación del suelo según el porcentaje de materia orgánica. Tomada de Villar & Villar, 2016.

5.1.5 Textura

La textura es la composición granulométrica del suelo. Determina la cantidad (%) y tamaño de las partículas minerales en: arena gruesa, arena fina, limo y arcilla (Garrido, 1994). Una vez que se tienen los porcentajes de cada fracción, la textura se puede determinar mediante el triángulo de textura de suelo (Garrido, 1994). La clasificación europea según el diámetro de las partículas se representa en la Tabla 2 (IGAC, 2006).

Tabla 3.

Clasificación del tamaño de las partículas de suelo.

| Partícula | Tamaño (mm) |
|------------------|--------------------|
| Arena | 2 a 0.05 |
| Arcilla | < 0.002 |
| Limo | 0.05 a 0.002 |

Nota: La tabla 2 describe la clasificación del tamaño de las partículas del suelo. Tomada del IGAC, 2006.

Los suelos cuentan con diferentes texturas que se agrupan en:

Textura arcillosa: Son suelos plásticos y difíciles de trabajar. Retienen gran cantidad de agua y de nutrientes debido a la microporosidad y a su elevada CIC. Aunque retengan agua en cantidad presentan una permeabilidad baja, salvo que estén bien estructurados y formen un buen sistema de grietas (Gisbert *et al.*, 2010).

Textura arenosa: Es la contrapuesta a la arcillosa, pues cuando en superficie hay una textura arenosa los suelos se conocen como ligeros, dada su escasa plasticidad y facilidad de trabajo. Presenta una excelente aireación debido a que las partículas dominantes de gran tamaño facilitan la penetración del aire. Únicamente, cuando se producen lluvias intensas se puede producir encharcamiento o escorrentía, momento en el que la erosión laminar es muy importante. La acumulación de MO es mínima y el lavado de los elementos minerales es elevado (Gisbert *et al.*, 2010).

Textura limosa: Presenta carencia de propiedades coloidales formadoras de estructura, formando suelos que se apelmazan con facilidad impidiendo la aireación y la circulación del agua. Es fácil la formación de costras superficiales que impiden la emergencia de las plántulas (Gisbert *et al.*, 2010).

Texturas francas o equilibradas: Tienen un mayor equilibrio entre sus componentes, gozan de los efectos favorables de las anteriores sin sufrir sus defectos, considerada la textura ideal (Gisbert *et al.*, 2010).

5.1.6 Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

Las arcillas y la MO del suelo tienen la propiedad de comportarse como iones de carga negativa (aniones) de forma que son capaces de retener o absorber iones positivos (cationes). La CIC permite retener los elementos necesarios para nutrir a las plantas. Así, cuanto mayor sea su valor, mayor será la fertilidad natural del suelo (Castellanos, 2016). La CIC se expresa en meq/100g de suelo y se categoriza como se observa en la Tabla 3 (Castellanos, 2016).

Tabla 4.

Clasificación del suelo según CIC.

| Clasificación | CIC (meq/100g de suelo) |
|----------------------|--------------------------------|
| Muy bajo | 0-10 |
| Bajo | 10-20 |
| Medio | 20-35 |
| Medio alto | 35-45 |
| Alto | > 45 |

Nota: Se describe la clasificación del suelo según CIC. Tomado de Castellanos, 2016.

5.1.7 Nitrógeno (N)

El N es un nutriente esencial para las plantas, ya que es uno de los constituyentes principales de compuestos vitales como aminoácidos que son las unidades estructurales de las proteínas; enzimas, vitaminas, hormonas y ácidos nucleicos, pared celular y clorofila en los

vegetales (Navarro *et al.*, 2003). Es un macronutriente para las plantas. En el suelo, se encuentra en dos formas diferentes: orgánica (90-95%) e inorgánico (10-5%). El N orgánico no es asimilable por las plantas. Por ello, a través de la mineralización se transforma en N inorgánico, el cual es el N asimilable por las plantas: amonio (NH_4^+) y nitrato (NO_3^-) (Pellegrini, 2017). El Fondo Europeo Agrario de Desarrollo Rural clasifica el contenido de N total en el suelo (Tabla 4) (FEADER, 2014).

Tabla 5.

Clasificación del suelo según el Nitrógeno total.

| N (%) | Evaluación |
|-------------|-------------|
| 0 - 0.07 | Muy bajo |
| 0.07 - 0.12 | Bajo |
| 0.12 - 0.18 | Medio |
| 0.18 - 0.24 | Elevado |
| >0.24 | Muy elevado |

Nota: En la tabla 4 se describe la clasificación del suelo según el N. Tomado de FEADER, 2014.

5.1.8 Fósforo (P)

El P es un elemento fundamental para la nutrición de las plantas. Es absorbido por éstas en forma de fosfatos mono y diácidos. Brady & Weil, (1999), clasifican el P del suelo como orgánico e inorgánico.

Fósforo orgánico: La principal fuente está constituida por los residuos vegetales y animales que se adicionan al suelo. Los compuestos fosfatados más importantes de la MO son nucleoproteínas, fosfolípidos y fosfoazúcares. La mineralización de la MO por los microorganismos es lenta

requiriendo temperaturas de aproximadamente 25 a 30°C, pH neutro y humedad cercana a capacidad de campo.

Fósforo inorgánico: Desde el punto de vista edafológico se clasifica de acuerdo con su disponibilidad mediata o inmediata para las plantas en: P soluble, intercambiable e insoluble.

Fósforo soluble: Son las formas aprovechables para las plantas en forma inmediata y se encuentran como fosfatos en la solución del suelo. Su concentración es muy débil y fluctúa entre 0.2 y 0.5 mg/L, es decir 200 a 400 g/ha de suelo en 30 centímetros de profundidad del suelo. En suelos muy ricos la concentración puede llegar hasta 1 mg/L (1 ppm) y en suelos pobres a 0.1 mg/L. Generalmente es una concentración constante y permanece así, aunque varíe la relación suelo-agua.

Fósforo intercambiable: Es también llamado P lábil o adsorbido, y su disponibilidad es más lenta que el anterior. La adsorción de fosfatos, como en general toda adsorción aniónica en el suelo, es un fenómeno que depende del pH. A pH ácidos aumentan las cargas positivas de los coloides y, por ende, aumenta la adsorción. Estos iones forman parte del grupo de iones que rodean a las partículas coloidales y están en constante movimiento. Representan del 15 al 30% del P inorgánico, lo que significa 800 a 2500 kg de P_2O_5 /ha.

Fósforo insoluble: Es el que está formando parte de los minerales primarios y secundarios, y constituye la gran reserva de P inorgánico en el suelo. La insolubilización se puede deber a la precipitación como fosfatos cálcicos en medio alcalino, o como fosfatos de hierro y aluminio en medio ácido.

Un contenido adecuado de P en el suelo es de gran importancia para el desarrollo de las plantas, por intervenir en funciones fundamentales, como: favorecer el desarrollo de las raíces,

estimular el crecimiento y el desarrollo vigoroso de las plantas, favorecer la floración y fructificación y con ellos la cantidad y calidad de los frutos y semillas, el dulzor de los frutos depende de la riqueza del suelo en fosfatos y de la propiedad del terreno que aumenta la respiración de las raíces y las absorción de nutrientes, además de adelantar la maduración de los frutos (Andrades *et al.*, 2014).

5.9 Salinidad

La salinidad en el suelo define la presencia de sales solubles. La acumulación de sales puede ser originadas por procesos naturales o antrópicos (Otero *et al.*, 2007). Son consideradas un factor de amenaza la calidad de los suelos agrícolas, convirtiéndose en un limitante para la producción de alimentos y cultivos. La salinidad produce que el potencial osmótico del suelo supere al de las plantas, limitando la entrada de agua a la raíz. Así mismo, genera problemas en la absorción de nutrientes, afecta el transporte y reciclado de iones en la planta, y la acumulación en exceso de algunos iones de sales puede producir toxicidad en las plantas (Castellanos, 2016).

5.2 Propiedades biológicas del suelo

5.2.1 Hongos edáficos

Dentro de los microorganismos de importancia en el manejo ecosistémico para fines productivos o ecológicos, los hongos cumplen una función vital en la descomposición de la MO, mantenimiento de la rizósfera, y el ciclaje de nutrientes principalmente C, N y P en suelos. Además, participan en la formación de asociaciones simbióticas micorríticas y favorecen la formación de agregados en los suelos, los cuales mejoran la estructura y los microecosistemas que pueden favorecer procesos de restauración y recuperación (Burke *et al.*, 2012; Daynes *et al.*, 2012; Chagnon *et al.*, 2013).

Los hongos del suelo se clasifican en cinco filum: *Mastigomycotina*, *Zygomycota*, *Basidiomycota*, *Ascomycota* y *Deuteromycotina*. Entre estos grupos, los géneros *Aspergillus* (180 especies), *Penicillium* (100 – 150 especies), *Trichoderma* (27 especies), *Rhizopus* (10 especies) y *Mucor* (40 especies), se caracterizan por su importancia ecosistémica. A nivel morfológico, los hongos poseen estructuras que los caracterizan permitiendo la diferenciación de géneros e incluso de especies, lo que facilita su identificación. Microscópicamente se observan según los conidióforos hialinos, vesículas globosas, fialides, métulas y conidios globosos o subglobosos. Macroscópicamente se pueden describir según su tamaño, color, margen, estructura, textura y elevación (Grisales, 2017).

El proceso reproductivo de los hongos puede ser sexual o asexual y se realiza a través de esporas o vegetativamente. La reproducción asexual es la más importante y común para la propagación de la especie, asexualmente se pueden reproducir de diferentes maneras, como son: (1) Esporas, cada una de las esporas germina formando un tubo que crece y forma el micelio; (2) Gemación, el hongo crea una nueva parte de su cuerpo y cada una de esas partes produce un nuevo individuo; (3) Fragmentación, aquí, un micelio y una parte del hongo se parten llegando a producir una nueva colonia de hongos (Sobrado *et al.*, 2013). La reproducción sexual de los hongos ocurre cuando dos hifas haploides se unen fusionando de esta manera sus núcleos que deben ser compatibles para que la reproducción se haga exitosamente.

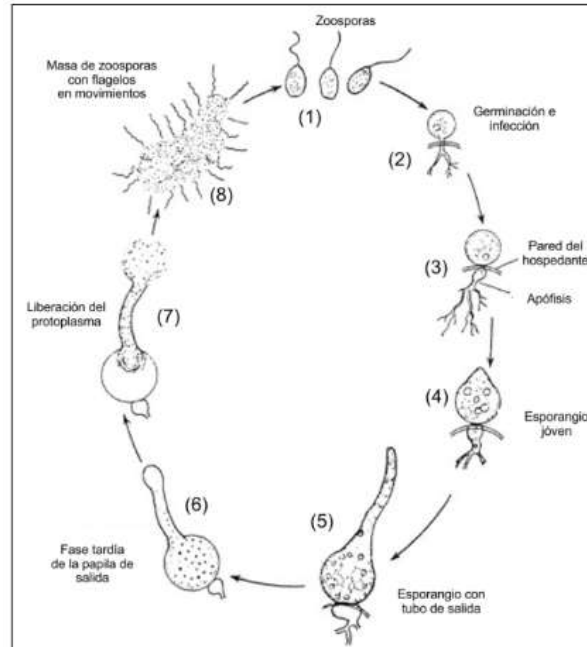


Figura 1. Reproducción asexual de un hongo por medio de Zoosporas. Tomado de Sobrado et al. (2013).

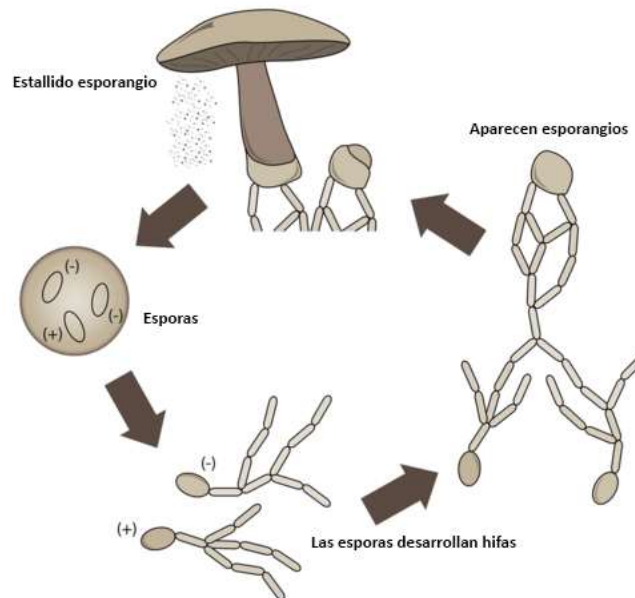


Figura 2. Reproducción sexual de los hongos. Tomado de Hardwood & Douglas (2016).

A continuación, se caracteriza la identificación de los hongos según sus esporas, en donde, se evidencian imágenes y descripción de las distintas esporas como Oosporas, Zigosporas, Ascosporas, Basidiosporas, Conidios, Esporangiosporas, Clamidiosporas.

Oosporas: Estas esporas de origen sexual, proveen enormes ventajas en comparación al estado asexual de propagación: tienen resistencia mecánica, son fuente de inóculo a largo plazo y presentan alta variabilidad genética. Se ha demostrado que las Oosporas pueden resistir condiciones ambientales desfavorables gracias a sus características morfológicas. La presencia de una pared celular gruesa permite soportar hasta -80°C sin perder completamente su viabilidad. Resulta del contacto entre dos gametangios morfológicamente diferentes (oogonio y anteridio). Procede de talos diploides donde ocurre una meiosis gametangial (Medina *et al.*, 1999).



Figura 3. Espora Oosporas. Tomado de Fry et al., 2010.

Zigosporas: Son generalmente estructuras pigmentadas con una pared de superficie lisa o rugosa, formadas por la fusión de hifas especializada (gametangios) durante la fase sexual. Las zigosporas tienen la capacidad de permanecer en estado latente durante un largo período de tiempo, pudiendo germinar cuando existan condiciones ambientales favorables, generando un nuevo ciclo de vida. Es diploide y su germinación está asociada a meiosis (Benjamin, 1979; Benny, 2001).



Figura 4. Espora Zigosporas. Tomado de Marquez & Guillén., 2012.

Ascosporas: Espora propia de Ascomicetos, se originan, generalmente en grupos de ocho, dentro de hifas modificadas en forma de saco denominadas ascas. Las ascas se presentan libres o en el interior de cuerpos fructíferos (ascoma o ascocarpo). Las ascosporas son esporas haploides, no persistentes. Se descargan directamente al aire (Zamora *et al.*, 2009).

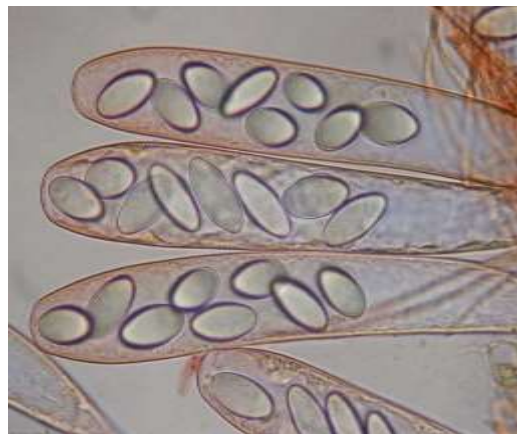


Figura 5. Espora Ascospora. Tomado de Largent, et al., 1977.

Basidiosporas: Son las esporas sexuales producidas en grandes cantidades por los basidiomicetos (grupo de hongos caracterizados por poseer una célula meiótica especializada, el basidio, a partir del cual se producen las basidiosporas). Son esporas haploides, no persistentes,

especialmente adaptadas a la dispersión por el viento por medio de un mecanismo violento de descarga (Zamora *et al.*, 2009).



Figura 6. Espora Basidiospora. Tomado de Remy et al., 1994.

Conidios: Mitosporas de origen asexual, externas e inmóviles, no flageladas, formadas en el ápice o lados de una célula esporógena (conidiógena) carente de pared esporangial. (Biasoli, s.f.).

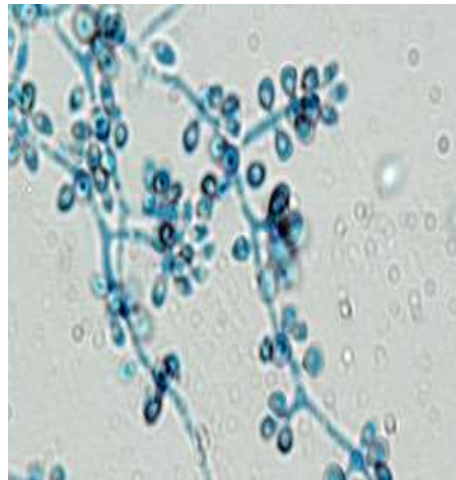


Figura 7. Espora Conidios. Tomado de Espinosa et al., 2017.

Esporangiosporas: Son las esporas asexuales típicas de los hongos inferiores. Las esporangiosporas se forman en el interior de una célula modificada llamada esporangio, del cual son liberadas tras su maduración a través de un poro o mediante su desintegración. Los

esporangios son células morfológicamente diferenciadas, que están sustentadas por hifas también morfológicamente distinguibles llamadas esporangióforos. Hay dos tipos de esporangiosporas:

- Zoosporas, que son flageladas y sin pared celular. Típicas de Oomicetos.
- Aplanosporas, que no tienen flagelos y sí tienen pared celular. Típicas de Zigomicetos
(Zamora *et al.*, 2009).

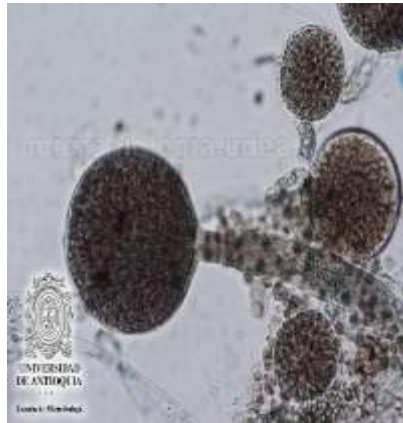


Figura 8. Espora Esporangiospora. Tomado de Tangarife, 2011.

Clamidospora: La clamidospora es un tipo especial de espora asexual con paredes gruesas y adaptada para la resistencia a condiciones adversas que se forman por acumulación de material protoplásmico y engrosamiento celular en determinadas zonas de hifas o conidias (Zamora *et al.*, 2009).

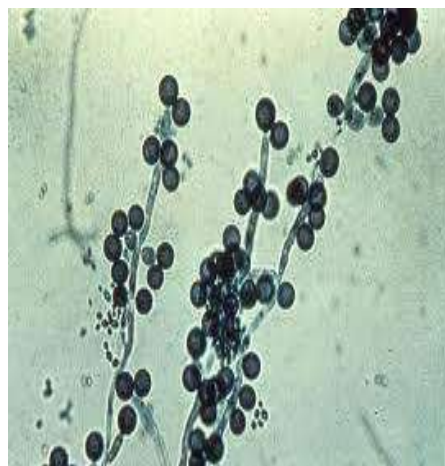


Figura 9. Espora Clamidiospora. Tomado de Contreras, 2014.

La diversidad de los microhongos es importante para indicar la salud del suelo y determinar la reacción del ecosistema a responder ante las condiciones ambientales cambiantes. Así mismo, la degradación de la MO contribuye con fertilidad del suelo. En la biota del suelo, los microhongos representan la mayor parte de la biomasa microbiana edáfica con un rango de biomasa de 100 a 1500g/m² de suelo (Krzic *et al.*, 2015), donde pueden formar estructuras que permiten la supervivencia en ambientes desfavorables (Torres *et al.*, 2012).

Los hongos Mastigomicetos son en su mayor parte acuáticos, pero se pueden presentar en el suelo como hongos saprófitos, con esporas de tipo zoospora perteneciente a las esporangiosporas; juegan un papel fundamental en procesos de descomposición que mineralizan y reciclan nutrientes provenientes de las plantas además de contribuir a degradar la MO muerta o en descomposición (Sarmiento, 2001). En el suelo, los hongos se relacionan con otros microorganismos, como son las bacterias y pequeños invertebrados. En suelos forestales, los hongos atacan los restos de las hojas con una extensa red de hifas en la mineralización foliar. Con frecuencia las transformaciones de la MO que realizan los hongos filamentosos en medio ambientes bien aireados son de mayor importancia que las reacciones que catalizan las bacterias, pero se han hecho pocos intentos de calcular en forma cuantitativa las actividades relativas de estos dos importantes grupos microbianos en la degradación de compuestos orgánicos (Abdelhaleem, 2003).

El cultivo “*in vitro*” de hongos a partir del método de dilución proporciona información sobre las colonias desarrolladas. Una de las limitaciones que tiene este método incluye la dificultad para extraer las esporas de las partículas del suelo y la incapacidad del cultivo de un

gran número de especies de hongos en las condiciones de crecimiento a las que se someten (Burgos, 2014).

5.3 Estimación de la biodiversidad

5.3.1 Diversidad ecológica de microorganismos

Los microorganismos son los seres más numerosos que existen en la tierra, representan aproximadamente entre 6,000 a 50,000 especies por gramo de suelo en una biomasa de 1 a 1,500 g/m² (Hoorman & Islam, 2010). Son organismos ancestrales que han colonizado exitosamente cada nicho ecológico posible. Los microorganismos se encuentran prácticamente en todas las regiones del planeta, desde los polos, en ambientes bajo el punto de congelación y, muy secos hasta los trópicos con temperaturas altas y con elevada precipitación pluvial. Su presencia y actividad es esencial para la salud y funcionamiento adecuado de todos los ecosistemas (Olembo, 1991). En este sentido, el suelo como un ecosistema de enorme riqueza microbiana, es importante evaluar la diversidad ecológica de los microorganismos, debido a que desempeñan un papel significativo en el funcionamiento de los ecosistemas. Es substancial no sólo el número de especies presentes, sino también qué especies son abundantes, ya que las especies pueden afectarse por los cambios en el uso del suelo, el cambio climático, las especies invasoras, la sobreexplotación y la contaminación (Millennium Ecosystem Assessment, 2005).

Para evaluar la diversidad en sus diferentes componentes y niveles o escalas, utilizan índices los cuales proporcionan información en un solo valor y permiten unificar cantidades para realizar comparaciones (Moreno, 2001). En esta investigación, se evaluaron algunos índices para cuantificar la diversidad a nivel local o alfa:

Índice de Simpson: Muestra la probabilidad de que dos individuos sacados al azar de una muestra correspondan a la misma especie (Villareal *et al.*, 2004). El índice se encuentra clasificado como índice de dominancia ya que tiene en cuenta las especies que están mejor representadas (dominan) sin tener en cuenta las demás (Simpson, 1949).

Índice de Shannon-Weaver: Asume que todas las especies están representadas en las muestras; indica qué tan uniformes están representadas las especies (en abundancia) teniendo en cuenta todas las especies muestreadas (Villareal *et al.*, 2004). El índice se encuentra clasificado como índice de equidad dado que tiene en cuenta la abundancia de cada especie y qué tan uniformemente se encuentran distribuidas (Shannon *et al.*, 1949).

Índice de Chao 1: Es un estimador de abundancia de especies debido a que estima el número de especies esperadas considerando la relación entre el número de especies representadas por un individuo (singletons) y el número de especies representadas por dos individuos en las muestras (doubletons). Por lo tanto, los datos que requiere se refieren a la abundancia de individuos que pertenecen a una determinada clase en una muestra (Chao, 1984).

Índice de ACE: ACE (Abundance Coverage Estimator) es un método no paramétrico para estimar el número de especies esperadas utilizando la cobertura de la muestra, que se define como la suma de las probabilidades de las especies observadas. El método ACE divide las frecuencias observadas en grupos abundantes y raros. De igual manera, expresa cómo el número de especies se va acumulando en función del número acumulado de muestras (Kim *et al.*, 2017).

6. Estado del arte

La presencia de poblaciones fúngicas o bacterianas pueden impactar positiva y negativamente en poblaciones como las plantas o insectos, así también en la calidad del suelo. Es por ello, que la relación entre los organismos con el ecosistema requiere de la evaluación de un enfoque combinado entre suelo-microorganismo-planta (Rodríguez *et al.*, 2008).

Gurjar *et al.* (2017) determinaron la importancia de las propiedades biológicas del suelo y su importancia en la agricultura. Además, relacionaron dichas propiedades biológicas con las funciones que estos presentan en el suelo y cómo puede verse afectado positiva o negativamente el suelo. En este estudio plantearon que las propiedades biológicas del suelo están cambiando debido a la intervención humana en ellos, y que esto puede ocasionar impactos tanto positivos como negativos. En algunas partes del mundo los suelos están perdiendo su fertilidad o capacidad de producción agrícola incluso en suelos con gran potencial agronómico. Por otro lado, los microorganismos presentes en la rizósfera pueden tener un impacto significativo disminuyendo la incidencia de enfermedades en las plantas e incrementando la cantidad de nutrientes disponible para su desarrollo. La importancia de las características biológicas radica en que los microorganismos pueden: capturar y digerir la reserva de nutrientes (específicamente el P y el N) del suelo y devolverlo de forma tal que la planta los pueda aprovechar, capturar y fijar el N para que pueda ser utilizado por las plantas, producir MO que mejora el manejo del agua por parte del suelo para mantener estable la humedad y reducir la erosión. Finalmente, incrementar los nutrientes disponibles en el suelo y de esta forma reducir el uso de fertilizantes.

Diferentes estudios han sido realizados para caracterizar hongos filamentosos del suelo utilizando técnicas de aislamiento. Ortiz (2016), evaluó la diversidad fúngica de tres pisos altitudinales en un suelo de bosque en Ecuador. Para ello, compararon los métodos de dilución

en placa, cultivo en medios líquidos (agar papa dextrosa, agar saboraud, entre otros) y siembra directa como técnicas de aislamiento, para posteriormente identificarlos con el uso de las claves taxonómicas, considerando características macro y microscópicas, y respaldando la identificación con un análisis molecular. Encontró que los géneros aislados más representativos fueron: *Aspergillus*, *Penicillium*, *Trichoderma* y *Fusarium*. Así mismo, no se reportaron diferencias estadísticamente significativas entre los hongos aislados por piso térmico, y los métodos de siembra directa y dilución en placa proporcionaron mayor cantidad de hongos aislados.

En España, Burgos (2014), estudió la biodiversidad fúngica del suelo del viñedo de la Finca La Grajera y la vulnerabilidad a sufrir cambios durante las diferentes estaciones del año. Para la extracción de hongos utilizó el método de diluciones y, para sus identificaciones y estudio de las muestras realizó el cultivo “*in vitro*”, identificando géneros como *Aspergillus*, *Penicillium*, *Alternaria*, *Paecilomyces*, *Rhizopus* y otros géneros (sin identificar) que son comunes en el suelo. Las pruebas obtenidas determinaron que no existe variabilidad en la población fúngica en el suelo en las diferentes estaciones del año exceptuando el otoño.

En Colombia, Garzón (2013), aisló e identificó hongos filamentosos de varias muestras de suelo de los páramos de Guasca y Cruz Verde, pertenecientes al departamento de Cundinamarca. Para los aislamientos utilizaron técnicas de dilución en placa, siembra directa y lavado de suelo, de dicha siembra se obtuvieron un total de 129 aislamientos. La identificación y clasificación fue realizada mediante claves taxonómicas, teniendo en cuenta las características macro y microscópicas, además de una identificación molecular mediante amplificación y secuenciación. Los resultados indicaron una población fúngica variada donde los géneros predominantes fueron *Aspergillus* y *Penicillium*. Finalmente, determinaron el potencial

biotecnológico de las especies encontradas, siendo *Aspergillus terreus* un gran productor de ácido itacónico, y las especies *Aspergillus oryzae*, *Aspergillus flavus* y *Penicillium brevicompactum* con gran potencial en la biorremediación.

La cuantificación de la biodiversidad para cualquier nivel de organización ecológica es una herramienta que permite contribuir al conocimiento en la gestión ambiental como lo establecen Pla *et al.* (2001). La determinación de la diversidad ecológica de los microorganismos desempeña un papel transcendental en la articulación de los ecosistemas y en los numerosos servicios que proporcionan, ya que ofrecen un diagnóstico en el número de especies y la abundancia de los microorganismos, que, junto con los flujos energéticos y los intercambios de materia, regulan el crecimiento, desarrollo y evolución del espacio ecológico. Además, afirman que, de los cuantiosos índices manejados para formular la biodiversidad específica, los más aprobados son aquellos índices que combinan el número de especies y la abundancia relativa de cada una. De igual manera, calcular las curvas de acumulación de especies es esencial, debido a que permiten 1) dar fiabilidad a los inventarios biológicos y facilitar su comparación; 2) una mejor organización del trabajo de muestreo, tras estimar el esfuerzo requerido para conseguir inventarios fidedignos; y 3) extrapolar el número de especies estudiados en un inventario para evaluar el total de especies que estarían presentes en la zona (Jiménez & Hortal, 2003).

Jiménez & Hortal (2003), plantearon la importancia de las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar la calidad de los inventarios biológicos, debido a que esta metodología es altamente recomendable dado las dificultades de muestreo de algunas especies y las especies raras que presentan. Estas herramientas son muy valiosas para estandarizar las estimaciones de riqueza obtenidas en distintos trabajos de inventariado. Del mismo modo, son un instrumento muy útil para proyectar el esfuerzo de muestreo que se debe invertir en el trabajo de

inventariado, debido a que las curvas son un método sencillo y vigoroso para la estimación de la calidad de los inventarios biológicos. Escalante (2003), afirma que los métodos no paramétricos pueden ser empleados para diversas aplicaciones y son útiles para expresar si es necesario ejecutar un segundo estudio en una determinada área e incluso son significativos en términos de costos, para disminuir o aumentar la intensidad de muestreo.

Kim *et al.* (2017), expone los principios de los índices de diversidad ecológica, como Shannon – Weaver y Simpson, Chao 1, ACE y el método de rarefacción, con el fin de obtener una mejor comprensión de ellos. Además, para facilitar las estrategias basadas en la exploración de las comunidades microbianas. Indican que, Shannon-Weaver está orientada más a la riqueza de especies, mientras que Simpson examina la uniformidad de especies más que la riqueza en su medición; los índices de Chao 1 y ACE son métodos no paramétricos y se han desarrollado para estimar la riqueza de especies calculando las UTO (Unidades Taxonómicas Operacionales) esperadas en función de las UTO observadas.

Por otra parte, se han realizado estudios que combinan parámetros como la identificación de hongos e índices de biodiversidad. Pérez *et al.* (2015), evaluaron la diversidad de hongos silvestres comestibles del cerro el Pinal (Puebla – México), para conocer la riqueza y distribución fúngica del cerro mediante la identificación de hongos macroscópicamente (color, forma, textura, elevación, borde, margen), y empleando cinco estimadores no paramétricos: ICE (estimador de cobertura basado en incidencia), Chao 2, Jack 1, Jack 2 y Bootstrap. Se determinó que las familias con mayor proporción son *Ramariaceae* y *Tricholomataceae* (16%), *Amanitaceae* y *Cantharellaceae* (11%) y, otras cuatro familias que conforman el 54% de riqueza para la clase *Basidiomycetes*; para la clase *Ascomycetes*, la familia con mayor riqueza fue *Helvellaceae* aportando un 50% del total de especies. Además, realizaron una curva de

acumulación de especies, la cual llegó a una asíntota, manifestando que el muestreo fue suficiente para establecer la biodiversidad de hongos en la zona.

Samaniego *et al.* (2007), evaluaron la diversidad de géneros de hongos del suelo en tres campos con diferente condición agrícola en La Laguna (Durango- México). Para esto recolectaron 50 muestras en tres sitios de muestreo, 25 recolectadas de 0 – 30 cm y el resto de 30 – 60 cm de profundidad. De cada muestra inocularon 50 mg de suelo en 3 placas, que posteriormente incubaron a 25 ± 3 °C por 10 días y contabilizaron las colonias de hongos. Para su identificación utilizaron claves taxonómicas. En algunos casos fueron reaislados hongos en agar papa dextrosa. Además, determinaron los índices de diversidad ecológica como Shannon-Weaver, regularidad (J') y Simpson, donde el suelo uno presento los valores más altos de Shannon con 23 géneros, predominando los géneros *Aspergillus* y *Penicillium*.

Avellaneda & Torres (2015), estudiaron la biodiversidad de grupos funcionales de microorganismos asociados a suelos bajo cultivo de papa, ganadería y páramo en el Parque Nacional Natural de Los Nevados, Colombia. Cultivaron y aislaron diferentes microorganismos (hongos y bacterias) fijadoras de nitrógeno, solubilizadores de fosfatos y celulolíticos, para un posterior conteo de las unidades formadoras de colonia por gramo de suelo (UFC/g). Se logró identificar 23 géneros y 25 especies, entre los géneros se encuentran: *Penicillium*, *Trichoderma*, *Torula*, *Truncatella*, *Mortierella*, *Hypocrea*, *Coniothyrium*, *Trichosporon*, *Neonectria*, *Leptosphaeria*, *Aureobasidium*, *Umbelopsis*, *Fusarium*, *Coniothyrium*, *Preussia*, *Aspergillus*, *Mucor*, *Diplogelasinospora* y *Drechselera*.

Vallejo (2013), determinó la importancia y utilidad de la evaluación de la calidad de suelos en Colombia mediante el componente microbiano. Sostuvo que la sostenibilidad ambiental del suelo depende del mejoramiento y calidad de este mismo, y que para esto es

necesario estimar la fertilidad y calidad del suelo mediante diferentes indicadores, como lo son: indicador físico, indicador químico e indicador biológico. En los indicadores físicos los más importante son la porosidad, densidad aparente, conductividad hidráulica, estabilidad y tamaño de los agregados, profundidad y textura, debido a que todos estos están relacionados con las limitaciones en el crecimiento de raíces, ciclaje de nutrientes e intercambio óptimo de gases. En cuanto a los indicadores químicos, los que reflejan estándares de fertilidad son: pH, contenido de MO, N, P y K gracias a su importancia en términos de productividad de cultivos. Sin embargo, estos indicadores presentan una desventaja y es que son sensibles a sufrir cambios durante la variabilidad estacional. De los indicadores biológicos, resaltó que los microorganismos son considerados un factor clave debido a su característica degradativa y participación en el ciclo de varios nutrientes.

7. Metodología

7.1 Área de estudio

En la presente investigación se tomaron muestras de suelo en dos áreas. La primera área correspondió a la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana en el municipio de Repelón ($10^{\circ}21'33.18''$ N y $75^{\circ}00'27.35''$ O) (Figura 10). Caracterizado por presentar una temperatura promedio anual de 28.2°C , siendo el mes de abril el más caluroso (28.9°C) y en contraste, el mes de enero reporta la temperatura más baja (27.6°C). La precipitación anual es de 972 mm, específicamente enero es el mes de menor precipitación (7 mm) y octubre el mes más lluvioso (176 mm) (Climate-Data, 2018). La Reserva es bosque seco tropical joven, propio en tierras bajas y presenta una fuerte estacionalidad de lluvia (Pizano *et al.*, 2014). Además, ofrece servicios fundamentales para las comunidades humanas tales como la regulación hídrica, la retención de suelos, y la captura de C que regula el clima y la disponibilidad de agua y nutrientes (Pizano *et al.*, 2014). El área total de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana es de 119 ha, de las cuales se evaluó 1 ha, correspondiente a la zona que sufrió el incendio forestal en el año 2014.

La segunda zona de estudio consistió en el Humedal El Limón ($10^{\circ}29'40''$ N y $75^{\circ}07'27''$ O) (Figura 10), ubicado al sur del corregimiento de Las Compuertas en municipio de Manatí, Atlántico. Presenta temperatura promedio anual de 28.5°C , siendo octubre el mes menos caluroso (27.9°C) y abril es el mes más cálido (29.3°C). La precipitación anual es de 1004 mm siendo enero el mes más seco con 10 mm y octubre como el más lluvioso con 144 mm (Climate-Data, 2018). Este es un humedal natural de tipo ribereño en el cual se presenta un suelo arcilloso, permeable con un buen drenaje de textura moderadamente grueso y cantidades variables de arenas y piedras. Este tipo de suelo se forma a partir de materiales transportados por el viento y

el agua. Una de las características más importantes es su capacidad de mantener la vegetación acuática flotante o sumergida, provee un hábitat rico para las plantas y animales. El área total del Humedal el Limon es de 0.6 ha, del total de esta zona, se evaluó la matriz del suelo en su totalidad, correspondiendo a la zona que sufrió la inundación provocada por el desbordamiento del canal del Dique (GeoEnciclopedia, s.f.)

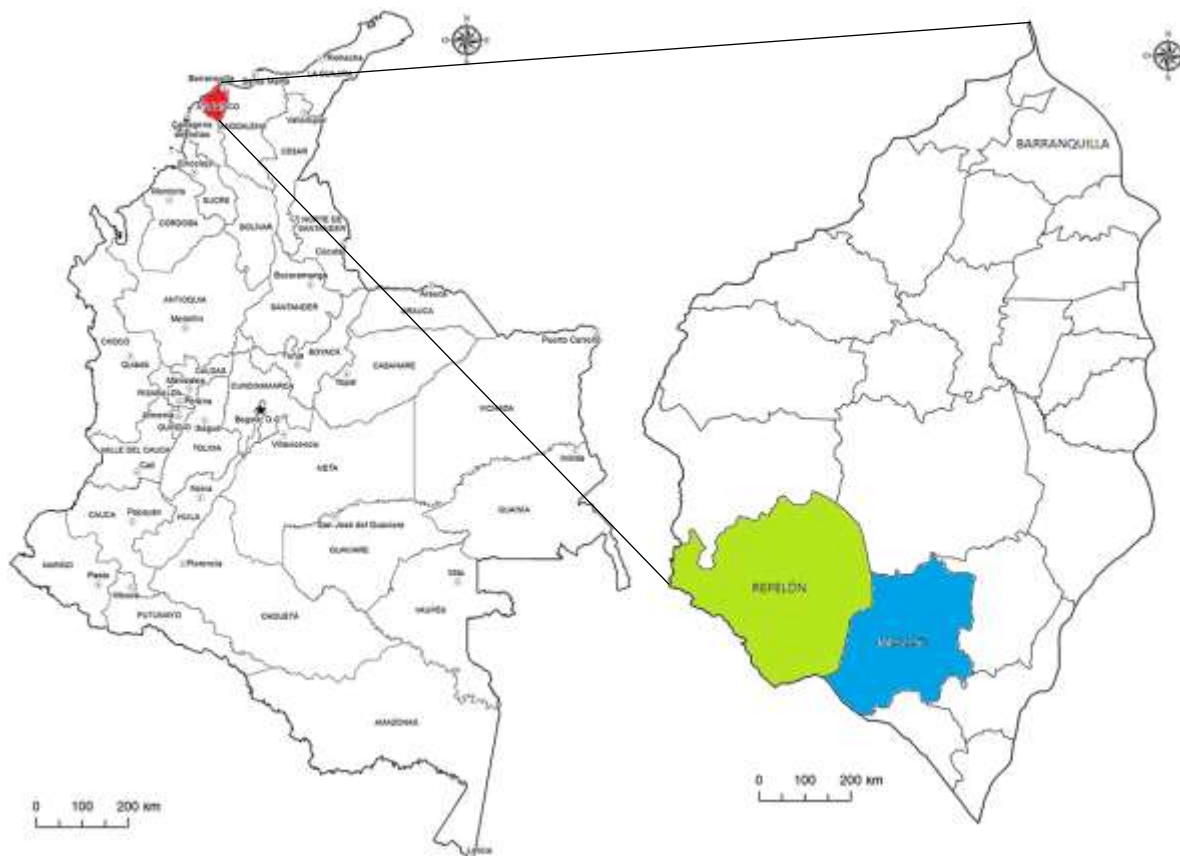


Figura 10. Ubicación de la zona de estudio. Departamento del Atlántico y sus municipios Repelón y Manatí.

7.2 Trabajo de campo

Para la determinación del estado del suelo, en las dos zonas de estudio se tomaron muestras utilizando la metodología descrita por el IGAC (2006). Las muestras fueron recolectadas a profundidades de 0 a 30 cm para pruebas fisicoquímicas, mantenidas a temperatura ambiente. Para la caracterización microbiológica, las muestras se tomaron a una profundidad de 0 a 10 cm y se conservaron en bolsas plásticas herméticas a una temperatura de $4\pm 1^{\circ}\text{C}$.

En la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana, se recolectaron un total de 40 muestras en 20 puntos de muestreo, donde 20 muestras fueron utilizadas para análisis microbiológicos y 20 para parámetros fisicoquímicos. En el Humedal el Limón, se recolectaron un total de 20 muestras en 10 puntos de muestreos, efectuándose el mismo procedimiento establecido para las muestras de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana.

7.3 Trabajo de laboratorio

7.3.1 Análisis fisicoquímicos

Se evaluaron los parámetros fisicoquímicos como:

Humedad

Se determinó por el método gravimétrico (IGAC, 2006). Inicialmente, se pesaron 10g de muestras de suelo, estos fueron llevados al horno durante 24h a 105°C . Posteriormente, se dejaron enfriar las cápsulas en un desecador durante 2 horas y se pesaron.

El porcentaje de humedad se determinó con la Ecuación 1 (IGAC, 2006).

$$P_w (\%) = \frac{(P_{mh} - P_c) - (P_{ms} - P_c)}{(P_{ms} - P_c)} * 100 \quad \text{Ecuación 1.}$$

Donde:

P_w = Porcentaje de humedad en el suelo seco 105°C.

P_{mh} = Peso de la muestra más l peso de la cápsula antes del secado a 105°C.

P_{ms} = Peso de la muestra más el peso de la cápsula después del secado a 105°C.

P_c = Peso de la cápsula.

Textura

Se aplicó el método de Bouyoucos (IGAC, 2006), en el cual se pesaron 50 g de suelo seco tamizado por 2 mm para luego ser agregado en un frasco de 250 mL. Posteriormente, se añadió agua destilada hasta completar 300 mL del frasco, se agregaron 2mL de la solución de hexametáfosfato de sodio y carbonato de sodio, y se agitó durante 15 min en el agitador. Las muestras fueron transvasadas cuantitativamente a probetas de 1 L y para completar el volumen faltante se agregaron 600 mL de agua destilada. Seguidamente, se agitó vigorosamente de manera manual durante 10 segundos y se sumergió el hidrómetro suavemente en la suspensión sin que rozara las paredes del cilindro, para tomar la primera lectura. Se dejó la suspensión en reposo por 2 horas y se repitió el procedimiento con de lectura del hidrómetro.

Mediante las Ecuaciones 2, 3 y 4 se determinaron los porcentajes de arena, arcilla y/o limo, respectivamente.

$$\% \text{ Arena} = \frac{100 - \text{lectura a } 40s * (100 + P_w)}{50g} \text{ Ecuación 2.}$$

$$\% \text{ Arcilla} = \frac{\text{lectura a las } 2h * (100 + P_w)}{50g} \text{ Ecuación 3.}$$

$$\% \text{ Limo} = 100 - (\% \text{ arena} + \% \text{ arcilla}) \text{ Ecuación 4.}$$

Donde:

Pw = porcentaje de humedad en el suelo seco a 105°C

Color

Se aplicó el método Munsell para la determinación del color, el cual consiste en comparar la muestra de suelo húmeda con una cartilla que contiene diferentes colores para los suelos y su respectiva notación (Munsell, 2010).

pH

La determinación del pH se determinó con el método descrito en la Normativa Técnica Colombiana (NTC 5264/2008). En este se emplearon muestras de suelo secadas a una temperatura no mayor de 40°C que pasen a través de un tamiz de 2mm. Luego se le adicionaron 10 gramos de suelo en 20 mL de agua equivalente (relación P/V 1:2) y se agitó la suspensión durante 15 min. Posteriormente, se introdujo el pH metro en la solución y se tomó su lectura (ICONTEC, 2014)

Salinidad

Se aplicó el método descrito en el manual de instrucciones del equipo Medidor Portátil de Conductividad Eléctrica modelo HI 993310. Se pesaron 40 g de suelo secado a una temperatura de 105°C y tamizado a 2 mm. Posteriormente, en una beaker de 150 mL se agregaron 20 mL de agua desionizada y se sometió la solución a agitación manual durante 5 min y finalmente se procedió a medir la actividad eléctrica del suelo. Con la Ecuación 5 se determinó la salinidad. Por otra parte, la conductividad eléctrica se determinó dividiendo el valor de salinidad entre 0.64.

$$\text{Contenido de sales en la solución} = AS * 0.64 \text{ Ecuación 5.}$$

Donde:

AS = Actividad Eléctrica del suelo.

Fosforo (P)

La determinación del P se llevó a cabo utilizando el método B. Bray II, descrito en la (NTC 5350/2005). Se pesó 2.85 g de suelo, secado a 40°C y tamizado a 2 mm, la muestra se depositó en un beaker de 150 mL al cual se le agregaron 20 mL de solución extractora de Bray II, para ser sometida a agitación durante 1 min. Una vez terminada la agitación se filtró la mezcla y simultáneamente se depositó el extracto filtrado en un beaker de 50 mL. Por último, se procedió a realizar la lectura en un fotómetro con una longitud de onda de 420 nm (ICONTEC, 2014).

Con la Ecuación 6 se determinó la cantidad de P en el suelo:

$$P(\text{mg/kg de suelo}) = CC \times Vf \times \frac{Vi}{p} \text{ Ecuación 6.}$$

Donde:

P (mg/Kg de suelo) = fósforo presente en el suelo en mg/Kg de suelo

CC = lectura del equipo

V_f = volumen final de la solución colorimétrica (mL)

V_i = volumen de la solución empleada para hacer el extracto (mL)

p = masa de la muestra

Carbono Orgánico (C orgánico)

Para la medición del C orgánico se aplicó el método digestión vía húmeda (Walkley – Black) descrito por el (IGAC, 2006). Se pesaron 0.3 g de suelo seco tamizado por 2 mm, empleando un Erlenmeyer de 250 mL para la disposición de la muestra. Se agregó 10 mL de la solución de dicromato de potasio a 1 N y 20 mL de ácido sulfúrico concentrado.

Se preparó un blanco de proceso para cada volumen de dicromato de potasio y ácido sulfúrico. Se agregaron lentamente con un dispensador la solución de dicromato de potasio a 1N en la campana de extracción, para agitar la muestra suavemente, con el fin de obtener una mezcla homogénea, posteriormente se adiciono el ácido sulfúrico concentrado durante 30 s y se dejó reposar la mezcla durante 30 min en la campana de extracción. Lentamente se añadieron 100 mL de agua destilada.

Para su cuantificación, se agregó 1 mL de ácido fosfórico concentrado, luego se agitó la solución y se adicionaron 5 gotas de indicador de fenolftaleína, para efectuar la titulación se utilizó el sulfato ferroso amónico 0.5N hasta obtener un viraje de la solución de marrón a verde oliva.

Para determinar la cantidad de carbono orgánico en el suelo se empleó la Ecuación 7:

$$\%C.O = \frac{(B_p - M) * N * 0.003 * (100 + p_w)}{p_m} \text{ Ecuación 7.}$$

Donde:

B_p = mL de sulfato de ferroso amónico o sulfato ferroso gastados en la titulación del blanco.

M = mL de sulfato ferroso amónico gastados en la titulación de la muestra correspondiente.

V = mL de dicromato de potasio agregados al blanco correspondiente.

N = Normalidad del sulfato ferroso amónico, como resultado de la titulación de los blancos.

0.003 = peso en g de un m_{eq} de carbono.

P_w = Porcentaje de humedad en el suelo seco a 105°C

P_m = Peso muestra en g.

Materia Orgánica (MO)

Para la determinación de la MO se utilizaron los datos del C orgánico del suelo utilizando la Ecuación 8 (IGAC, 2006):

$$M.O (\%) = C.O * 1.74 \text{ Ecuación 8.}$$

Donde:

M.O = Materia orgánica.

C.O = Carbono orgánico total (%).

1.74 = Factor donde se considera la abundancia promedio de C en materia orgánica que es 58%, por lo que, el factor de conversión para expresar el 1% C es 100/58.

Nitrógeno total (N)

Se estimó el % de N total a partir de los datos de MO, de acuerdo a la metodología propuesta por Castellanos (2000).

$$N \text{ total} = \% M.O * 0.05 \text{ Ecuación 9.}$$

Donde:

% M.O = Materia Orgánica.

Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

La CIC del suelo se realizó utilizando el método de saturación con acetato de amonio 1N y pH 7, establecido por la NTC (5268/2004). Se pesaron 5 g de suelo secado a 105°C y tamizado a 2 mm, se añadió la muestra a un Erlenmeyer de 250 mL, al cual se le agregaron 30 mL de acetato de amonio y se agitó durante 30 min. Posteriormente se filtró al vacío empleando lavados de 5 porciones de 5 mL de etanol al 96% (v/v) y se descartó el filtrado, seguidamente se

llevó al embudo buchner 5 porciones de 10 mL de cloruro de sodio al 10% (p/v) y se procedió a filtrar al vacío. El filtrado se dispuso en un matraz Erlenmeyer de 250 mL, se añadió 20 mL de formaldehído y se valoró con hidróxido de sodio al 0.2 N en presencia de fenolftaleína como indicador (ICONTEC, 2014)

Para determinar la capacidad de intercambio catiónico en el suelo se utilizó la Ecuación 10:

$$CIC \left(\frac{meq}{100g} \right) = V \times N \times (100 + Pw) \text{ p Ecuación 7.}$$

Donde:

V= volumen de la solución titulante (NaOH) (mL)

N= normalidad del titulante (NaOH) (0.2N)

Pw= porcentaje de humedad del suelo

p= masa del suelo

7.3.2 Análisis microbiológico

Se diluyeron 10 g de suelo en agua peptonada. A partir de esta suspensión se realizó una dilución (10^{-1}) tomando una alícuota de 1mL. Posteriormente, se tomó 50 μ L y se distribuyó en las cajas Petri que contenían agar papa dextrosa (PDA) modificado con 14 mL de ácido tartárico al 10% para inhibir el crecimiento de bacterias. Las muestras fueron incubadas a 25°C durante cinco días. Para cada siembra se emplearon dos controles, un control positivo y un control negativo, con el fin de detectar una posible contaminación en las muestras sembradas.

Posteriormente, se realizaron descripciones macroscópicas de acuerdo con su forma, elevación, margen, superficie, tamaño, textura y pigmentación (Benavides & Hermida, 2008), y descripciones microscópicas de sus estructuras reproductivas (Watanabe, 2010). A partir de estas características se realizó la identificación a nivel de género utilizando la clave taxonómica de

Watanabe (2010). De igual manera, se cuantificaron las unidades formadoras de colonias (UFC) de acuerdo con la Ecuación 11:

$$UFC/g \text{ de suelo} = (NC * FD) / VI. \text{ Ecuación 11.}$$

Donde:

NC= Número de colonias

FD= Factor de dilución

VI= Volumen de inóculo

Adicionalmente, se evaluaron índices ecológicos tales como el índice de Simpson para determinar la dominancia. Para el índice de equidad, se empleó el índice de Shannon-Weaver; el índice Chao 1 para estimarla abundancia en la muestra y ACE (Abundance Coverage Estimator) para estimar el número probable de especies a observar en la muestra. Estos índices fueron utilizados para realizar la curva de acumulación de especies.

Índice de Simpson: Se calculó con la Ecuación 12:

$$\lambda = \sum(n^2/N^2) = \sum P_i^2 \text{ Ecuación 12.}$$

Donde:

P_i = abundancia proporcional de la especie i , lo cual implica obtener el número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra.

n = número de individuos en la i ésima especie.

N = número total de individuos en la muestra.

Índice de Shannon-Weaver: Este índice se calculó con la Ecuación 13:

$$H' = - \sum P_i \ln P_i \text{ Ecuación 13.}$$

Donde:

H' = Diversidad esperada

Índice de Chao 1: se calculó con la Ecuación 14:

$$S_{Chao\ 1} = S_{obs} + \frac{F_1(F_1-1)}{2(F_2+1)} \text{ Ecuación 14.}$$

Donde:

F₁ = Frecuencia de un individuo (singletons) en la muestra.

F₂ = Frecuencia de dos individuos (doubletons) en la muestra.

S_{obs} = Número de especies observadas.

Índice ACE: se calculó con la Ecuación 15:

$$S_{ACE} : S_{abund} + \frac{S_{rare}}{C_{ACE}} + \frac{F_1}{C_{ACE}} \gamma_{ACE}^2 \text{ Ecuación 15.}$$

Donde:

S_{abund} = Número de abundancia UTO (Unidades Taxonómicas Operacionales).

S_{rare} = Número de rareza UTO.

C_{ACE} = Estimador de cobertura de abundancia por muestra.

γ_{ACE}² = Coeficiente estimado de variación de raras UTO.

Análisis estadístico

Con el programa estadístico InfoStat (2017), se calcularon los índices de diversidad de las especies de microhongos. Con los resultados obtenidos de los parámetros fisicoquímicos y las UFC/ g suelo, se realizó un análisis de correlación de Spearman para determinar la influencia de las características fisicoquímicas del suelo en diversidad de los microorganismos edáficos.

8. Resultados

8.1 Resultados fisicoquímicos

Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana

Los suelos de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana exhibieron diferentes características en los parámetros evaluados (Tabla 5). Las muestras presentaron diferentes coloraciones (Figura 11) (5YR 2.5/1, 5YR 2.5/2, 10YR 3.0/2, 7.5YR 2.5/1, 7YR 2.5/2, 2.5YR 2.5/2, 10YR 2.0/1, 2YR 2.5/1, 5YR 3/1, 7.5YR 4/2, 10YR 3/1, 7.5YR 3/2), donde predominó el color 7.5YR 2.5/1.

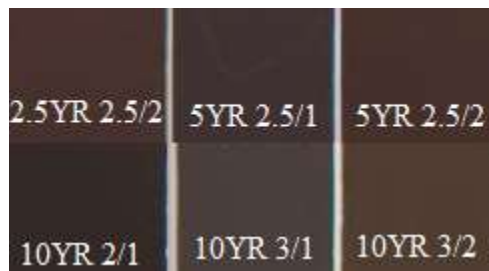


Figura 11. Colores obtenidos en los suelos de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana.

Analizando la tabla 5, se evidencia que el pH del suelo se encontró en el rango óptimo (5.5 – 7.0) para el desarrollo de organismos. La humedad presentó variaciones en un rango de humedad media 25.61% a humedad elevada 43.45%, con un valor promedio de 34.05% (humedad elevada). Por otra parte, el % MO osciló entre muy bajo (0.03%) a bajo (2.3%) según la clasificación planteada por Villar & Villar, 2016. En la textura se presentaron valores de arena entre rangos de 7.33 – 27.86%, arcilla 4.32 – 20.00%, limo 63.21 – 84.58%, dando como resultado tres tipos de suelo: franco limoso, franco arenoso y limoso. El %N se encontró en su mayoría en el intervalo de muy bajo (0%) a bajo (0.11%) exceptuando la muestra 1 con valor de (1.15%), clasificado como muy elevado. El contenido de P fue alto (>30 mg/Kg), al igual que la

CIC (>40 meq/100g). Finalmente, la salinidad con un valor de 0.754 mg/Kg presenta efectos despreciables, es decir, los suelos no son salinos.

Tabla 6.

Parámetros fisicoquímicos del suelo de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana.

| Muestra | Color | pH ±DE | % Humedad ±DE | Textura | % MO ±DE | P (mg/Kg) ±DE | % N ±DE | CIC (meq/100g) ±DE | Salinidad (mg/Kg de sales) ±DE |
|---------|------------|-------------|------------------|------------------|-------------|------------------|-------------|--------------------------|--------------------------------------|
| 1 | 5YR2.5/1 | 5.76 ± 0.12 | 33.92 ± 0.23 | Franco Arcilloso | 2.30 ± 0.18 | 71.39 ± 16.1 | 1.15 ± 0.09 | 58.61 ± 13.2 | 0.50 ± 0.05 |
| 2 | 5YR2.5/1 | 5.60 ± 0.13 | 32.65 ± 0.39 | Franco Limoso | 2.16 ± 0.20 | 68.86 ± 5.32 | 0.11 ± 0.01 | 53.54 ± 2.61 | 0.87 ± 0.04 |
| 3 | 5YR2.5/2 | 5.46 ± 0.19 | 31.51 ± 2.07 | Limo | 0.03 ± 0.03 | 70.73 ± 17.0 | 0.00 ± 0.00 | 51.29 ± 6.06 | 0.82 ± 0.04 |
| 4 | 10YR3.0/2 | 5.90 ± 0.41 | 32.62 ± 0.55 | Franco Limoso | 0.11 ± 0.07 | 51.64 ± 4.18 | 0.01 ± 0.00 | 51.19 ± 5.24 | 0.86 ± 0.19 |
| 5 | 7.5YR2.5/1 | 6.19 ± 0.22 | 33.44 ± 0.56 | Franco Limoso | 0.31 ± 0.07 | 43.44 ± 8.06 | 0.02 ± 0.00 | 50.90 ± 0.70 | 0.98 ± 0.12 |
| 6 | 7.5YR2.5/2 | 6.25 ± 0.12 | 36.70 ± 8.92 | Franco Limoso | 0.78 ± 0.08 | 47.69 ± 11.0 | 0.04 ± 0.00 | 63.55 ± 10.9 | 0.84 ± 0.04 |
| 7 | 7.5YR2.5/2 | 6.00 ± 0.14 | 28.30 ± 0.28 | Limo | 0.50 ± 0.09 | 61.50 ± 10.0 | 0.03 ± 0.00 | 56.77 ± 21.6 | 0.79 ± 0.09 |
| 8 | 2.5YR2.5/2 | 5.18 ± 0.27 | 31.88 ± 1.28 | Limo | 0.23 ± 0.02 | 56.10 ± 1.42 | 0.01 ± 0.00 | 64.71 ± 30.5 | 0.77 ± 0.10 |
| 9 | 10 YR2.0/1 | 5.58 ± 0.07 | 34.39 ± 1.14 | Franco Limoso | 0.17 ± 0.13 | 45.98 ± 13.4 | 0.01 ± 0.01 | 44.21 ± 2.23 | 1.01 ± 0.06 |
| 10 | 10YR2.0/1 | 4.96 ± 0.15 | 34.61 ± 0.45 | Franco Limoso | 0.28 ± 0.09 | 67.23 ± 0.27 | 0.01 ± 0.00 | 58.27 ± 10.7 | 0.68 ± 0.07 |
| 11 | 10YR2.0/1 | 5.10 ± 0.11 | 34.29 ± 0.33 | Franco Limoso | 1.65 ± 0.05 | 48.09 ± 17.7 | 0.08 ± 0.00 | 46.14 ± 2.85 | 0.90 ± 0.11 |
| 12 | 5YR2.5/1 | 5.93 ± 0.13 | 43.45 ± 2.70 | Franco Limoso | 1.34 ± 0.05 | 75.87 ± 2.54 | 0.07 ± 0.00 | 67.19 ± 4.21 | 0.63 ± 0.15 |
| 13 | 2.5YR2.5/1 | 6.34 ± 0.18 | 42.59 ± 0.64 | Franco Limoso | 0.46 ± 0.07 | 72.52 ± 4.80 | 0.02 ± 0.00 | 66.59 ± 13.0 | 0.74 ± 0.20 |
| 14 | 5YR3.0/1 | 6.30 ± 0.13 | 41.20 ± 2.47 | Franco Limoso | 0.30 ± 0.04 | 51.84 ± 19.2 | 0.01 ± 0.00 | 67.98 ± 13.8 | 0.77 ± 0.04 |
| 15 | 7.5YR4.0/1 | 6.57 ± 0.07 | 34.94 ± 0.52 | Franco Limoso | 0.79 ± 0.08 | 73.07 ± 19.3 | 0.04 ± 0.00 | 56.28 ± 18.2 | 0.71 ± 0.15 |
| 16 | 10YR3.0/1 | 6.26 ± 0.12 | 31.07 ± 0.95 | Franco Limoso | 0.58 ± 0.11 | 67.30 ± 13.1 | 0.03 ± 0.01 | 69.22 ± 5.42 | 0.56 ± 0.24 |
| 17 | 5YR3.0/1 | 6.61 ± 0.04 | 26.49 ± 3.60 | Franco Limoso | 0.51 ± 0.09 | 87.33 ± 1.09 | 0.03 ± 0.00 | 52.78 ± 17.0 | 0.66 ± 0.22 |
| 18 | 7.5YR3.0/1 | 7.08 ± 0.22 | 25.62 ± 0.86 | Franco Limoso | 0.78 ± 0.07 | 62.28 ± 1.86 | 0.04 ± 0.00 | 65.98 ± 4.75 | 0.61 ± 0.15 |
| 19 | 7.5YR3.0/1 | 6.09 ± 0.47 | 34.78 ± 1.67 | Franco Limoso | 0.26 ± 0.07 | 55.39 ± 9.72 | 0.01 ± 0.00 | 50.43 ± 3.67 | 0.51 ± 0.04 |
| 20 | 5YR2.5/1 | 6.26 ± 0.35 | 36.47 ± 1.27 | Franco Limoso | 0.52 ± 0.08 | 64.22 ± 3.17 | 0.03 ± 0.00 | 51.78 ± 3.37 | 0.87 ± 0.90 |

Desviación Estándar. MO: Materia Orgánica. P: Fósforo. N: Nitrógeno total. CIC: Capacidad de Intercambio Catiónico

Humedal El Limón

Las muestras exhibieron diferentes coloraciones (10YR 4/4, 10YR 3/4, 7.5YR 4/4, 10YR4/3, 10YR 4/6, 7.5YR 3/2, 10YR 3/2), donde predominó el color 10YR 4/4 (Figura 12).

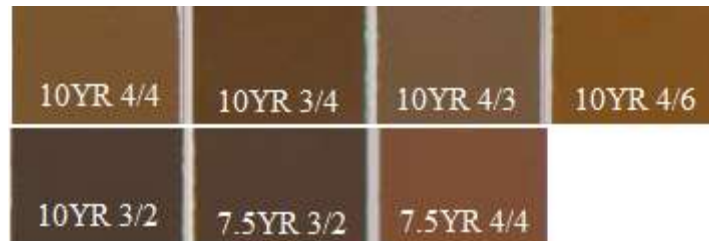


Figura 12. Colores obtenidos en los suelos del Humedal El Limón.

El suelo del Humedal El Limón presentó variabilidad en sus características de acuerdo con los parámetros evaluados (Tabla 6). El pH del suelo estuvo en el rango óptimo (5.5 – 7.0). En cuatro muestras (4, 5, 9 y 10), las demás muestras estuvieron por debajo de este intervalo (4.63 – 5.41). La humedad presentó variaciones en un rango de 5.91% - 19.12%, con un valor promedio de 9.48% (humedad baja) que determina un nivel bajo y medio bajo (Garrido, 1994). Todos los suelos presentaron textura limosa. El %MO fue bajo con rangos entre 0.6 - 1.5%. Por el contrario, el contenido de P fue alto (>30mg/Kg), al igual que la CIC (>40meq/100g). El %N presentó un intervalo entre muy bajo (0%) y muy elevado (0.37%). Finalmente, la salinidad fue de 0.1458 mg/Kg, es decir, sus efectos sobre el suelo son despreciables.

Tabla 7.

Parámetros fisicoquímicos del suelo del Humedal El Limón

| Muestra | Color | pH ±DE | % Humedad ±DE | Textura | % MO ±DE | P(mg/Kg) ±DE | % N ±DE | CIC (meq/100g) ±DE | Salinidad (mg/Kg) ±DE |
|----------------|--------------|-------------------|------------------------------|----------------|---------------------|-------------------------|--------------------|-----------------------------------|--------------------------------------|
| 1 | 10 YR 4/4 | 4.91 ± 0.10 | 12.0 ± 8.29 | Limoso | 0.75 ± 0.13 | 53.4 ± 4.27 | 0.37 ± 0.07 | 12.4 ± 1.40 | 0.12 ± 0.01 |
| 2 | 10 YR 3/4 | 5.41 ± 0.12 | 19.1 ± 16.6 | Limoso | 1.13 ± 0.24 | 67.0 ± 2.85 | 0.06 ± 0.01 | 11.3 ± 8.65 | 0.18 ± 0.04 |
| 3 | 7.5 YR 4/4 | 4.64 ± 0.34 | 8.16 ± 2.17 | Limoso | 0.84 ± 0.08 | 53.2 ± 11.6 | 0.00 ± 0.00 | 6.60 ± 1.07 | 0.07 ± 0.00 |
| 4 | 10 YR 4/3 | 6.34 ± 0.01 | 5.91 ± 0.18 | Limoso | 1.00 ± 0.18 | 77.3 ± 12.9 | 0.05 ± 0.01 | 5.88 ± 0.40 | 0.19 ± 0.23 |
| 5 | 10 YR 4/6 | 6.02 ± 0.05 | 8.25 ± 0.09 | Limoso | 1.26 ± 0.13 | 110.5 ± 9.65 | 0.06 ± 0.01 | 8.69 ± 1.11 | 0.15 ± 0.03 |
| 6 | 10 YR 4/4 | 5.15 ± 0.16 | 7.05 ± 0.50 | Limoso | 1.19 ± 0.02 | 85.0 ± 17.2 | 0.06 ± 0.00 | 8.08 ± 0.69 | 0.11 ± 0.01 |
| 7 | 7.5 YR 3/2 | 5.01 ± 0.13 | 7.40 ± 0.20 | Limoso | 1.35 ± 0.15 | 72.85 ± 5.48 | 0.07 ± 0.01 | 9.11 ± 0.62 | 0.21 ± 0.02 |
| 8 | 10 YR 4/6 | 5.09 ± 0.20 | 12.0 ± 4.99 | Limoso | 1.29 ± 0.16 | 92.2 ± 8.19 | 0.06 ± 0.01 | 8.31 ± 0.94 | 0.13 ± 0.01 |
| 9 | 10 YR 3/2 | 5.57 ± 0.32 | 7.47 ± 0.22 | Limoso | 1.35 ± 0.15 | 109.1 ± 5.8 | 0.07 ± 0.01 | 7.68 ± 0.42 | 0.14 ± 0.04 |
| 10 | 10 YR 4/4 | 6.43 ± 0.03 | 7.33 ± 0.19 | Limoso | 1.29 ± 0.16 | 72.2 ± 15.8 | 0.06 ± 0.01 | 8.50 ± 0.90 | 0.16 ± 0.04 |

DE: Desviación Estándar. MO: Materia Orgánica. P: Fosforo. N: Nitrógeno total. CIC: Capacidad de Intercambio Catiónico

8.2 Resultados microbiológicos

Reserva Natural Banco Totumo–Bijibana

En el suelo de la Reserva Natural Banco Totumo–Bijibana se encontraron las siguientes especies: *Aspergillus candidus*, *Aspergillus ochraceus*, *Aspergillus clavatus* y *Aspergillus flavus*. El género que predominó fue *Aspergillus*.

A continuación, se describen macro y microscópicamente:

***Aspergillus candidus*:** Macroscópicamente este hongo posee esporas blancas, topografía lisa, textura arenosa o algodonosa y de color blanco pálido, borde regular, colonia redonda (Figura 13). Microscópicamente se observa 5.0 – 10µm de diámetro de conidióforo hialino con paredes lisas. Vesícula globosa con 10 – 20 µm de diámetro. Fialides de 5 - 8.0 x 2.5 – 3.5 µm, Métulas 5 – 8.0 x 2 – 3.0 µm. Conidios globosos a subglobosos, hialinos 3.5 – 4.0 µm (Figura 14).



Figura 13. Hongo *Aspergillus candidus* en medio de cultivo.

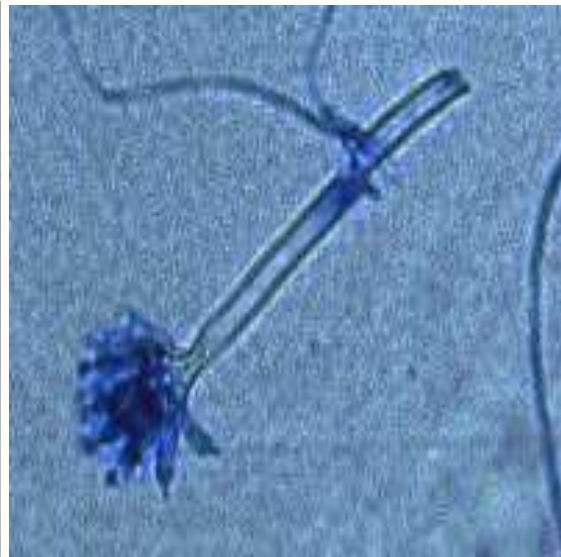


Figura 14. Hongo *Aspergillus candidus* observado microscópicamente (resolución 40X)

Aspergillus ochraceus: Macroscópicamente posee esporas que van desde el color negro, hasta el púrpura, rojo y rosado, textura polvorienta con borde blanco e irregular, y de topografía lisa (Figura 15). Microscópicamente se muestra con vesícula globosa, hialina con diámetro de hasta 60 μm . Fialides de 11 x 2.0 μm ; Metulas 15 x 5.0 – 5.5 μm ; Conidios globosos a subglobosos de diámetro 3.5 – 5.0 μm (Figura 16).



Figura 15. Hongo *Aspergillus ochraceus* en medio de cultivo

Figura 16. Hongo *Aspergillus ochraceus* observado microscópicamente (resolución 40x)

Aspergillus clavatus: Macroscópicamente presenta micelios grisáceos con textura polvorienta y de algodón, las colonias son de forma redonda con bordes irregulares (Figura 17).

Microscópicamente posee conidióforos largos, hialinos de paredes lisas; las fialides crecen sobre la vesícula con tamaño de 7 – 8.0 x 2 – 3.0 μm . Conidios globosos que se aglomeran en masas de 3.0 – 4.5 x 2.5 – 4.5 μm (Figura 18).



Figura 17. Hongo *Aspergillus clavatus* en medio cultivo

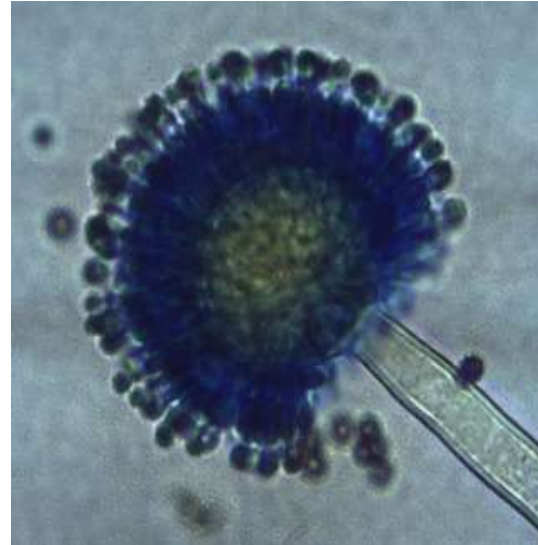


Figura 18. Hongo *Aspergillus clavatus* observado microscópicamente (resolución 40X).

***Aspergillus Flavus*:** Macroscópicamente tiene textura algodonosa, margen de la colonia de color blanco y micelios de color gris, blanco o crema oscuro (Figura 19). Microscópicamente conidióforos hialinos, es de vesícula globosa a subglobosa de 20 – 35 μm de diámetro, fialides de 6 – 10 x 4.0 – 5.5 μm , crecen directamente sobre la vesícula o en las metulas; metulas 6.5 – 10 x 3 – 5.0 μm , conidios globosos a subglobosos 3.4 μm de diámetro (Figura 20).

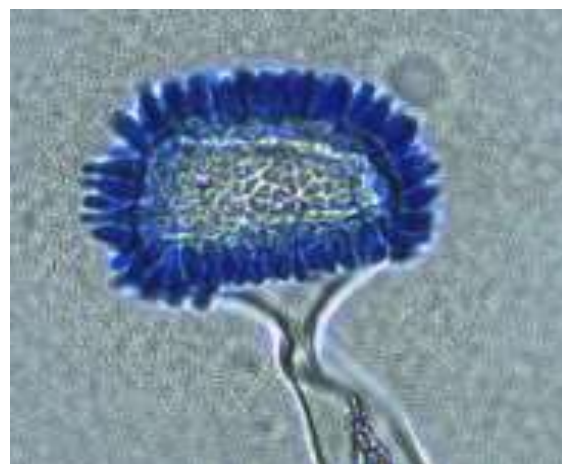


Figura 19. Hongo *Aspergillus flavus* en medio cultivo

Figura 20. Hongo *Aspergillus flavus* observado microscópicamente (resolución 40X).

El valor promedio de UFC/g suelo por especie de hongo encontrado en las muestras edáficas de la Reserva Banco de Totumo-Bijibana fueron: 3,240 para *Aspergillus candidus*; 6,275 para *Aspergillus ochraceus*; 3,080 para *Aspergillus clavatus*, y 5,900 para *Aspergillus flavus*. En la tabla 8 se muestran los resultados de UFC/g suelo por cada punto de muestreo.

Tabla 8.

UFC/g suelo de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana.

| Muestra (Suelos) | Especie | UFC/g \pm DE |
|------------------|---------------------|--------------------|
| 1 | <i>A. candidus</i> | 3200 \pm 1740.41 |
| 2 | <i>A. ochraceus</i> | 7000 \pm 1740.41 |
| 3 | <i>A. clavatus</i> | 3200 \pm 1740.41 |
| 4 | <i>A. candidus</i> | 3200 \pm 1740.41 |
| 5 | <i>A. clavatus</i> | 3000 \pm 1740.41 |
| 6 | <i>A. ochraceus</i> | 6800 \pm 1740.41 |
| 7 | <i>A. candidus</i> | 3200 \pm 1740.41 |
| 8 | <i>A. flavus</i> | 5800 \pm 1740.41 |
| 9 | <i>A. ochraceus</i> | 6600 \pm 1740.41 |
| 10 | <i>A. ochraceus</i> | 6800 \pm 1740.41 |
| 11 | <i>A. flavus</i> | 6000 \pm 1740.41 |
| 12 | <i>A. clavatus</i> | 3200 \pm 1740.41 |
| 13 | <i>A. ochraceus</i> | 6600 \pm 1740.41 |
| 14 | <i>A. clavatus</i> | 3000 \pm 1740.41 |
| 15 | <i>A. clavatus</i> | 3000 \pm 1740.41 |
| 16 | <i>A. candidus</i> | 3200 \pm 1740.41 |
| 17 | <i>A. ochraceus</i> | 6600 \pm 1740.41 |
| 18 | <i>A. ochraceus</i> | 6600 \pm 1740.41 |
| 19 | <i>A. candidus</i> | 3400 \pm 1740.41 |
| 20 | <i>A. ochraceus</i> | 3200 \pm 1740.41 |

DE: Desviación estándar

8.2.2 Humedal El Limón

Para el Humedal El Limón ubicado en el corregimiento de las compuertas se obtuvieron 3 especies de hongos, *Mucor sp*, *Aspergillus ochraceus* y *Aspergillus flavus*. A continuación, se describe macro y microscópicamente el género *Mucor*:

Mucor sp.: Macroscópicamente sus colonias son de color blanco, beige o gris, es común que sus colonias cambien de los colores previamente mencionados a un color marrón, debido a la aparición de esporas (Figura 21). Microscópicamente se visualizan hifas, esporangióforos, esporangios y esporas no separadas o escasamente septadas, esporádicas (esporas) y esporas de diámetro entre 6.0 - 15 μm . Algunas especies también pueden producir artrosporas intercaladas o terminales (oidias) localizadas a través o al final de las hifas y algunas clamidiosporas. Los esporangióforos son cortos, erectos, se afilan hacia sus ápices y pueden formar ramas simpodiales cortas. Los esporangios son redondos, de 50 – 300 μm de diámetro, de color gris a negro, y están llenos de esporangiosporas. Las esporangiosporas son redondas, 4.0 – 8.0 μm de diámetro o ligeramente alargadas. Las zigosporas, si están presentes, surgen del micelio (Figura 22).



Figura 21. Hongo *Mucor sp.* en medio cultivo**Figura 22.** Hongo *Mucor sp.* observado microscópicamente (resolución 40X).

El valor promedio de UFC/g suelo por especie de hongo encontrado en las muestras edáficas del Humedal el Limon fueron: 6,600 para *Aspergillus ochraceus*; 5,900 para *Aspergillus flavus*, y 1,900 para *Mucor sp.* En la tabla 9, se muestran los resultados de UFC/g suelo por cada punto de muestreo.

Tabla 9.

UFC/g suelo del Humedal El Limón.

| Muestra (Suelos) | Especie | UFC/g ± DE |
|-------------------------|---------------------|-------------------|
| 1 | <i>A.flavus</i> | 6000 ± 2269.80 |
| 2 | <i>Mucros sp</i> | 2000 ± 2269.80 |
| 4 | <i>A. flavus</i> | 5800 ± 2269.80 |
| 6 | <i>Mucros sp</i> | 1800 ± 2269.80 |
| 7 | <i>A. ochraceus</i> | 6600 ± 2269.80 |
| 10 | <i>A. ochraceus</i> | 6600 ± 2269.80 |

DE = Desviación estándar.

8.3 Resultados de índices ecológicos y curvas de acumulación de especies

Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana

En la evaluación de los índices de diversidad para la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana (Tabla 10) se obtuvieron 4 especies del género *Aspergillus*, de las 54 especies esperadas según lo indicado por los estimadores ACE y Chao 1. Así mismo, el índice de Simpson evidencia que existe una probabilidad de 41.52% de que dos individuos sacados al azar de una muestra correspondan a la misma especie, igualmente el índice de Shannon-Weaver indica que la uniformidad de especies en abundancia fue de 46.67. La curva de acumulación de especies (Figura 23) alcanzó la asíntota en 4 (número de especies), lo cual coincide con el número de especies encontradas en el análisis microbiológico.

Tabla 10.

Índices de diversidad para el suelo de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana.

| Índice ACE | Índice Chao 1 | Índice Simpson | Índice Shannon |
|---------------|------------------|-------------------|-------------------|
| 54 | 54 | 41.52 | 46.74 |

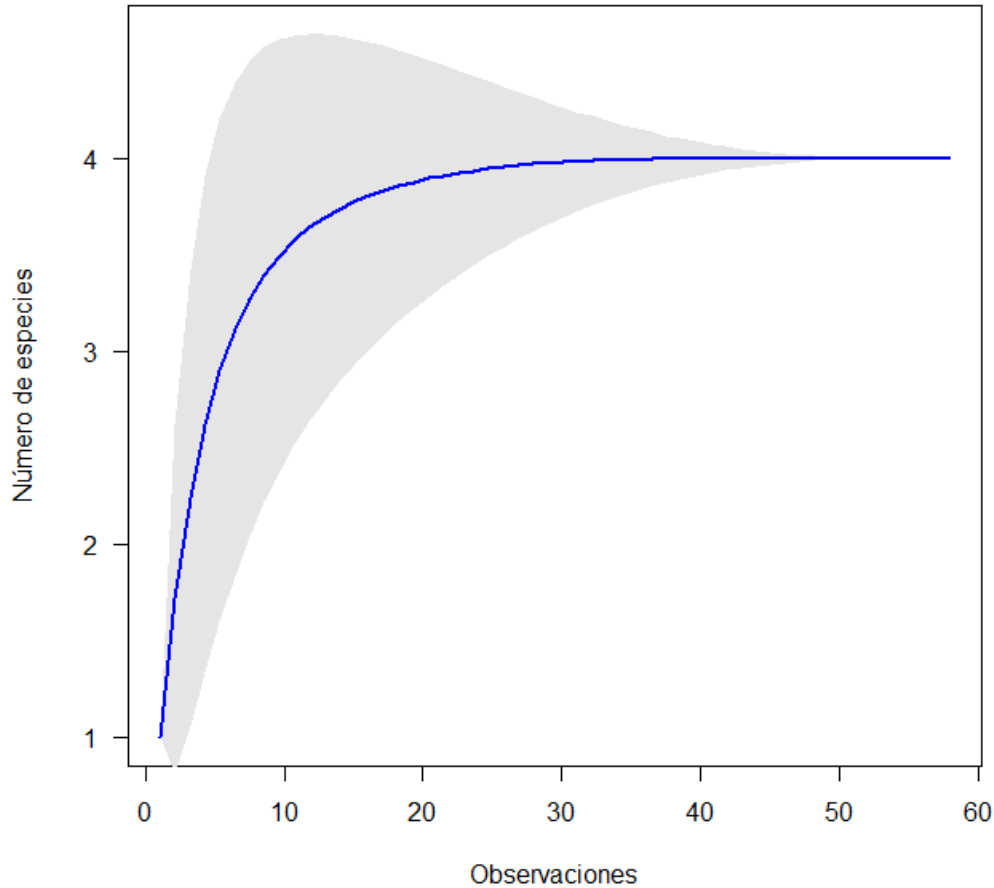


Figura 23. Curva de Acumulación de Especies para la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana.

Humedal El Limón

En la evaluación de los índices de diversidad para el Humedal El limón (Tabla 11) se obtuvo 3 especies de hongos de dos diferentes géneros *Aspergillus* y *Mucor sp*, de 14 especies esperadas según los estimadores ACE y Chao 1. El índice de Simpson indicó una probabilidad de 13.04% de que dos individuos tomados al azar de una muestra correspondieran a la misma especie. Igualmente, el índice de Shannon-Weaver señaló que la uniformidad de especies en abundancia fue de 13.46. Así mismo, la curva de acumulación de especies para esta zona mostró una asíntota parcial en 3 (número de especies), lo cual también coincide con el número de especies obtenidas en el análisis microbiológico (Figura 24).

Tabla 101.

Índices de diversidad para el suelo de Humedal El Limón.

| Índice ACE | Índice Chao 1 | Índice Simpson | Índice Shannon |
|------------|---------------|----------------|----------------|
| 14 | 14 | 13.04 | 13.46 |

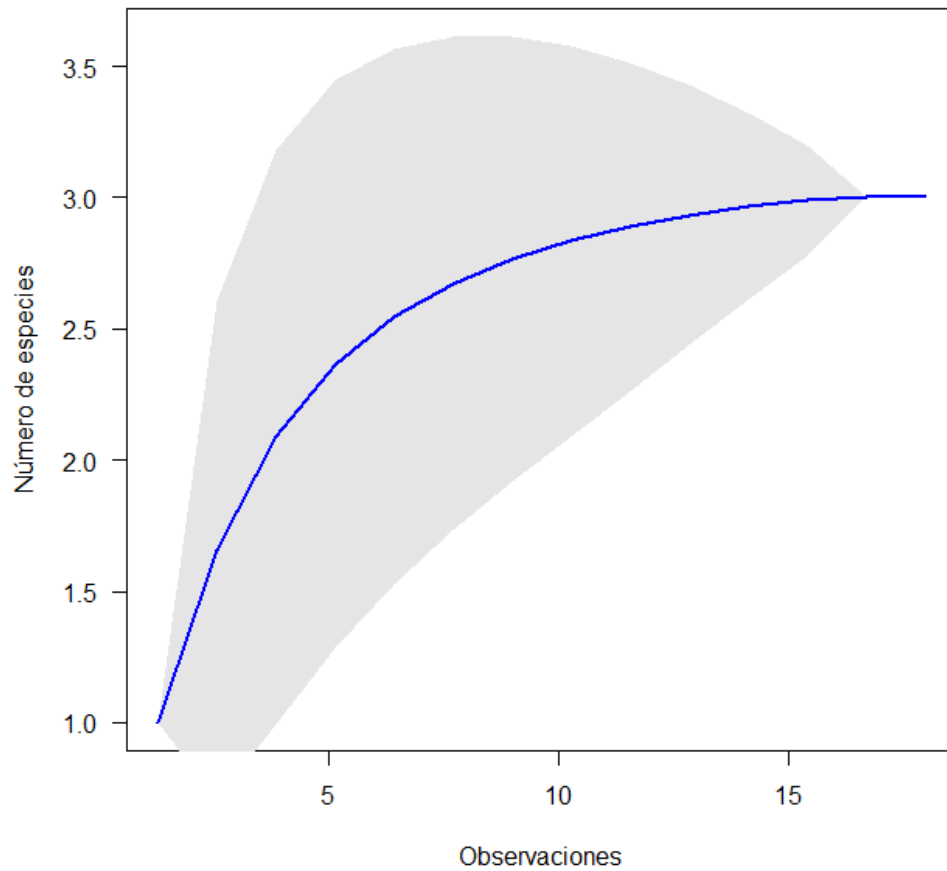


Figura 24. Curva de Acumulación de Especie para Humedal El Limón.

8.4 Resultados análisis estadísticos

Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana

En la Tabla 12 se evidencia los resultados de la correlación realizada entre los datos fisicoquímicos y las UFC/g suelo de las muestras recolectadas en la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana. Los resultados indicaron correlación ($p \leq 0.05$) entre el N total del suelo y la diversidad de los microorganismos edáficos *Aspergillus candidus* y *Aspergillus clavatus*. Así mismo, se observó una afinidad entre *Aspergillus clavatus* y el porcentaje de humedad ($p \leq 0.02$).

Humedal El Limón

En la Tabla 13 se observa la correlación entre los resultados fisicoquímicos y las UFC/g suelo de las muestras recolectadas en el Humedal El Limón en el corregimiento de Las Compuertas. Este análisis indicó correlación ($p \leq 0.01$) entre MO del suelo y la diversidad de los microorganismos edáficos como el *Aspergillus ochraceus* y *Aspergillus flavus*.

Tabla 12.

Correlación de los parámetros fisicoquímicos con las especies encontradas en las muestras de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana.

| | pH | % Humedad | % Arena | % Arcilla | % Limo | % MO | P (mg/Kg) | % N | CIC (meq/100g) | Salinidad (mg/Kg) | Sp1 | Sp2 | Sp3 | Sp4 |
|----------------------|-----------|--------------|------------|--------------|-----------|---------|--------------|-------|-------------------|----------------------|-------------|-------|-------------|------|
| | P – Valor | | | | | | | | | | | | | |
| pH | - | 0.45 | 0.86 | 0.20 | 0.17 | 0.51 | 0.80 | 0.86 | 0.93 | 0.23 | 0.06 | 0.26 | 0.75 | 1.00 |
| % Humedad | 0.24 | - | 0.02 | 0.04 | 0.67 | 0.84 | 0.55 | 0.30 | 0.39 | 0.29 | 0.06 | 0.97 | 0.02 | 1.00 |
| % Arena | 0.05 | 0.72 | - | 0.10 | 0.75 | 0.10 | 0.98 | 0.55 | 0.69 | 0.71 | 0.65 | 0.87 | 0.22 | 1.00 |
| % Arcilla | 0.41 | 0.64 | 0.52 | - | 0.18 | 0.95 | 0.42 | 0.51 | 0.53 | 0.71 | 0.50 | 0.47 | 0.38 | 1.00 |
| % Limo | -0.44 | -0.14 | -0.10 | -0.43 | - | 0.71 | 0.31 | 0.91 | 0.44 | 0.11 | 0.63 | 0.73 | 0.88 | 1.00 |
| % MO | 0.21 | -0.06 | -0.53 | 0.02 | 0.12 | - | 0.31 | 0.16 | 0.34 | 0.53 | 0.37 | 0.66 | 0.49 | 1.00 |
| P (mg/Kg) | 0.08 | 0.19 | 0.01 | 0.25 | 0.32 | 0.32 | - | 0.14 | 0.30 | 0.60 | 0.53 | 0.84 | 0.68 | 1.00 |
| % N | 0.05 | 0.33 | -0.19 | 0.21 | 0.04 | 0.45 | 0.46 | - | 0.13 | 0.86 | 0.05 | 0.49 | 0.05 | 1.00 |
| CIC (meq/100g) | 0.03 | 0.27 | 0.13 | 0.20 | -0.25 | 0.30 | 0.33 | 0.47 | - | 0.69 | 0.56 | 0.08 | 0.40 | 1.00 |
| Salinidad (mg/Kg) | -0.38 | 0.34 | 0.12 | -0.12 | 0.50 | 0.20 | -0.16 | 0.05 | -0.13 | - | 0.96 | 0.97 | 0.27 | 1.00 |
| sp1 | 0.58 | 0.59 | 0.15 | 0.23 | -0.16 | 0.30 | 0.21 | 0.61 | 0.20 | 0.02 | - | 0.01 | 0.01 | 0.24 |
| sp2 | -0.37 | -0.01 | 0.06 | 0.24 | -0.12 | -0.15 | 0.07 | 0.23 | 0.54 | 0.01 | -0.36 | - | 0.00 | 0.10 |
| sp3 | 0.11 | -0.68 | -0.40 | -0.29 | 0.05 | 0.23 | -0.14 | -0.60 | -0.28 | -0.36 | -0.32 | -0.45 | - | 0.14 |
| sp4 | 0.00 | 0.00 | 0.00 | 0.00 | 0.00 | 0.00 | 0.00 | 0.00 | 0.00 | 0.00 | -0.16 | -0.22 | -0.19 | - |

Sp1 = *Aspergillus candidus*, Sp2 = *Aspergillus ochraceus*, Sp3 = *Aspergillus clavatus*, Sp4 = *Aspergillus flavus*

Tabla 13.

Correlación de los parámetros fisicoquímicos con las especies encontradas en las muestras del Humedal El Limón

| | pH | % Humedad | % Arena | % Arcilla | % Limo | % MO | P (mg/Kg) | % N | CIC (meq/100g) | Salinidad (mg/Kg) | Sp2 | Sp4 | Sp5 |
|----------------------|-------|--------------|------------|--------------|-----------|---------|--------------|------|-------------------|----------------------|-------------|-------------|------|
| | | | | | | | P – valor | | | | | | |
| pH | - | 0.58 | 0.03 | 0.14 | 0.07 | 0.60 | 0.23 | 0.01 | 0.03 | 0.92 | 0.51 | 0.44 | 0.52 |
| % Humedad | -0.14 | - | 0.06 | 0.00 | 0.01 | 0.76 | 0.44 | 0.32 | 0.03 | 0.25 | 0.76 | 0.07 | 0.93 |
| % Arena | -0.54 | 0.46 | - | 0.00 | 0.00 | 0.44 | 0.26 | 0.18 | 0.10 | 0.31 | 0.29 | 0.48 | 0.52 |
| % Arcilla | -0.36 | 0.83 | 0.72 | - | 0.00 | 0.48 | 0.09 | 0.34 | 0.04 | 0.65 | 0.42 | 0.45 | 0.73 |
| % Limo | 0.45 | -0.61 | -0.91 | -0.90 | - | 0.31 | 0.10 | 0.34 | 0.09 | 0.60 | 0.26 | 0.91 | 0.62 |
| % MO | 0.13 | 0.08 | -0.19 | -0.18 | 0.25 | - | 0.06 | 0.41 | 0.63 | 0.11 | 0.01 | 0.00 | 0.26 |
| P (mg/Kg) | 0.29 | -0.19 | -0.27 | -0.41 | 0.40 | 0.45 | - | 0.12 | 0.19 | 0.65 | 0.80 | 0.10 | 0.36 |
| % N | -0.61 | 0.25 | 0.33 | 0.24 | -0.24 | 0.21 | -0.38 | - | 0.00 | 0.63 | 0.40 | 0.70 | 0.77 |
| CIC (meq/100g) | -0.51 | 0.54 | 0.40 | 0.50 | -0.42 | 0.12 | -0.31 | 0.70 | - | 0.74 | 0.98 | 0.80 | 0.53 |
| Salinidad (mg/Kg) | 0.03 | 0.28 | 0.25 | 0.11 | -0.13 | 0.39 | 0.11 | 0.12 | 0.08 | - | 0.07 | 0.11 | 0.65 |
| Sp2 | 0.17 | 0.08 | -0.26 | -0.20 | 0.28 | 0.61 | 0.07 | 0.21 | -0.01 | 0.43 | - | 0.05 | 0.33 |
| Sp4 | -0.19 | -0.43 | 0.18 | -0.19 | -0.03 | -0.72 | -0.40 | 0.10 | -0.07 | -0.39 | -0.48 | - | 0.33 |
| Sp5 | -0.16 | 0.02 | 0.16 | 0.09 | -0.12 | 0.28 | 0.23 | 0.07 | 0.16 | -0.11 | -0.24 | -0.24 | - |

Sp2 = *Aspergillus ochraceus*, Sp4 = *Aspergillus flavus*, Sp5 = *Mucor sp.*

9. Discusión

La diversidad de microorganismos en los suelos de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana fue baja de acuerdo a lo estimado por los índices Chao1, esto podría ser atribuido al incendio que se presentó en la reserva en el año 2014. Martínez *et al.* (1991), afirman que durante un incendio en los 2.5 cm de profundidad superficial en el suelo se puede alcanzar una temperatura no mayor a 200°C, que afecta negativamente tanto a la microfauna y la microflora del suelo destruyéndolas casi en su totalidad, siendo los microorganismos fijadores de nitrógeno y los actinomicetos los que presentan un estímulo positivo ante este fenómeno, mientras que el resto de los hongos tienden a disminuir su presencia y actividad. Los incendios forestales también afectan a los ciclos biológicos de los nutrientes logrando desestabilizarlos, esto debido a la disminución de microorganismos que ayudan a procesos de descomposición de compuestos orgánicos y fitodisponibilidad de nutrientes (Mataix *et al.*, 2011).

Por otra parte, un incendio forestal puede afectar las propiedades fisicoquímicas del suelo como pH, CE, estructura, textura, porosidad, MO y CIC (Mataix *et al.*, 2011). El pH del suelo puede incrementar debido a las cenizas que contienen altas cantidades de carbonato potásico. La MO sufre una disminución debido a que, temperaturas mayores a los 450°C puede causar su combustión, en caso de que el incendio sea severo se presentaría un efecto contrario, es decir, aumentaría (Martínez *et al.*, 1991). La desaparición de la cobertura vegetal del suelo a causa del incendio hace que este quede desprotegido, cambiando de esta forma su textura llegando a tener impactos negativos en su estabilidad (Ubeday *et al.*, 1996).

Los valores de pH para los suelos de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana se encontraron en un rango de 5.0 – 7.0, valor adecuado para el crecimiento de hongos descomponedores. En cuanto a la MO, humedad y N, las muestras 3, 4, 5, 7 y 9 presentaron

valores bajos en comparación con las otras muestras, estos parámetros explican el pobre crecimiento de biodiversidad fúngica, ya que la mayoría de las especies identificadas en el estudio son descomponedores de MO y muchos de ellos se desarrollan encima de la materia en descomposición, por lo cual, al haber un bajo nivel de MO las poblaciones de hongos se pueden ver afectadas (Martínez *et al.*, 2013). Otro factor puede ser que el agua disponible (aw) de la zona en específica donde se tomaron dichas muestras no era suficiente para el crecimiento óptimo de los hongos (Gimeno, 2002).

Los suelos del Humedal El Limón presentaron valores de parámetros fisicoquímicos en su mayoría clasificados como bajos exceptuando los valores de P y CIC los cuales fueron altos. A pesar de que la actividad ganadera favorece a la MO presente en el suelo, el crecimiento de hongos fue pobre en las muestras del suelo evaluadas, esto podría estar relacionado con el porcentaje humedad, ya que este se encuentra por debajo de 11%. Estos % humedad puede afectar negativamente el crecimiento de los hongos, puesto que sus esporas permanecerán inactivas hasta que las condiciones sean favorables para su desarrollo (Tang *et al.*, 2015). Las características fisicoquímicas evaluadas indican una baja diversidad ecológica microbiana de especies en esta zona de muestreo, posiblemente, ocasionado por la inundación que se presentó en este sector por la ruptura del canal del Dique en el año 2010 (Sánchez, 2011). Además, la actividad ganadera que existe en el área puede erosionar el suelo, afectando negativamente su calidad y por ende los nutrientes necesarios para un correcto desarrollo de la microfauna.

La inundación no sólo afecta negativamente a la microfauna “ahogándolas” debido al aumento del nivel del agua (Agrovoz, 2016), sino que también afecta el pH del suelo, cuando un suelo se inunda el pH tiende a estar en un rango neutro (6.5 a 7.5) sin importar su rango previo. Si el suelo era alcalino se reducirá y si el suelo era ácido se incrementará, este es un cambio que

puede llevar semanas en materializarse dependiendo del tipo de suelo, niveles de MO, población microbiana, temperatura y otras propiedades químicas del suelo. Así mismo, el P del suelo sufre un incremento durante la inundación y se atribuye a la reducción de fosfatos férricos a fosfatos ferrosos (Snyder *et al.*, 2002). En el estudio, se encontró que el contenido de P fue alto para ambos suelos analizados, esto puede ser atribuido al contenido de MO cuanto más rico es material original mayor será la disponibilidad de P en el suelo. Además, es una fuente permanente de este elemento gracias a los procesos de descomposición y mineralización (Sanzano, 2016). El contenido de MO es fundamental para la fertilidad de un suelo por su aporte de nutrientes tanto para las plantas y los microorganismos (Andrades *et al.*, 2014).

Las especies identificadas en ambos suelos fueron: *Aspergillus candidus* (Sp1), la cual puede llegar a contaminar la materia en descomposición y las cosechas (Martínez *et al.*, 2013). *Aspergillus ochraceus* (Sp2), una de las especies a destacar, debido a que tiene la propiedad de combatir la contaminación producida por los herbicidas y de degradar la MO (Romero *et al.*, 2008). *Aspergillus clavatus* (Sp3), se puede encontrar en el suelo descomponiendo la MO (Raper *et al.*, 1965) y restos de insectos (Domsch *et al.*, 1980). *Aspergillus flavus* (Sp4), es una especie importante por su característica termotolerante, llegando a soportar temperaturas mayores a 70°C (Hedayati *et al.*, 2007). Finalmente, *Mucor sp* (Sp5), que no pudo ser identificado a nivel de especie, fue encontrado únicamente en el suelo del Humedal El Limón, comúnmente se puede encontrar en el suelo y sobre la superficie de las plantas, así como en el material vegetal en descomposición (Karyanto *et al.*, 2012). La presencia de todas estas especies en los dos suelos estudiados puede ser atribuido a su característica descomponedora de MO (Martínez *et al.*, 2013).

Barrios & Sandoval (2018) afirman que los fertilizantes tienden a alterar las propiedades fisicoquímicas y biológicas del suelo. Sin embargo, algunas poblaciones de microhongos como *Rhizopus stolonifer*, *Vuillemin sp*, *Trichoderma sp*, *Pythium sp*, *Penicillium sp*, *Mycelia sterilia* y *Sclerotium sp*; son especies que pueden sobrevivir al uso de los fertilizantes y causar graves daños a los cultivos. Por otro lado, poblaciones como las de *Trichoderma sp* son utilizadas frecuentemente en la agricultura para control de fitopatógenos, ya que pueden limitar el crecimiento y desarrollo óptimo de hongos e insectos perjudiciales para el cultivo. Característica muy similar mencionada por Romero *et al.* (2008) para el hongo *Aspergillus ochraceus* debido a que este hongo a pesar de no obstaculizar el crecimiento de otros hongos dañinos, si limita el desarrollo de hierbas perjudiciales que pueden llegar a crecer en un terreno.

La curva de acumulación de especies para los suelos de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana alcanzó la asíntota, es decir, se registró la totalidad de especies esperadas para estas muestras por lo que las observaciones realizadas en las muestras colectadas fueron suficientes para describir la riqueza de las especies. Por otro lado, los suelos del Humedal El Limón lograron alcanzar una asíntota parcial en la curva de acumulación de especies. Jiménez *et al.* (2003), reportan que esto puede estar relacionado con que la calidad del inventario estuvo por debajo de la esperada para la cantidad de muestras de suelo recolectadas.

Para la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana, se encontró correlación entre el N y los microorganismos *Aspergillus candidus* (Sp1) y *Aspergillus clavatus* (Sp3), posiblemente relacionado con incendio forestal que se presentó en el área en el año 2014. Según Abril *et al.* (1999), el incremento de temperatura y el aporte de cenizas son dos factores principales que asisten a la compleja respuesta del suelo frente a las quemadas. En este sentido, el fuego afecta el ciclo nutricional de los elementos, donde la MO es rápidamente mineralizada y el ciclo biológico

de los nutrientes transformado. Por otra parte, se evidenció una correlación entre el % humedad y la especie *Aspergillus clavatus* (Sp3), Arrúa *et al.*, 2013, sostiene que la humedad junto a la temperatura son los factores principales para el correcto desarrollo del género *Aspergillus*, por lo tanto, se puede inferir que el % humedad del suelo es el óptimo para el crecimiento del hongo *Aspergillus clavatus*.

Por otro lado, El Humedal El Limón mostró correlación entre la MO del suelo y las especies *Aspergillus ochraceus* (Sp2) y *Aspergillus flavus* (Sp4). Calvo *et al.* (2008) mencionan que una mayor diversidad de microorganismos puede favorecer la presencia de un mayor porcentaje de MO.

Conclusiones

La determinación de parámetros fisicoquímicos en suelos puede contribuir a la generación de información de la calidad del suelo y el desarrollo de especies fúngicas en las zonas de estudio. Los suelos de la Reserva Natural Banco Totumo-Bijibana se encuentran en un estado óptimo para el crecimiento de plantas y microhongos descomponedores de MO gracias a la humedad óptima que presenta el suelo para el desarrollo de sus esporas, así como la cantidad de MO suficiente para que aporte los nutrientes necesarios para su crecimiento. Las identificaciones de microorganismos muestran en su mayor parte especies descomponedoras de MO en las cuales predomina el género *Aspergillus*. Según los índices de biodiversidad se esperaban un aproximado de 54 especies para esta zona de estudio, de las cuales solo se logró aislar 4 especies de microhongos, sin embargo, la curva de acumulación de especies registró asíntota demostrando eficiencia en las observaciones para el inventario de las especies.

Por otro lado, los suelos del Humedal El Limón no son favorables para el crecimiento de microhongos ya que la baja humedad no permite que sus esporas puedan desarrollarse. Los resultados microbiológicos obtenidos permitieron identificar un género de *Mucor sp*, y las especies *Aspergillus ochraceus* y *Aspergillus flavus*. Según los índices de biodiversidad, en este suelo es posible encontrar 14 especies de microhongos que se asume podrían ser del género *Aspergillus* debido a que es el más común en los suelos con presencia de materia orgánica. Las pocas especies encontradas en las muestras, generó que la curva de acumulación de especies llegara a una asíntota parcial indicando el bajo registro de especies.

Referencias

- Abdelhaleem, D. (2003). *Acinetobacter environmental and biotechnological applications*. African Journal of Biotechnology, 2(4): 71-74.
- Abril, A. & Gonzalez, C. (1999). *Dinámica de la fertilidad y de las poblaciones microbianas en suelos afectados por incendios en las sierras de Córdoba (Argentina)*. Agriscientia, 16: 63-70.
- Andrades, M. & Martínez, E. (2014). *Fertilidad del suelo y parámetros que la definen*. Universidad de la Rioja, tercera edición: 7-29.
- Arrúa, A., Moura, J., Fernández, D. & Casal, C. (2013). *Aspergillus y micotoxinas*. Revista UniNorte de Medicina, 2(1): 141-169.
- Avellaneda, L. & Torres, E. (2015). *Biodiversidad de grupos funcionales de microorganismos asociados a suelos bajo cultivo de papa, ganadería y páramo en el Parque Nacional Natural de Los Nevados, Colombia*. Biota Colombiana, 16(1): 77-118.
- Bautista, A., Etchevers, J., Del Castillo, R. & Gutiérrez, C. (2004). *La calidad del suelo y sus indicadores*. Ecosistemas, 13(2): 90-97.
- Beare, M., Vikram, M., Tian, G. & Srivastava, S. (1997). *Agricultural intensification, soil biodiversity and agroecosystem function in the tropics: the role of decomposer biota*. Applied Soil Ecology 6: 87-108.
- Benavides, G. & Hermida, A. (2008). *Aislamiento e identificación de flora bacteriana nativa del suelo de los páramos Cruz Verde y Guasca, Cundinamarca* (Tesis de pregrado). Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia.
- Benjamin, R. (1979). *Zygomycetes and their spores*. The whole fungus: the sexual asexual synthesis, 2: 573-616.
- Benny, G. (2001). *Zygomycota: trichomycetes*. Systematics and evolution, 7: 147-160.
- Biasoli, M. (s.f.). *Micología: reproducción asexual*. Centro de Referencia de Micología, 1: 1-31.
- Bordjiba, O., Steiman, R., Kadri, M., Semadi, A. & Guiraud, P. (2001). *Removal of herbicides from liquid media by fungi isolated from a contaminated soil*. Journal of Environmental Quality, 30(2): 418-26.
- Barrios, M. & Sandoval, M. (2018). *Caracterización de hongos presentes en suelos con usos contrastantes*. Facultad de Ciencias Agrarias, UNZL, 5(1): 3-9.
- Brady, N. & Weil, R. (1999). *The nature and properties of soils*. Prentice Hall Publishers, 12: 1-9, 453-536. 727, 739-740.
- Brodie, E., Edwards, S. & Clipson, N. (2003). *Soil fungal community structure in a temperate upland grassland soil*. FEMS Microbiology Ecology, 45(2): 105-13.

- Buol, S. (1995). *Sustainability of soil use*. Annual Review of Ecology and Systematics, 26: 25-44.
- Burgos, A. (2014). *Estudio de la biodiversidad fúngica en el suelo del viñedo de la finca La Grajera* (Tesis de pregrado). Universidad de la Rioja, Logroño, España.
- Burke, D., Smemo, K., López, J. & Hewins, C. (2012). *Soil enzyme activity in an old-growth northern hardwood forest: Interactions between soil environment, ectomycorrhizal fungi and plant distribution*. Pedobiologia, 55(6): 357-364.
- Cabrera, G., & Crespo, G. (2001). Influencia de la biota edáfica en la fertilidad de los suelos en ecosistemas de pastizales. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*, 35(1), 3-9
- Calvo, P., Meneses, L. y Zuñiga, D. (2008). *Estudio de las poblaciones microbianas de la rizósfera del cultivo de papa (Solanum tuberosum) en zonas altoandinas*. Ecología aplicada 7(1,2) 141-148.
- Castellanos, J. (2016). *La capacidad de intercambio catiónico del suelo*. México: Instituto para la Innovación Tecnológica en Agricultura, Intagri, 9: 3p.
- Castellanos, J. (2000). *Manual de interpretación de análisis de suelos y aguas*. Segunda edición. Intagri. 186p.
- Chao, A. (1984). *Nonparametric estimation of the number of classes in a population*. Scandinavian Journal of Statistics, 11: 265-270.
- Chagnon, P., Bradley, R., Maherali, H. & Klironomos, J. (2013). *A trait-based framework to understand life history of mycorrhizal fungi*. Trends in Plant Science, 18(9): 484-91.
- Climate-Data. (2018). Clima Repelón. Climate-Data.org. Recuperado 30 de mayo de 2018, de <https://es.climate-data.org/america-del-sur/colombia/atlantico/repelon-50352/>
- Climate-Data. (2018). Clima Manatí. Climate-Data.org. Recuperado 30 de mayo de 2018, de <https://es.climate-data.org/america-del-sur/colombia/atlantico/manati-50353/>
- Contreras, R. (2014). Biología: *Candida albicans*. La Guía de Biología. Recuperado 24 de junio de 2019, de <https://biologia.laguia2000.com/hongos/candida-albicans>
- Costas, G. (2014). El pH. Recuperado 24 de mayo de 2019, de <https://cienciaybiologia.com/el-ph/>
- Daynes, C., Zhang, N., Saleeba, J. & McGee, P. (2012). *Soil aggregates formed in vitro by saprotrophic trichocomaceae have transient water-stability*. Soil Biology and Biochemistry, 48: 151-161.
- Domsch, K., Anderson, T. & Gams, W. (1980). *Compendium of soil fungi*. Academic Press, 1: 1-860.
- Ecologistas en Acción. (2019). Biodiversidad: ¿Qué es? ¿Dónde se encuentra y por qué es importante? Ecologistas en acción. Recuperado 24 de junio de 2019, de <https://www.ecologistasenaccion.org/6296/biodiversidad-que-es-donde-se-encuentra-y->

por-que-es-importante/?fbclid=IwAR2PVd3mNAGcAYhXg-uATgdaUMKaXCNhD5mhQkJUil8ZorpiGnzN0eAV7GM

- Escalante, T. (2003). *¿Cuántas especies hay? Los estimadores paramétricos de Chao*. Elementos: Ciencia y cultura, 52: 53-56.
- Espinosa, A., Castillo, D., Díaz, M. & Hernández, F. (2017). *Presencia de agentes potenciales causantes de infecciones subcutáneas humanas en suelo y plantas en el estado de Puebla, México*. Terra Latinoamericana, 35: 113-122.
- FAO- Organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. (2015). *El estado mundial de la agricultura y la alimentación*. 3-140.
- FAO- Organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. (2013). *El Manejo del suelo en la producción de hortalizas con buenas prácticas agrícolas*. Organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura: 7-31.
- FEADER. (2014). *Estudio agronómico: delimitación cartográfica, anteproyecto y estudio de costes de la zona regable de arroyo del campo*. Fondo Europeo Agrícola de Desarrollo Rural y Gobierno de Extremadura: 4-63.
- Fry, W. & Grünwald, N. (2010). Introduction to Oomycetes. The Plant Health Instructor. Recuperado 30 de octubre de 2019, de <https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/oomycete/introduction/Pages/IntroOomycetes.aspx>
- Garzón, N. (2013). *Caracterización e identificación molecular de hongos de suelo aislados de los páramos de Guasca y Cruz Verde, Cundinamarca-Colombia* (Tesis de pregrado). Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia.
- GeoEnciclopedia. (s.f.). Humedales. GeoEnciclopedia. Recuperado 3 de marzo de 2019, de <https://www.geoenciclopedia.com/humedales/>
- Gimeno, A. (2002). Principales factores condicionales para el desarrollo de los hongos y la producción de micotoxinas. Micotoxinas. Recuperado 3 de diciembre de 2019, de <https://www.engormix.com/micotoxinas/articulos/principales-factores-condicionantes-desarrollo-t26065.htm>
- Gisbert, J., Ibáñez, S. & Moreno, H. (2010). *La textura del suelo*. Universidad Politécnica de Valencia, Valencia, España.
- Gómez, E. (2000). *Evaluación de poblaciones bacterianas, fúngicas y su diversidad*. Revista de la Facultad de Agronomía, 20(1): 83-89.
- González, J., De la Fuente, A., Hernández, L., Buzo, D. & Bonache, C. (2010) *Evaluación de estimadores no paramétricos de la riqueza de especies. Un ejemplo con aves en áreas verdes de la ciudad de Puebla, México*. Animal Biodiversity and Conservation, 33(1): 31-45.

- Gregorich, E. & Carter, M. (1984). *Soil quality for crop production and ecosystem health*. Elsevier Science, 25(1): 1-447.
- Grisales, L. (2017). Hongos (reino Fungi): características y clasificación o tipos. Paradais Sphynx. Recuperado 6 de Diciembre de 2012, de <https://naturaleza.paradais-sphynx.com/fungi/hongos.htm>
- Gurjar, G., Swami, S., Telkar, S., Meena, N., Kant, K. & Kumar, R. (2017). *Soil biological properties and their importance in agricultural production*. Biomolecules: 1-4.
- Hawksworth, D. & Workshop on the Ecological Foundations of Sustainable Agriculture. (1991). *Importance of microorganisms and invertebrates as components of biodiversity*. Primera edición: 1-287.
- Hardwood, J. & Douglas, W. (2016). Reproducción Sexual. ck-12 Foundation Home. Recuperado 7 de febrero de 2020, de <https://www.ck12.org/book/ck-12-conceptos-de-ciencias-de-la-vida-grados-6-8-en-espa%C3%B1ol/section/6.10/>
- Hedayati, M., Pasqualotto, A., Warn, P., Bowyer, P. & Denning, D. (2007). *Aspergillus flavus: human pathogen, allergen, and mycotoxin producer*. Microbiology, 153(6): 1677-92.
- Hoorman, J. & Islam, R. (2010). *Understanding soil microbes and nutrient recycling*. The OhioState University: 1-5.
- Houston, A., Visser, S. & Lautenschlager, R. (1998). *Microbial processes and fungal community structure in soils from clear-cut and unharvested areas of two mixed wood forests*. Canadian Journal Of Botany, 76: 630-640.
- ICONTEC. (2014). *Calidad del suelo*. Bogotá: Norma tecnica Colombiana .
- IGAC. (2006). *Metodos analiticos del laboratorio de suelos*. Bogotá : Instituto Geografico Agustin Codazzi.
- Ingham, E., Moldenke, A. & Edwards, C. (2014). The soil biology primer. Natural Resources Conservation Service. Recuperado 30 de octubre de 2019, de <https://www.envirothonpa.org/wp-content/uploads/2014/04/7-Soil-Biology-Primer.pdf>
- Jaramillo, D. (2002). *Introduccion a la ciencia de los suelos*. Universidad Nacional De Colombia, 1: 3-592.
- Jiménez, A. & Hortal, J. (2003). *Las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar la calidad de los inventarios biológicos*. Revista Ibérica de Aracnología, 8: 151-161.
- Khalajabadi, S. (2016). *La acidez del suelo, una limitante común para la producción de café*. Ciencia, tecnología e innovación para la caficultura colombiana, 466: 1-12.
- Karyanto, A., Rahmadi, C., Franklin, E., Susilo, S. & Morais, J. (2012). *Manual de biología de suelos tropicales. Muestreo y caracterización de la biodiversidad bajo suelo*. Primera edición: 135-149.

- Kim, B., Shin, J., Guevarra, R., Lee, J., Kim, D., Seol, K., Lee, J., Kim, H. & Isaacson, R. (2017). *Deciphering diversity indices for a better understanding of microbial communities*. Journal of Microbiology and Biotechnology, 27(12): 2089-2093.
- Krzic, M., Grayston, S., Barker, J., Crowley, C., Dyanatkar, S., van Hemert, T., del Bel, K., Churchland, C. & Berg, N. (2015). It's alive! uncovering the roots of life in forest soils. Recuperado 30 de octubre de 2019, de <https://biology.soilweb.ca/overview/>
- Largent, D., Johnson, D. & Watling, R. (1977). *How to identify mushrooms to genus iii: microscopic features*. Mad River Press: 1-148.
- Marquez, D. & Guillén, A. (2012). *Melosira varians*, zigospora. Huelva, España. Recuperado 24 de junio de 2019, de <https://www.biodiversidadvirtual.org/micro/Melosira-variens-zigospora-img775.html>
- Martínez, J., De las Heras, J. & Herranz, J. (1991). *Impacto ecológico de los incendios forestales*. Revista de estudios albacetenses, 29: 105-117.
- Martínez, E., Torregroza, A., Valencia, A. & Rojas, L. (2017). *Relationship between soil physicochemical characteristics and nitrogen-fixing bacteria in agricultural soils of the Atlántico department, Colombia*. Soil and Environment, 36(2): 174p.
- Martínez, H., Hernández, S., Reyes, C. & Vázquez, G. (2013). *El género Aspergillus y sus micotoxinas en maíz en México: problemática y perspectivas*. Revista Mexicana de Fitopatología, 31(2): 126-146.
- Mataix, J., Cerdà, A., Arcenegui, V., Jordán, A. & Zavala, L. (2011). *Fire effects on soil aggregation: a review*. Earth-Science Reviews, 109(1): 44-60.
- Medina, M. & Platt, H. (1999). *Viability of oospores of Phytophthora infestans under field conditions in northeastern North America*. Canadian Journal of Plant Pathology, 21(2): 137-143.
- Malosso, E., Waite, I., English, L., Hopkins, D. & O'Donnell, A. (2006). *Fungal diversity in maritime Antarctic soils determined using a combination of culture isolation, molecular fingerprint and cloning techniques*. Polar Biology, 29: 552-561.
- Meléndez, G. (2003). *Residuos orgánicos y materia orgánica del suelo*. San José: Centro de Investigaciones Agronómicas de la Universidad de Costa Rica y la Cámara de Insumos Agropecuarios No Sintéticos. Recuperado 30 de octubre de 2019, de <http://www.cia.ucr.ac.cr/pdf/Memorias/Memoria%20Taller%20Abonos%20Org%C3%A1nicos.pdf>
- Mora, M., Ríos, L., Ríos, L. & Almario, J. (2017). *Impacto de la actividad ganadera sobre el suelo en Colombia*. Ingeniería y Región, 17(1): 1-12.
- Moreno, C. (2001). *Métodos para medir la biodiversidad*. M&T–Manuales y Tesis SEA, 1: 5-83.

- Munsell, A. (2010). *Munsell soil color charts : with genuine Munsell color chips*. Grand Rapids, MI: Munsell Color: 1-20.
- Navarro, S. & Navarro, G. (2003). *Química agrícola: el suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal*. Murcia, España: Ediciones Mundi-Prensa, segunda edición: 1-487.
- Olembo, R. (1991). *Importance of microorganisms and invertebrates as components of biodiversity*. Hawksworth, D. L: Primera edición: 1-287.
- Osorio, N. W. (2012). pH del suelo y disponibilidad de nutrientes. *Manejo Integral del Suelo y Nutrición Vegetal*, 1(4), 1-4.
- Otero, L., Francisco, A., Gálvez, V., Morales, R., Sánchez, I., Labaut, M., Vento, M., Cintra, M. & Rivero, L. (2007). *Caracterización y evaluación de la salinidad*. *Agronomía Mesoamericana*, 23(1): 189-200.
- Ortiz, L. (2016). *Biodiversidad fúngica en el suelo del bosque protector Aguarongo, provincia del Azuay-Ecuador* (Tesis de pregrado). Universidad Politécnica Salesiana, Cuenca, Ecuador.
- Pellegrini, A. (2017). *Macronutriente del suelo: nitrógeno*. Universidad Nacional de La Plata: 3-18.
- Perdomo, C. & Barbazán, M. (s.f.). *Área de suelos y aguas cátedra de fertilidad: nitrógeno*. Facultad de Agronomía Universidad de la República: 1-70.
- Pérez, R., Mata, G., Aragón, A., Jiménez, D. & Romero, O. (2015). *Diversidad de hongos silvestres comestibles del cerro El Pinal, municipio de Acajete, Puebla, México*. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*, 2(6): 277-289.
- Pizano, C., Gonzáles, R., García, H., Isaacs, P., Gonzáles, M., Piñeros P. & Ramírez, W. (2014). *Bosques secos tropicales en Colombia*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Recuperado 15 de enero de 2019, de <http://www.humboldt.org.co/en/research/projects/developing-projects/item/158-bosques-secos-tropicales-en-colombia>
- Pla, L. & Matteucci, S.D. (2001). *Intervalos de confianza bootstrap del índice de biodiversidad de Shannon*. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 18: 222-234.
- Quiroga, A., Funaro, D., Noellemeyer, E. & Peinemann, N. (2006). *Barley yield response to soil organic matter and texture in the Pampas of Argentina*. *Soil and Tillage Research*, 90(1-2): 63-68.
- Ramos, E., & Zúñiga, D. (2008). Efecto de la humedad, temperatura y pH del suelo en la actividad microbiana a nivel de laboratorio. *Ecología aplicada*, 7(1-2), 123-130.
- Remy, W., Taylor, T., Hass, H. & Kerp, H. (1994). *Four hundred-million-year-old vesicular arbuscular mycorrhizae*. *Proceedings of the National Academy of Sciences U.S.A.*, 91(25): 11841-11843.

- Rodríguez, M. (2001). *Biodiversidad de los hongos fitopatógenos del suelo de México*. Acta Zoológica Mexicana, 1: 53-78.
- Rodríguez, G., Onaindia, M., Amezaga, I., Mijangos, I. & Garbisu, C. (2008). *Relationship between vegetation diversity and soil functional diversity in native mixed-oak forests*. Soil Biology and Biochemistry, 40(1): 49-60.
- Romero, M., Inés, M., Reinoso, E. & Moreno, A. (2008). *Wild soil fungi able to degrade the herbicide isoproturon*. Revista Mexicana de Micología, 29: 1-7.
- Raper, K., & Fennell, D. (1965). *The genus Aspergillus*. Williams and Wilkins Company: 1-686.
- Sarmiento, F. (2001). *Diccionario de ecología: paisajes, conservación y desarrollo sustentable para Latinoamérica*. Primera edición: 6-514.
- Sánchez, A. (2011). *Después de la inundación*. Coyuntura Económica, 41(2): 213-246.
- Sanzano, A. (2016). *El fósforo del suelo*. Cátedra de Edafología: 1-4.
- Samaniego, J. & Chew, Y. (2007). *Diversidad de géneros de hongos del suelo en tres campos con diferente condición agrícola en La Laguna, México*. Revista Mexicana de Biodiversidad, 78(2): 383-390.
- Shannon, C. & Weaver, W. (1949). *The mathematical theory of communication*. University of Illinois Press: 1-117.
- Simpson, E. (1949). *Measurement of diversity*. Nature, 163: 688.
- Snyder, C. & Slaton, N. (2002). *Effects of soil flooding and drying on phosphorus reactions*. Potash and Phosphate Institute: 158.
- Sobrado, S. & Cabral, E. (2013). *Hongos: Diversidad vegetal*. Universidad Nacional del Nordeste, primera edición: 1-39.
- Socarrás, A. (2013). Mesofauna edáfica: indicador biológico de la calidad del suelo. *Pastos y Forrajes*, 36(1), 5-13.
- Subero, L. (s.f.). Los hongos: Su morfología, reproducción y fisiología. InfoAgro. Recuperado 3 de diciembre de 2019, de http://www.infoagro.net/sites/default/files/migrated_documents/attachment/6_Los_hongos_morfologia_reproduccion.pdf
- TNAU. (2016). *Forest Fire*. Tamil Nadu, India: TNAU Agritech Portal. Recuperado 30 de octubre de 2019, de http://agritech.tnau.ac.in/agriculture/agri_majorareas_disastermgt_forestfire.html
- Tang, W., Kuehn, T. & Simcik, M. (2015). *Effects of Temperature, Humidity and Air Flow on Fungal Growth Rate on Loaded Ventilation Filters*. Journal of Occupational and Environmental Hygiene, 12(8): 527-537.

- Tangarife, V. (2011). *Mucor spp.* Universidad de Antioquia. Recuperado 30 de octubre de 2019, de <http://aprendeenlinea.udea.edu.co/lms/moodle/mod/resource/view.php?inpopup=true&id=100894>
- Torres, L. & Figueroa, R. (2012). Micro y Macro organismos del suelo. Agrotransfer Conocimiento sin fronteras. Recuperado 18 de marzo de 2019, de <https://www.agrotransfer.org/index.php/articulo-tecnico/813-micro-y-macro-organismos-del-suelo>
- Ubeday, X. & Sala, M. (1996). *Cambios en la física del suelo e incremento de la escorrentía y la erosión tras un incendio forestal*. IV reunión de geomorfología: 560-572.
- Garrido, M. (1994). *Interpretacion de analisis del suelo*. Hojas Divulgadoras: 2-40.
- Vallejo, V. (2013). *Importancia y utilidad de la evaluación de la calidad de suelos mediante el componente microbiano: experiencias en sistemas silvopastorales*. Colombia Forestal, 16(1): 83-99.
- Vallejo, V., Roldan, F. & Dick, R. (2010). *Soil enzymatic activities and microbial biomass in an integrated agroforestry chronosequence compared to monoculture and a native forest of Colombia*. Biology and Fertility of Soils, 46: 577-587.
- Villar, J & Villar, P. (2016). *Guía de la fertilidad de los suelos y la nutrición vegetal en producción integrada*. España: Concejo Catalán de la producción integrada, primera edición: 9-124.
- Villareal, H., Álvarez M., Córdoba, S., Escobar, F., Fagua, G., Gast, F., Mendoza, H., Ospina, M., & Umaña, A. (2004). *Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt: 17-235.
- Millennium Ecosystem Assessment, 2005. *Ecosystems and Human Well-being: Biodiversity Synthesis*. World Resources Institute, Washington, DC.
- Watanabe, T. (2010). *Soil and Seed fungi*. CRC Press, 3: 1-426.
- Zamora, J., Zamora, J., Martínez, N., Guerrero, M., Fuentes, J. & Hernández, C. (2009). Tipos de esporas sexuales. Recuperado 30 de octubre de 2019, de http://ocwus.us.es/produccion-vegetal/sanidad-vegetal/tema_23/page_11.htm.