

**MICROBIOTA BACTERIANA CULTIVABLE ASOCIADA A LA DEGRADACIÓN
DE LA HOJARASCA DE *Machaerium arboreum* EN EL CORREGIMIENTO LA
GARITA, LOS PATIOS - NORTE DE SANTANDER.**

DIEGO ALBERTO JAIMES GELVEZ
Estudiante de décimo semestre
Programa microbiología

UNIVERSIDAD DE PAMPLONA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS, DEPARTAMENTO DE MICROBIOLOGÍA
PAMPLONA, NORTE DE SANTANDER
2018

**MICROBIOTA BACTERIANA CULTIVABLE ASOCIADA A LA DEGRADACIÓN
DE LA HOJARASCA DE *Machaerium arboreum* EN EL CORREGIMIENTO LA
GARITA, LOS PATIOS - NORTE DE SANTANDER.**

DIEGO ALBERTO JAIMES GELVEZ
Estudiante de décimo semestre
Programa microbiología

TRABAJO DE GRADO

Modalidad Práctica de Investigación (Tesis)
Presentado como requisito para optar al título de
MICROBIÓLOGO

Tutor de Investigación

José Félix Ortiz Lemus PhD Biología
molecular y Biotecnología

UNIVERSIDAD DE PAMPLONA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS, DEPARTAMENTO DE MICROBIOLOGÍA
PAMPLONA, NORTE DE SANTANDER
2018

Nota de aceptación

Firma del jurado

Firma del jurado

Pamplona, 2018

Dedicatoria

Este trabajo lo dedico a DIOS por permitirme darme la vida y razones para vivir a mis padres, quienes me han dado la fortaleza y el valor para seguir adelante y que a pesar de los obstáculos siempre se puede salir adelante..

AGRADECIMIENTOS

*Agradezco primero a Dios por haberme permitido llegar hasta donde estoy, a mi Tía Carmen que ha sido de un gran apoyo durante toda mi vida, a mi novia Lendys Galvis quien con su amor me ha ayudado a sobrellevar todas las dificultades presentadas y ha hecho de mí una mejor persona y en especial a mi madre, María Resurrección Gélvez que me ha dado todo, y me ha enseñado a ser una persona luchadora y no rendirme por más de que las cosas se pongan difíciles, mi padre José Alberto James una persona que me ha dado el valor de seguir adelante con sus consejos y por permitirme entender que la vida vale oro y que la familia es lo más importante.
A mis hermanas Yurley Johana Jaimes Gélves, Diana Marcela Jaimes Gélvez que me han acompañado durante mi proceso de aprendizaje y por su comprensión.*

Al profesor José Félix Ortiz, porque me ha colaborado en la realización de este Trabajo, que además ha sido también un gran amigo del cual sus consejos me han servido mucho para ser mejor cada día, a mis profesores por darme el conocimiento y la educación, en especial a la profesora Angela Cajiao por sus consejos y sus enseñanzas a quien le guardo un cariño muy grande.

CONTENIDO

Contenido

1. INTRODUCCIÓN.....	10
2. OBJETIVOS	11
2.1 OBJETIVO GENERAL.....	11
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	11
3. JUSTIFICACIÓN.....	12
4. MARCO REFERENCIAL.....	14
4.1 BASES LEGALES.....	14
4.2 ANTECEDENTES.....	14
5. MARCO TEÓRICO	17
5.2 EL BOSQUE SECO TROPICAL	17
5.2 DESCOMPOSICIÓN DE HOJARASCA	18
5.3 BIOTA EN LA DESCOMPOSICIÓN DE HOJARASCA:	22
6. METODOLOGIA	22
6.1 ÁREA DE ESTUDIO.....	26
6.2 MUESTREO.....	26
6.3 AISLAMIENTO Y PURIFICACIÓN DE LA MICROBIOTA ASOCIADA A LA DESCOMPOSICIÓN DE LA HOJARASCA.....	27
6.4. SUBCULTIVO Y PURIFICACIÓN.....	27
6.5 IDENTIFICACIÓN MACROSCÓPICA.....	27
6.6 IDENTIFICACIÓN MICROSCÓPICA:	28
6.7 IDENTIFICACIÓN BIOQUÍMICA.....	28
6.7.1 Prueba catalasa.....	28
6.7.2 Prueba Urea.....	28
6.7.3 Prueba citrato.....	29
6.7.4 Prueba gelatina.....	29
6.7.5 Prueba nitratos.....	29
6.7.6 Actividad citocromo oxidasa.....	29
6.7.7 Hidrolisis almidón.....	29
6.7.8 Prueba DNAsa.....	30
6.7.9 Fermentación de hidratos de carbono.....	30
6.8 CONSERVACIÓN.....	30
6.9 DETERMINACIÓN ACTIVIDAD CELULOLITICA.....	30
7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	32

7.1 RECOLECCIÓN DE MUESTRAS Y PÉRDIDA DE PESO	32
7.2 DESCRIPCIÓN MACROSCÓPICA DE LOS AISLADOS DURANTE EL ESTUDIO.	33
7.3 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL PRIMER MUESTREO.	36
7.4 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL SEGUNDO MUESTREO.	38
7.5 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL TERCER MUESTREO.....	41
7.6 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL CUARTO MUESTREO.	43
7.7 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL QUINTO MUESTREO.	45
7.8 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL SEXTO MUESTREO.	47
7.9 INCIDENCIA DE GRUPOS BACTERIANOS EN LA DEGRADACIÓN DE LA HOJARASCA.....	49
7.10 DETERMINACIÓN SEMICUANTITATIVA ACTIVIDAD CELULOLÍTICA.	50
8. CONCLUSIONES.....	53
9. RECOMENDACIONES	54
10. BIBLIOGRAFÍA.....	55
11. ANEXOS	68
ANEXO 1. Lugar muestreo, la Garita Norte de Santander.	68
ANEXO 2. Macroscopia de cada uno de los grupos.	68
ANEXO 3. Morfología microscópica, tinción de Gram y esporas.....	71
ANEXO 4. Bioquímicas realizadas a cada grupo microbiano.....	72
ANEXO 5. Claves de identificación bacteriana según Bergey's y The prokaryotes.....	74
5. a Características diferenciales de la familia Bacillaceae.....	74
5. b Características diferenciales del género Bacillus.....	75
5. c Características de las especies pertenecientes al grupo Streptococcus spp.....	76
5. d Características diferenciales de las especies pertenecientes a la familia Staphylococcaceae.	77
5. e Características de las especies del género Micrococcus spp.	78
5. f Características micelio aéreo género Streptomyces spp.....	80
5. g Características de las especies del género Serratia spp.....	81

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Recolección, pesaje y recuento total de la microbiota en las muestras de la hojarasca de <i>Machaerium arboreum</i>	32
Tabla 2: Descripción macroscópica de los aislados obtenidos durante 6 muestreos.	33
Tabla 3. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el primer muestreo.	37
Tabla 4. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el segundo muestreo. .	39
Tabla 5. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el tercer muestreo.	41
Tabla 6. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el cuarto muestreo.	43
Tabla 7. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el quinto muestreo.	45
Tabla 8. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el sexto muestreo.	47

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación del área de muestreo	26
Figura 2. Porcentaje de aislados caracterizados macroscópicamente, y su incidencia en los muestreos realizados.	36
Figura 3. Incidencia de la microbiota bacteriana y su relación con la degradación de la hojarasca Fuente (Autor).....	49
Figura 4. Incidencia de los aislados con actividad celulolítica en la degradación de la hojarasca Fuente (Autor).....	51

1. INTRODUCCIÓN

En la mayoría de ecosistemas terrestres y en particular en los bosques, la degradación de la hojarasca juega un papel importante en la descomposición de materia orgánica, al representar el mayor flujo de carbono y de nutrientes, procesos biológicos que se ve magnificado por la acción de una gran variedad de microorganismos, que favorecen la fertilidad del suelo.

El proceso de descomposición de la hojarasca no ha sido estudiado en el bosque tropical seco, siendo de gran importancia el identificar los microorganismos y determinar los procesos en que participan, de esta forma, el presente estudio busca mejorar el estado del arte en el tema, centrándose en la degradación de la hojarasca del árbol *Machaerium arboreum*, leguminosa perteneciente a la familia Fabaceae y especie representativa de este tipo de bosque, ubicado en el corregimiento La Garita, Los Patios, Norte de Santander.

El objetivo central del estudio fue determinar la microbiota cultivable presente en la degradación de la hojarasca en un periodo de ocho meses, observándose a partir de la muestras recolectadas la pérdida de peso en la hojarasca e identificar la microbiota bacteriana presente, entre esta, la más frecuente en los primeros meses, fueron bacterias pertenecientes al género *Bacillus spp.*, *Micrococcus spp.*, *Staphylococcus spp.*, *Streptococcus spp.*, mientras que bacterias del género *Streptomyces spp* y *Serratia spp*, fueron aisladas e identificadas cuando la hojarasca presenta un mayor grado de descomposición, caracterizado por la pérdida de la estructura foliar y con una pérdida considerable de humedad.

2. OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GENERAL.

Identificar la microbiota bacteriana cultivable asociada a la descomposición de la hojarasca de *Machaerium arboreum*, en el bosque seco tropical presente en el corregimiento La Garita, Los Patios – Norte de Santander.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.

- Aislar las cepas bacterianas cultivables presentes en las muestras de hojarasca de *Machaerium arboreum* depositadas en el bosque seco tropical del corregimiento La garita.
- Identificar macroscópica, microscópica y bioquímicamente cada una de las bacterias asociadas a la degradación de la hojarasca de *Machaerium arboreum* empleando la clave taxonómica basada *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* 2ª ed y *The prokaryotes* 4ª ed.
- Determinar la actividad celulolítica de todos los aislados obtenidos en el estudio.

3. JUSTIFICACIÓN.

La importancia de la hojarasca en el ecosistema es representar el mayor aporte de materia orgánica (Abelho, 2001), siendo el eslabón que mantiene unidos los componentes arbóreos con el suelo, y que durante su proceso de descomposición y mineralización, libera nutrientes que son nuevamente absorbidos por las plantas (Scroth *et al.*, 2001; Staver *et al.*, 2001).

Es por esto, que el modelo de la dinámica de la descomposición de la hojarasca, se ve afectado por varios factores, que incluyen la estacionalidad de la caída de las hojas (Wantzen *et al.*, 2008), la temperatura, humedad, pH, nubosidad, ubicación geográfica, han sido bien documentados y sustentados en estudios para zonas templadas. Por lo tanto, estos modelos no pueden ser aplicados para el bosque seco tropical. Se ha propuesto que en bosques tropicales, la función principal de la hojarasca en el flujo de energía hacia cada conjunto de organismos puede ser más significativo por ejemplo, se establece que un bosque de manglar, el 25% de los componentes de la hojarasca es degradado en el mismo, aportando fuentes de carbono que pueden aumentar la biomasa bacteriana (Jennerjahn y Ittekkot, 2002), como se indicó, procesos de este tipo no han sido abordados en estudios focalizados sobre el Bosque tropical seco.

Factores intrínsecos y extrínsecos regulan la descomposición de hojarasca. En primer lugar la especie vegetal, su morfología y la concentración de sus componentes (taninos, lignina y proporción C: N). Dentro de los factores extrínsecos, variables tanto abióticas como bióticas, influyen de manera directa en el proceso de descomposición de hojarasca. El clima, la humedad y la temperatura, son de gran importancia en el proceso de descomposición de hojarasca (Robertson 1988; Tam *et al.*, 1998; Romero *et al.*, 2005). Se ha determinado que las primeras etapas de degradación se lleva a cabo en menor tiempo en ambientes con mayor humedad y a una temperatura por encima de los 28°C, este proceso es propio de la acción de hongos y bacterias (Middleton y Mckee, 2001), los cuales solo actúan, cuando las concentraciones de taninos son bajas, debido a que son tóxicos e inhiben su crecimiento (Tam *et al.*, 1998; Lee, 1999). La presencia y la gran cantidad de macroinvertebrados, hace que el proceso de degradación sea más rápido debido al consumo de las hojas (Middleton y Mckee, 2001). Puesto que los factores extrínsecos afectan de manera directa la velocidad de descomposición de hojarasca, y poder determinar dicho proceso puede servir para evaluar un ecosistema particular.

La microbiota que participa en la descomposición de la hojarasca en el bosque afectan de manera directa la dinámica de los procesos de descomposición, sin embargo, es aún incipiente las investigaciones al respecto. Sin embargo la descomposición de la hojarasca ocurre en puntos y tiempos específicos (Wantzen *et al.*, 2008), lo que hace necesario ampliar el conocimiento que se tiene acerca de

los diferentes factores climáticos y microbianos implicados en estos procesos y que en consecuencia, conduzca a un mejor entendimiento de éstos para zonas tropicales y en particular para bosques secos tropicales.

El presente trabajo prevé generar conocimiento nuevo, relacionado con la identificación de la microbiota presente a lo largo del proceso de descomposición de la hojarasca de *Machaerium arboreum* en el bosque tropical seco buscando establecer la relación que tienen con el proceso de degradación, en función de la pérdida de peso.

4. MARCO REFERENCIAL

4.1 BASES LEGALES

El presente trabajo, se fundamenta bajo la normatividad colombiana, el cual establece lineamientos legales tal como el acceso a recursos biológicos genéticos contemplados en la Ley 165 de 1994 modificada en 1996 en el artículo 391.

También por medio del Decreto Ley 3570 de 2011 donde establece la estructura el Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible y se integra el Sector Administrativo de Ambiente y Desarrollo Sostenible, delega a la Dirección de Bosques Biodiversidad y Servicios Ecosistémicos (DBBSE) como responsables en función de adelantar el trámite relacionado con las solicitudes de acceso a recursos genéticos, determinando así la posibilidad de aceptar o negar la solicitud, resolver el recurso de reposición que se interponga y suscribir los contratos correspondientes.

Las anteriores leyes se fundamentan en un marco internacional reconocido por Colombia tal como la cumbre de la tierra en 1992 se acordó la conservación y utilización sostenible de la biodiversidad según la FAO, para las prácticas de bioprospección.

4.2 ANTECEDENTES

Como marco referencial se expondrán a continuación trabajos previos que de manera similar se han llevado a cabo para estudiar la descomposición de hojarasca de diferentes árboles en diferentes zonas geográficas y la implicación microbiana de estos en este proceso.

El trabajo realizado por Espinal y Montenegro en 1963, donde determinaron la ubicación del bosque seco tropical en el territorio colombiano (departamentos de Córdoba, Atlántico, Bolívar, Magdalena, y sectores al oriente de la Sierra Nevada de Santa Marta), Valle central del río Magdalena (Llanos de Tolima y Huila), Valle del río Cauca, Uramita y Dabeiba en Antioquia, Villeta (Cundinamarca), Bucaramanga (Santander), Convención, La Garita (Norte de Santander). El bosque seco tropical tiene una gran biodiversidad en plantas y animales que se han adaptado a condiciones de sequía, por lo tanto todas las especies son propias de este ecosistema. La vegetación presenta algunas modificaciones en su estructura ya que poseen hojas pequeñas, cortezas de troncos lisas y presencia de espinas, los insectos y mamíferos se han adaptado a la fuerte estacionalidad y los largos periodos de sequía. En los estudios que se han hecho hasta el momento, se ha reportado que los bosques secos de Colombia tienen casi 2600 especies de plantas de las cuales 83 son endémicas, 230 especies de aves de las cuales 33

son endémicas, y 60 especies de mamíferos de los cuales 3 son endémicos (Humboldt 2012).

Este ecosistema no se encuentra representado de manera suficiente dentro del Sistema Nacional de áreas Protegidas (IDEAM, 2006), a pesar de su amplia distribución. En 1998 el Instituto Alexander Von Humboldt, realizó un estudio sobre el bosque seco tropical, determinando los aspectos climáticos y biológicos, distribución geográfica, aspectos biogeográficos, diversidad biológica y condiciones actuales del Bosque seco Tropical en Colombia. También para este mismo año. (Amanda Varela et al., 2010), compararon la actividad microbiana en hojarasca entre un fragmento y un área continua de bosque nublado del sector occidental de la Sabana de Bogotá y determinaron que el efecto de borde creado en los parches de hábitat generados por la fragmentación provoca cambios micro climáticos que pueden afectar procesos funcionales importantes para los ecosistemas terrestres, como la descomposición de hojarasca

Por otra parte en el 2005, por medio de la Universidad Nacional se llevó a cabo el recuento de Microflora cultivable y endomicorrizas obtenidas en hojarasca de bosque en Zipaquirá, e igualmente en el departamento de Quindío. Así mismo Cuéllar *et al.*, en el 2007 lograron aislar e identificar 6 especies de bacterias y 49 especies de microhongos a partir de hojarasca en descomposición de caucho *Hevea brasiliensis*, en el Doncello, Caquetá.

Carrillo-Fajardo *et al.*,(2007) describen la composición florística en una hectárea de bosque seco tropical del Cerro Tasajero en Cúcuta, mostrando la presencia de 281 individuos agrupados en 30 familias, 46 géneros y 60 especies, siendo *Fabaceae* la familia representativa con mayor diversidad con 18 especies, seguida de *Myrtaceae*, *Euphorbiaceae* y *Rubiaceae* con seis especies cada una. Los géneros más diversos son *Machaerium* (5 especies) y *Eugenia* (4 especies). Estructuralmente dominan especies de porte arbustivo, con diámetros inferiores a 10 cm, y alturas entre 8 y 13 m. Existe un elevado número de especies de tipo secundario, y una baja similitud a nivel florístico con otros bosques secos, lo cual se debe a los fuertes niveles de disturbio por la acción humana.

En el 2010, se realizó un estudio sobre la estructura, composición vegetal y descomposición de hojarasca en el suelo, en dos sitios de un bosque nublado andino (reforestado y en sucesión espontánea), Calarcá Colombia, donde los resultados muestran que las especies que predominan son *Montanoa quadrangularis* para el bosque reforestado (BR) y *V. nudipes* para el bosque en sucesión espontánea (BSE).En consecuencia, para el bosque seco quien predomina es *Machaerium arboreum*.

Estudios recientes como el llevado a cabo por (Thaiutsa y Granger,2015), evaluaron la descomposición de la hojarasca y los efectos del clima en bosque tropical, de Tailandia, empleando tres métodos de estudio: (1) medición de la evolución del dióxido de carbono o de la absorción de oxígeno (2) observación de

la desaparición del disco de las hojas y de un constituyente específico, como la celulosa y la lignina y (3) las actividades de la macro y microfauna, en las condiciones particulares del substrato y del ambiente. Establecieron que el clima (temperatura, la humedad y precipitación) y el tipo de hoja son los factores que impactan sobre la degradación de la hojarasca y los microorganismos que interfieren.

5. MARCO TEÓRICO

El Bosque seco Tropical es aquel que posee una formación vegetal que presenta una cobertura boscosa continua y que se distribuye entre los 0-1000 m de altitud; presenta temperatura superiores a los 24°C y precipitaciones entre los 700 y 2000 mm anuales, con uno o dos periodos marcados de sequía al año (Espinal, 1985; Murphy y Lugo 1986, IAVH, 1997).

5.2 EL BOSQUE SECO TROPICAL

En la actualidad el Bosque Seco Tropical se constituye en uno de los ecosistemas más amenazados (Janzen, 1983). Debido a que por sus características y a la actividad antropogénica del hombre como la ganadería, agricultura, minería y deforestación ha sufrido una intensa transformación (Janzen, 1983; Ceballos, 1995). En Colombia, el Bosque Seco Tropical es considerado entre los tres ecosistemas más degradados, fragmentados y de los que muy poco se conoce. Algunos estimativos señalan que de bosques secos a subhúmedos en nuestro país solo existe cerca del 1.5% de su cobertura original de 80.000 km² (Etter, 1993; Humboldt, 2012).

En la zona norte de Colombia se encuentran los bosques secos del Valle del Sinú, en Sabanas del Bonda en el sureste de Santa Marta y las Sabanas del valle medio del río Cesar (Hernández *et al.*, 1992); los matorrales xerofíticos de La Guajira-Barranquilla o bosques xerofíticos de la península de La Guajira (Hernández *et al.*, 1992); los bosques mixtos del Catatumbo; los enclaves secos asociados en áreas interandinas comprendidos por enclaves del Valle del Patía, Valle del Cauca, Cañón del Dagua, Cañón del Chicamocha, desierto de La Candelaria en Villa de Leyva y la amplia región del desierto de La Tatacoa, en el cual hace parte el Valle del río Cabrera (Hernández *et al.*, 1992), (Humboldt, 2012).

El bosque seco tropical presenta una temperatura media anual de 25°C, la precipitación total se encuentra en un intervalo entre 700 y 2.000 mm y se presentan tres o más meses secos en el año (Sánchez *et al.*, 2005). Se caracteriza por presentar especies con estrategias adaptativas, como respuesta a la estacionalidad climática, entre ellas la presencia de especies deciduas (Murphy y Lugo, 1986). Dominan especies principalmente de *Leguminosae*, *Bignoniaceae*, *Malvaceae*, *Apocynaceae* y *Capparaceae*. Posee un estrato arbóreo, áreas basales e índice de biodiversidad bajos, comparados con los bosques húmedos y muy húmedos (Murphy y Lugo 1986; Gentry, 1995). A pesar de ello, el bosque seco tiene altos grados de endemismo y especiación (Pennington *et al.*, 2006).

El bosque seco tropical presenta una temperatura media anual de 25°C, la precipitación total se encuentra en un intervalo entre 700 y 2.000 mm y se presentan tres o más meses secos en el año (Sánchez *et al.*, 2005). Se caracteriza

por presentar especies con estrategias adaptativas, como respuesta a la estacionalidad climática, entre ellas la presencia de especies deciduas (Murphy y Lugo, 1986). Dominan especies principalmente de *Leguminosae*, *Bignoniaceae*, *Malvaceae*, *Apocynaceae* y *Capparaceae*. Posee un estrato arbóreo, áreas basales e índice de biodiversidad bajos, comparados con los bosques húmedos y muy húmedos (Murphy y Lugo 1986; Gentry, 1995). A pesar de ello, el bosque seco tiene altos grados de endemismo y especiación (Pennington *et al.*, 2006).

A nivel mundial aproximadamente el 48,5 % del bosque seco tropical ha sido convertido y su uso se ha enfocado en la agricultura y ganadería (Hoekstra *et al.*, 2005), y en Suramérica este ecosistema ha perdido un 60% de su cobertura original (Portillo y Sánchez, 2010). En Colombia se desconoce la distribución original del bosque seco, pero se estima que hay alrededor de unos 80.000 km², de los cuáles solo queda cerca del 1,5%. (Etter, 1993 citado por Álvarez *et al.*, 1998). El cual estaría presente en áreas de uso agropecuario, como es el caso de la región Caribe y los valles interandinos (Cauca y Magdalena) (Álvarez *et al.*, 1998).

La mayoría de estudios se han enfocado en el desarrollo e investigación de la vegetación (Devía y González, 1995; Mendoza, 1999; Lowy, 2000; Albesiano y Fernández, 2006; Albesiano y Rangel, 2006; Carrillo-Fajardo *et al.*, 2007, Repizo y Devía, 2008; Ruiz y Fandiño, 2009). En el Caribe se destacan estudios sobre vegetación en bosque seco el cual se encuentra en buen estado de conservación en Santa Catalina (Bolívar) (Rodríguez, 2001), San Sebastián (Magdalena) (Marulanda *et al.*, 2003), en el archipiélago de San Bernardo (Flórez y Etter, 2003), en el Parque Nacional Natural Tayrona (Carbonó y García, 2010) y en Aguachica, Cesar (García y Rivera, 2010). A su vez se han realizado algunos estudios que involucran aspectos ecológicos y estudios de especies particulares (Ruiz *et al.*, 1997; Ruiz *et al.*, 2000; Uribe *et al.*, 2001; Ruiz *et al.*, 2005; Fernández, 2006; Yepes y Villa, 2010).

El alto grado de amenaza que sufre el bosque seco, producto de su larga historia de transformación y degradación en el Neotrópico y específicamente en Colombia, se suma a las grandes deficiencias que actualmente presentan las estrategias para su conservación. Arango *et al.*, (2003) estimaron que sólo el 3 % de los bosques secos del país están incluidos en áreas protegidas, todos ellos ubicados en la eco región del Caribe, donde se encuentran los relictos de bosque en mejor estado de conservación.

5.2 DESCOMPOSICIÓN DE HOJARASCA

La hojarasca puede definirse como uno de los horizontes constituyentes del suelo y es llamado horizonte A00 (Ibáñez, 2006), el cual está constituido en su mayoría por restos vegetales recientemente desprendidos por la vegetación (hojas secas, frutos, pequeñas ramas, trozos de corteza, etc.); su humedad depende del clima y

su espesor está condicionado con la velocidad de caída al suelo y con la velocidad de descomposición del material vegetal.

Beare (1995) lo denomina detritosfera, por el hecho de que constituye un hábitat complejo y un estrato importante, pues presenta gran actividad microbiana y por lo tanto una gran actividad descomponedora, involucrando procesos físicos y químicos que reducen la hojarasca a CO₂, H₂O y nutrientes minerales como N, P, K, Na, Ca, Mg y S (Moorhead *et al.*, 1998).

La descomposición de la hojarasca constituye la principal entrada de nutrientes al suelo y es clave en el reciclado de la materia orgánica y nutriente por parte de microorganismos, mesofauna y macrofauna, los cuales contribuyen al flujo respiratorio y otros procesos biogeoquímicos. Toda esta materia orgánica se convierte en humus, el cual actúa como un depósito que libera gradualmente los elementos N, P, S y micronutrientes esenciales para la nutrición de las plantas y para la población microbiana del suelo (Brussaard, 1997). La materia orgánica desempeña un papel importante en la estructura, aireación y capacidad del suelo para sostener el agua, y ofrece un medio favorable para el crecimiento de raíces y para la captación de nutrientes. El humus, la fracción más estable de la materia orgánica, forma asociaciones de enlaces con partículas de arcillas, las cuales incrementan la agregación del suelo y la formación de microporos, lo que mejora la estructura del suelo (Vaast y Snoeck, 1999). Los contenidos de materia orgánica y de N en los suelos están determinados, en primer lugar, por el clima y la vegetación y en segundo lugar, por factores locales como el relieve, material parental del suelo, tipo y duración de la explotación de los suelos y por otras características físicas y microbiológicas (Fassbender y Bornemiza, 1987).

La población microbiana en los residuos aumenta el flujo de la materia orgánica en el suelo, por medio de reacciones de inmovilización, mineralización y estabilización. Estos procesos son de vital importancia y ayudan a mantener el ciclo de nutrición de las plantas lo cual es importante para su conservación a largo plazo, a través del humus (Voroney *et al.*, 1989).

La población microbiana en los residuos aumenta el flujo de la materia orgánica en el suelo, por medio de reacciones de inmovilización, mineralización y estabilización. Estos procesos son de vital importancia y ayudan a mantener el ciclo de nutrición de las plantas lo cual es importante para su conservación a largo plazo, a través del humus (Voroney *et al.*, 1989).

Swift *et al.*, (1979) y Coûteaux *et al.*, (1995) describen que la descomposición de hojarasca involucra dos procesos simultáneos y fundamentales: la mineralización y la humificación. El proceso de humificación contribuye a la fertilidad del suelo conservando nutrientes y energía (Lavelle *et al.*, 1993). La mineralización se define como la transformación de compuestos orgánicos en compuestos inorgánicos disponibles para las plantas y microorganismos (Coyne, 1999).

Swift *et al.*, (1979), desarrollaron un modelo relacionado con la regulación o tasas de descomposición de hojarasca y de la materia orgánica del suelo, teniendo en cuenta tres grupos de factores: factores climáticos (temperatura, humedad y pH), el segundo trata de la química de la hojarasca, en particular concentraciones de nitrógeno, fósforo, celulosa, lignina y polifenoles; el tercero abarca los organismos del suelo o la comunidad descomponedora (microbiota, microfauna, mesofauna y macrofauna).

El resultado de la descomposición es un flujo de moléculas orgánicas e inorgánicas desde la materia orgánica hasta el suelo las cuales se reciclan mediante un flujo continuo de nutrientes, que puede estar determinado por las características físicas y químicas por variables climáticas, que pueden afectar la actividad que llevan a cabo los microorganismos en la degradación de la hojarasca y sobre todo aquellos macroorganismos que fragmentan e ingieren la materia orgánica. (Swift *et al.*, 1979, Verhoef y Brussaard, 1990).

La participación de microorganismos degradadores de lignina, celulosa y otros componentes, sumado al lavado hacia horizontes más profundos del suelo de componentes solubles, cuyo carbono y nitrógeno son progresivamente mineralizados e inmovilizados, hacen difícil la determinación de la contribución de cada uno de estos procesos a la descomposición (Hobbie, 1992). De otro lado, la calidad del material vegetal aporta la energía disponible para los organismos descomponedores, definida por los constituyentes orgánicos y los contenidos de nutrientes: proporciones carbono soluble, celulosa (hemicelulosa) y lignina (Smith, 1994; Swift *et al.*, 1979; Meentemeyer, 1978).

Otra característica relevante de los detritos es su naturaleza química, la cual afecta la tasa de descomposición y respiración (Chapin *et al.*, 2002). La hojarasca con menor relación C:N se descompone más rápido debido a la mayor disponibilidad de N para los descomponedores (Wagner y Wolf, 1998). Entre los factores abióticos que afectan la respiración pueden mencionarse el contenido hídrico, el cual puede variar según el grado de fragmentación del sustrato y la temperatura, que inciden directamente sobre las poblaciones microbianas y su actividad enzimática asociada (Chapin *et al.*, 2002).

Duchaufour, (1987) dividió la hojarasca en tres clases: mejorante, acidificante e indiferente, teniendo en cuenta variables como los componentes constituyentes del material vegetal y la relación C: N. La hojarasca mejorante tiene hojas poco lignificadas y ricas en nitrógeno, con una relación C:N inferior a 25:1. La acidificante tiene altos contenidos de lignina, lípidos y taninos, y la relación C:N sobrepasa el umbral de 50, la indiferente posee características intermedias entre la mejorante y la acidificante, pero su relación C:N de sus residuos vegetales no lignificados fluctúa entre 30 y 50.

La relación entre la calidad de la hojarasca y la descomposición en particular ha

sido definida como la facilidad relativa de la mineralización por organismos descomponedores (Paustian *et al.*, 1997). Sobre la calidad de la hojarasca se han definido índices de calidad química usando varias proporciones de C, N, lignina y polifenoles (Osorio, 2004). Primero, la relación C:N es aceptada como un factor determinante en las tasas de mineralización, pues disminuye con el incremento de las tasas de C:N y segundo, la lignina contribuye a que la degradación de la hojarasca sea más difícil (Melillo *et al.*, 1982).

Sin embargo, se sabe que el aumento en la pérdida de masa de material recalcitrante o con alta relación C: N o lignina: N, es mayor cuando se incrementa la diversidad de hojarasca asociada al número de especies o grupos funcionales; sin embargo, en hojas de rápida descomposición, la diversidad de las especies acompañantes de hojarasca es de limitada importancia al no ejercer influencia alguna sobre la tasa de descomposición. Al respecto, Aerts, (1997) encontró que la evapotranspiración es una variable importante en el control de la calidad influyendo en el porcentaje de descomposición en materiales de mayor calidad.

El aumento de la diversidad de hojas de especies vegetales en la hojarasca cuando hay macrofauna presente conduce al incremento en la pérdida de masa de hojarasca de baja calidad y al descenso de la pérdida de masa en hojarasca de alta calidad, al compararse con la hojarasca en descomposición en ausencia de macrofauna. Esto asocia a la presencia de milípedos, a un aumento en la descomposición de material recalcitrante y la presencia de lombrices al material de rápida descomposición. En tal sentido, la presencia de fragmentadores de hojarasca ejerce una influencia positiva sobre la pérdida de masa (Hattenschwiler y Gasser, 2005; Ambrecht, 2000).

Las diferencias interespecíficas en las propiedades de la hojarasca inciden en los procesos locales de descomposición y por lo tanto en el ciclaje de carbono y nutrientes minerales. Las propiedades de la hojarasca asociadas a una tasa lenta de descomposición incluyen una alta relación C:N una alta relación de lignina a nutrientes minerales y una abundancia de fenoles u otros compuestos secundarios (Lambers *et al.*, 1998; Cornelissen, 1996). Este tipo de descomposición lenta reduce la disponibilidad de nutrientes para el nuevo crecimiento, debido a la inmovilización de estos en las acumulaciones de detritos. Por otra parte, una descomposición rápida de la hojarasca, producto de una menor razón C:N, un bajo contenido de lignina o escasez de compuestos secundarios, potencia un ciclaje más rápido en el ecosistema forestal. Aunque los factores bióticos y abióticos sin duda influyen en las tasas de descomposición, no se sabe con certeza hasta qué punto la tasa de descomposición es afectada por la especialización de la fauna detritívora a la vegetación autóctona de una región (Lambers *et al.*, 1998).

Hay varias técnicas utilizadas para la medición de la descomposición de hojarasca. En el método de bolsas de descomposición se estima la pérdida de peso y los cambios en la composición de nutrientes de una cantidad conocida de material, que es monitoreada durante un periodo de tiempo (Berg y Laskosk, 2006); este es el método más usado. Otra técnica son las bandejas de descomposición en contacto

con el suelo, que consisten en cajas de malla plástica que permiten el acceso de invertebrados que fraccionan la hojarasca, siendo muy similar a las bolsas de descomposición sin exclusión de edafofauna (Del Valle, 2003), métodos como estos son realizados en campo; otros métodos efectuaban experimentos en microcosmos que permitían manipular las condiciones climáticas y determinar el efecto sobre la descomposición de materiales vegetales (Cortet *et al.*, 2003; Heemsbergen *et al.*, 2004). La respirometría es otro modelo en la que se evalúa la cantidad de CO₂ liberada como último producto de la mineralización de los materiales descompuestos.

5.3 BIOTA EN LA DESCOMPOSICIÓN DE HOJARASCA:

La naturaleza de la biota del suelo varía con la composición química de los sustratos; algunos grupos predominan por períodos de tiempo muy cortos, como días, otros mantienen abundancias altas durante largos periodos. Cuando los tejidos vegetales se incorporan al suelo, la abundancia de las bacterias alrededor y dentro de los materiales más profundos se incrementa rápidamente, aunque un aumento en el número de bacterias ocurre solamente de manera directa sobre los compuestos vegetales (Alexander, 1981; Burbano, 1989).

La hojarasca se descompone por una variedad de microorganismos, que al ser clasificados dentro de grupos funcionales que intervienen en el proceso de degradación, definen al grupo funcional como un ensamblaje temporal o permanente de especies que realizan una misma función en el ecosistema (Blondel, 2003) y que permiten establecer y evaluar su capacidad de reflejar el estado de conservación de la biodiversidad en un área dada (Colwell y Coddington, 1996; Pearson, 1994).

En la descomposición de la hojarasca participan hongos y bacterias, algunos pertenecientes a grupos funcionales celulolíticos y ligninolíticos que son capaces de degradar compuestos típicos de las plantas como celulosa, ácido húmico, xilanos, taninos y lignina (Alexopolus, 1985; Kjøller y Struwe, 1992). Estos microorganismos al poseer complejos enzimáticos de celulasas, hemicelulasas, oxidasas, peroxidasas y quitinasas, llevan a cabo con mayor eficiencia los procesos de descomposición (Kang *et al.*, 1999). Aunque las actividades enzimáticas y su expresión varían con la composición y características de la hojarasca o el sustrato a descomponer, son un componente esencial para comprender a cabalidad el proceso de descomposición (Heal *et al.*, 1997).

Los hongos presentan dominancia en el proceso de descomposición por tener mayor habilidad para colonizar y descomponer el material vegetal (Kuter, 1986; Kjøller y Struwe, 1992). La descomposición de las hojas está dada en dos pasos: el primero se refiere a la deposición y el segundo a la colonización en hojas vivas (Dix y Webster, 1995), en la deposición las hojas están expuestas a un constante flujo de esporas proveniente de la atmósfera (Knoll y Schreiber, 2000), que serán

depositadas en el filoplano a través de mecanismos como el impacto del viento, lavado, salpicado y sedimentación (Dix y Webster, 1995), iniciándose la segunda fase con una colonización de hojas vivas por hongos endófitos, saprobios (Bell, 1974) y potenciales patógenos (Dix y Webster, 1995; Filipello *et al.*, 1997).

La descomposición y el ciclaje de nutrientes están regulados por factores fisicoquímicos ambientales, la calidad del sustrato y la comunidad de organismos descomponedores (Lavelle *et al.*, 1993; Joffre y Ágren, 2001). Estos organismos están principalmente representados por la microbiota (hongos y bacterias) y la fauna edáfica (artrópodos). Pese a que en los últimos años varios estudios se han enfocado en las relaciones entre la estructura de las comunidades y el funcionamiento de los ecosistemas (Hector *et al.*, 1999; Huston *et al.*, 2000), pocos se han centrado en la estructura de la comunidad de fauna del suelo y el funcionamiento del mismo (Cortet *et al.*, 2003). Aunque en los ecosistemas terrestres la diversidad biológica de los suelos se conoce muy poco (Wall y Virginia, 2000) se ha establecido que los grupos funcionales de la biota del suelo contribuyen a la regulación de procesos vitales para el funcionamiento de los ecosistemas, tales como la descomposición, el secuestro de carbono y el ciclaje de nutrientes (Groffman y Bohlen, 1999; Liiri *et al.*, 2002).

La fauna del suelo contribuye en este proceso y mantiene la fertilidad del suelo (Swift *et al.*, 1979; Coleman y Crossley, 1996; Lussenhop, 1992). Como consecuencia de estas relaciones de cadenas tróficas que ocurren en los ecosistemas, las alteraciones de la estructura de ensamblaje de microartrópodos han demostrado tener efectos positivos en la respiración del suelo y la lixiviación (Heneghan y Bolger, 1996).

La diversidad de la macrofauna, mesofauna, microfauna y el contenido de biomasa de estos en diferentes estratos de un agro ecosistema, constituyen indicadores de sostenibilidad que favorecen la comparación de varios sistemas de producción y la dinámica de la materia orgánica, elemento fundamental de la sostenibilidad de un sistema de producción (Carrera, 1999). Algunos estudios realizados en la macrofauna de ecosistemas de selva baja caducifolia en Cuba y Mexico reportan las abundancias de macrofauna (Mijail *et al.*, 1996; Naranjo y Palacio, 1997), pero sin ningún análisis en la función que cumplen en la descomposición de la hojarasca; sin embargo, Martínez-Yrizar (1980, 1984) señalaron que al no excluir a la edafofauna fragmentadora las tasas de descomposición mostraban niveles más altos, por lo cual las investigaciones se direccionaron en el establecimiento de la intervención de la edafofauna fragmentadora en el proceso de descomposición de la hojarasca. En cafetales, pastizales y bosque secundario, Pardo *et al.*, (2006) mostraron diferencias en cada uno de estos y sugiere que los macro invertebrados expresan en su población y biomasa respuestas ambientales asociadas más con la estructura del agro ecosistema que con la variación química, física o microbiológica del hábitat.

Algunos estudios realizados previamente por Cenicafé en las zonas cafeteras de Colombia no han sido enfáticos en la descomposición de hojarasca sino en la liberación de nutrientes que aporta esta. Como Farfán y Urrego, (2007) que evaluaron la descomposición y liberación de nutrientes en *Cordia alliodora*, *Pinus oocarpa* y *Eucalyptus grandis* en sistemas agroforestales con café en el departamento del Quindío, mostrando que el sistema de cultivo de café a libre exposición solar o bajo sombra, no afecta la descomposición de sus residuos vegetales. Cardona y Sadeghian, (2005) evaluaron en agro ecosistemas de café a libre exposición y bajo sombra el ciclo de nutrientes y la actividad microbiana en términos de respiración, encontrando variaciones en las concentraciones de nutrientes sin encontrar diferencias en las tasas de descomposición entre los cafetales.

La biota incluye una amplia variedad de microorganismos tales como bacterias, hongos, protozoarios, nematodos y virus. En general, las bacterias descomponen los sustratos de fácil uso, los compuestos de carbono simple tales como las exudaciones de las raíces y los residuos frescos de las plantas. Los desechos producidos por las bacterias se convierten en materia orgánica. Este desecho es menos descomponible que el material original de plantas y animales, pero puede ser usado por un gran número de organismos. Algunos de estos descomponedores pueden descomponer incluso pesticidas y agentes contaminantes en el suelo. Son especialmente importantes en la inmovilización y retención de nutrientes en sus células y, por lo tanto, previenen la pérdida de nutrientes de la zona de las raíces (Ingham, 2000).

Los hongos descomponen la materia orgánica más resistente, reteniendo en el suelo los nutrientes obtenidos bajo forma de biomasa de hongos y liberación de CO₂. El material menos resistente es descompuesto primero mientras que el material más resistente, como la lignina y las proteínas, es descompuesto en varias etapas. Muchos de los productos de desechos secundarios son ácidos orgánicos; por ello, los hongos ayudan a incrementar la acumulación de materia orgánica rica en ácidos húmicos, resistentes a una degradación posterior (Ingham, 2000).

En un estudio hecho por Bernal *et al.*, (2006); sobre la microflora cultivable y endomicorrizas obtenidas en hojarasca de bosque (páramo guerrero - finca puente de tierra) Zipaquirá, Colombia lograron determinar que los microorganismos con más frecuencia pertenecen a los géneros *Staphylococcus*, *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Micrococcus*, *Penicillium*, *Rhodotorula* y se aisló una cepa de *Cladosporium spp.*

Trabajos realizados por McGuire, en 2011 en bosque lluvioso tropical han encontrado una gran diversidad y heterogeneidad de comunidades descomponedoras de hojarasca, principalmente de hongos.

Por su parte Cantrell, (2011), encontró que la riqueza bacteriana en los suelos muestra una interacción significativa entre la temporada y los residuos, así mismo que la comunidad bacteriana y de hongos tiene cambios significativos en las hojas senescentes a través del tiempo.

La presencia bacteriana en procesos de descomposición de material lignocelulolítico se ha abordado en el estudio llevado a cabo por Kielak, *et al.*, (2016), usando madera de pino, donde encontraron que en las primeras etapas han sido encontradas *Gammaproteobacteria* del orden *Xanthomonadales* y *Pseudomonadales* en etapas medias *Alphaproteobacteria*; *Rhodospirillales* así como *Betaproteobacteria* de las *Burkholderiales*. Estos datos pueden dar indicios del comportamiento bacteriano en el proceso de descomposición de la hojarasca de *Machaerium arboreum*, por ende este trabajo subyace en conocer las bacterias implicadas en la mineralización de la hoja.

6. METODOLOGIA

6.1 ÁREA DE ESTUDIO.

El área de muestreo corresponde a la zona de bosque seco tropical del corregimiento de La Garita, municipio de Los Patios, entre los 0 - 650 msnm ($7^{\circ}50'17''N$ $72^{\circ}50'47''O$). y el procesamiento de la muestra se llevó a cabo en el laboratorio del Grupo de Investigación en Microbiología y Biotecnología (GIMBIO) de la Universidad de Pamplona (Ver anexo 1, imagen B)



Figura 1. Ubicación del área de muestreo

6.2 MUESTREO Y PERDIDA DE PESO.

La muestra de hojarasca del árbol *Machaerium arboreum* fue tomada en el bosque seco tropical del corregimiento de La Garita, a lo largo de un transecto de 100X20m, partiendo de la recolección de hojas verdes del árbol, las cuales, posteriormente fueron sometidas a secado y repartidas en bolsas con una red tubular de nailon de 20 * 20 cm y una malla de 0,5 mm de luz, aproximadamente. Sesenta y nueve (69) muestras, cada una, con 20 g de hojarasca, fueron dispuestas, en un diámetro de 30 metros alrededor del enclave geográfico, ubicándolas bajo los arbustos de *Machaerium arboreum* y asegurándose a estos por medio de ataduras empleando hilo nylon de alta resistencia. (Ver anexo 1, imagen C, D, E, F)

Se procede a analizar la muestra inicial y se toma muestra cada mes, durante los seis primeros meses y luego una muestra al octavo mes. Las muestras fueron llevadas al laboratorio GIMBIO de la Universidad de Pamplona, donde fueron

analizadas.

Para determinar el peso seco o biomasa de la hojarasca, se pesa "in situ" la muestras extraídas en cada muestreo (5 a 7 muestras), empleándose una balanza de precisión.

6.3 AISLAMIENTO Y PURIFICACIÓN DE LA MICROBIOTA ASOCIADA A LA DESCOMPOSICIÓN DE LA HOJARASCA.

A partir de las muestras recolectadas de hojarasca, se aislará mediante cultivo en medios de enriquecimiento, las bacterias y hongos que se encuentren asociadas a su degradación. Se emplea la metodología de diluciones seriadas y siembra en placa en superficie para conteo de células viables bacterianas empleando los medios de cultivo, Agar nutritivo y Agar BHI (Madigan *et al.*, 2000), incubándose a 25°C por 1-2 días. Para la identificación bacterias presentes en la muestra de hojarasca, se procederá a la purificación de cada uno de las colonias o morfo especies o biotipos, diferenciadas en su crecimiento macroscópico.

A partir de las siembras en estos medios, se determinó el recuento general de bacterias presentes en la hojarasca en descomposición. Una vez concluida la incubación, se realiza el conteo de las colonias microbianas presentes en el medio de cultivo y se determinan las unidades formadoras de colonias por gramo de hojarasca seca (UFC/g hojarasca).

6.4. SUBCULTIVO Y PURIFICACIÓN.

El subcultivo de las bacterias aisladas se realizó mediante siembra por agotamiento en agar nutritivo, incubando a 25°C por 24 horas y se realizó la descripción macroscópica y microscópica de las colonias bajo tinción de Gram.

Se realizó la caracterización bioquímicas de cada aislado, soportado en las claves taxonómicas de *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* 2ª ed y *The prokaryotes* 4ª ed (Ver Anexo 5, a, b, c, d, e, f, g).

6.5 IDENTIFICACIÓN MACROSCÓPICA.

Se procedió a describir macroscópicamente cada una de las cepas aisladas y purificadas en cada uno de los muestreos, determinándose las características de color, textura, tamaño, borde, elevación, diámetro y luz transmitida.

6.6 IDENTIFICACIÓN MICROSCÓPICA:

A partir de las cepas purificadas y caracterizadas macroscópicamente se realizó la tinción de *Gram* para determinar la morfología y tipo de tinción presente en cada una de ellas.

Cabe destacar que existen variaciones de esta técnica, pero en términos generales, la tinción de Gram involucra los siguientes pasos:

Tinción inicial: las células se les adiciona cristal violeta, el cual es el colorante primario, se procedió a agregar lugol que reacciona con el cristal violeta y forma un complejo cristal violeta-yoduro. Seguidamente, se le adicionó alcohol cetona un solvente no polar, el cual actúa lavando el complejo cristal violeta-yoduro de las células *Gram*-negativas. De esta manera las bacterias *Gram* positivas continúan moradas y las *Gram* negativas quedan incoloras, por último se tiñó con safranina, de manera que las bacterias *Gram*-negativas, que habían sido decoloradas, se tiñen de rosado fucsia según el colorante empleado; en tanto, las bacterias *Gram* positivas no se afectan con la contra-tinción y permanecen moradas debido a lo intenso de esta coloración Rodríguez *et al.*, (2005).

6.7 IDENTIFICACIÓN BIOQUÍMICA.

Se determinó las características metabólicas de cada una de las cepas aisladas, mediante las pruebas de identificación descritas en la taxonómica de *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* segunda edición, *The prokaryotes Actinobacteria* cuarta edición y la base de datos *ABIS Biochemical Identification*.

El porcentaje de afinidad se obtuvo mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de afinidad} = \frac{\text{Resultados experimentales}}{\text{Resultados teóricos}} \times 100$$

6.7.1 Prueba catalasa.

La actividad catalasa se detectó añadiendo unas gotas de peróxido de hidrógeno sobre las colonias en un portaobjetos. La producción de burbujas indica la presencia del enzima catalasa (Schaad *et al.*, 2001).

6.7.2 Prueba Urea.

Se cultivó el microorganismo en agar urea. Ésta será degradada por aquellos microorganismos capaces de producir el enzima ureasa. Esta degradación produce amoniaco que hará variar el color del indicador rojo fenol de amarillo a rojo,

poniéndose así de manifiesto la actividad ureasa, (Mc Faddin, 2003).

6.7.3 Prueba citrato.

Se procedió a inocular en medio agar citrato el cual está compuesto por dihidrogenofosfato de amonio, que suministra la única fuente de nitrógeno, y citrato de sodio, que sirve como única fuente de carbono. El azul de bromotimol actúa como un indicador de pH, haciendo que el medio cambie de verde (neutro) a azul (alcalino) al aumentar el pH lo que indica una reacción positiva para aquellos microorganismos capaces de metabolizar el citrato de sodio. (Mc Faddin, 2003).

6.7.4 Prueba gelatina.

El medio consiste en caldo nutritivo suplementado con gelatina al 12%. Se inoculó la muestra y se incubó a 25°C por 24 horas. La prueba positiva queda indicada por la licuefacción de la gelatina. (Mc Faddin, 2003).

6.7.5 Prueba nitratos.

Se inoculó la muestra y se incubó a 25°C por 24 horas. Se añade al tubo con crecimiento unas gotas de ácido sulfanílico (0,8 g de ácido sulfanílico disuelto en 1000mL de ácido acético 5N), y unas gotas de α -naftilamina (5,0 g de α -naftilamina disueltos en 1000 mL de ácido acético 5N, si se torna a una coloración rosada a roja indica que los nitratos han sido reducidos a nitritos, y si no presenta dicha coloración indica que la reacción es negativa por lo tanto se agrega una pequeña cantidad de polvo de zinc, si aparece una coloración rosada confirma que los nitratos no han sido reducidos a nitritos, pero si permanece igual se interpreta que los nitratos han sido reducidos a N_2 gaseoso, es decir se ha producido una desnitrificación (Mc Faddin, 2003).

6.7.6 Actividad citocromo oxidasa.

La prueba de oxidasa es una prueba usada en microbiología para determinar si una bacteria produce alguna de las citocromo c oxidasas. La prueba hace uso de discos impregnados con el reactivo N,n,n,n-tetrametil-p-fenilendiamina (o TMFD) o N,N-Dimetil-p-fenilendiamina (o DMFD), el cual también es un indicador redox. El reactivo pasa de azul oscuro a granate al ser oxidado, y se vuelve transparente al ser reducido. Las bacterias oxidasa positiva poseen citocromo oxidasa o indofenol oxidasa (una hemoproteína).

6.7.7 Hidrólisis almidón.

Se inoculó la muestra con ayuda del asa de platino estéril, mediante una estría sobre la superficie del agar, posteriormente se incubó a 25°C por 24h. Finalmente, se reveló mediante el reactivo de lugol añadiendo 5 ml de este sobre la placa inoculada. La presencia de un halo alrededor de la colonia indica la hidrólisis del

almidón por la ruptura de los enlaces b1-4 presentes en este polímero y por los que el lugol (yodo) tiene afinidad.

6.7.8 Prueba DNAsa.

Se sembró en estría en el medio Agar DNAsa con un asa estéril. Se incubó a 25°C - 24 h. Tras el periodo de incubación, se añaden 5mL de ácido clorhídrico 1N. Si se observa la presencia de un halo transparente alrededor del microorganismo que indica una reacción positiva por medio de la actividad dextronucleasa.

6.7.9 Fermentación de hidratos de carbono.

El hidrato de carbono al 3% se esterilizó por filtración empleando filtros de jeringa con 0,5 micrómetros de diámetro y se agregó de forma aséptica a un tubo que contenía 9ml de agua destilada con rojo fenol como indicador que previamente habían sido esterilizados, se inoculó la bacteria a evaluar en su capacidad metabólica de fermentar, lo que se evidencia en el cambio del indicador de pH rojo fenol que se torna amarillo cuando el pH del medio desciende por debajo de 6,8 virando a un color amarillo. Este procedimiento se realiza para galactosa, lactosa, manitol, fructosa, glucosa, xilosa, arabinosa, almidón, inositol, glicerol, manosa, trehalosa, maltosa, gluconato.(Koneman, 2001).

6.8 CONSERVACIÓN.

A partir de un cultivo axénico de cada una las cepas bacterianas obtenidas previamente incubada por un tiempo no mayor a 16 horas, se obtuvo un crecimiento masivo que se procede a recolectar empleándose una solución conservante de glicerol al 10% y depositándose la suspensión microbiana en tubo eppendorf estéril rotulado con nombre de la cepa, fecha de conservación y llevándose a conservación bajo congelación a -30°C, creándose el banco de cepas del estudio de la descomposición de la hojarasca de *M. arboreum* y posteriormente se realizarán pruebas de viabilidad para determinar su estabilidad en el tiempo e igualmente poder ser usadas en estudios posteriores.

6.9 DETERMINACIÓN ACTIVIDAD CELULOLÍTICA.

La determinación de la actividad enzimática se llevó a cabo, mediante una siembra por punción de cada una de las cepas previamente identificadas, en un medio que contenía (g/l) 20 g de sacarosa, 1,0 g K₂HPO₄, 0,1g FeSO₄, 0,5g MgSO₄·7H₂O, 0,5g NaCl, 0,005 g NaMoO₄, 2,0 g CaCO₃, 15 g de agar, 2,0 g Carboximetilcelulosa (CMC) con un pH de 7,5. Se incubó a 25°C por 24 horas, posteriormente, se reveló con 3mL de rojo congó al 1% (p/v) (Wen- jing *et al.*, 2005; Gaitán y Pérez, 2007). El colorante se dejó actuar por 15 minutos, donde posteriormente se retiró el exceso de colorante, seguidamente se lavó dos veces

con solución de cloruro de sodio 2mol/ L, dejando en reposo durante quince minutos. Se determinó la actividad celulolítica por la presencia de zonas claras (halos) manifestado por la hidrólisis de la celulosa, cuyo diámetro fue medido en milímetros (Constantino *et al.*, 2011; Ortiz y Uribe, 2010).

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

7.1 RECOLECCIÓN DE MUESTRAS Y PÉRDIDA DE PESO

Se recolectaron un total de 43 muestras de hojarasca de *Machaerium arboreum*, de acuerdo a los intervalos de tiempo establecidos en el diseño experimental, obteniéndose de cada una de ellas, el peso y el recuento total de bacterias.

La pérdida de peso de la hojarasca a lo largo de los seis muestreos correspondió al 36,2% del peso inicial, observándose que la concentración de la población bacteriana a lo largo del tiempo se mantuvo estable, excepto en los dos primeros muestreos (tabla 1). Esta pérdida de peso pudo estar relacionada con la microbiota bacteriana presente en la hojarasca, que emplea los recursos nutricionales de la hojarasca como fuente de energía, especialmente consumiendo azúcares y aminoácidos en las primeras etapas de descomposición.

Lo cual es congruente con lo reportado por Arellano *et al.*, en el 2004 estableciendo que la pérdida de peso de la hojarasca en descomposición se inicia por una rápida pérdida y lavado de compuestos solubles y la descomposición de azúcares, algunos fenoles, almidones y proteínas y una posteriormente la descomposición más lenta, debido a la presencia de elementos recalcitrantes, como la celulosa, hemicelulosas, taninos y lignina, siendo corroborado, que a medida que avanza el proceso de descomposición hay una disminución en el peso. Castellanos y León en el 2011 denotan que la calidad de la hojarasca se considera como el principal atributo de descomposición puesto que se ha encontrado una fuerte relación entre la pérdida de peso y algunos indicadores de calidad, por ejemplo el contenido de lignina, fenoles, N, P, C/N, entre otros sin desconocer que los factores ambientales influyen en la descomposición de la hojarasca, dentro de los cuales y los más influyentes están el clima, la humedad y la precipitación.

Tabla 1. Recolección, pesaje y recuento total de la microbiota en las muestras de la hojarasca de *Machaerium arboreum*.

Muestreos	12-sep-17					17-oct-17					20-nov-17					23-ene-18					19-feb-18					15-mar-18										
	1er muestreo					2do muestreo					3ro muestreo					4to muestreo					5to muestreo					6to muestreo										
Codigo de la muestra	*Muestra inicial					15	9	7	29	11	46	13	31	67	17	5	10	41	25	37	50	36	28	35	32	70	38	2	8	18	39	49	63	19	42	54
Peso promedio	20					18					14					12,7857					13,48					12,76										
Porcentaje perdida de peso	0%					10%					30%					36,07%					32,60%					36,20%										
Informe recuento	9,75*10 ⁴					1,4*10 ⁴					1,5*10 ³					9,6*10 ³					3,74*10 ³					5,8*10 ³										
Aislado por muestreo	15					12					9					10					8					6										

* Muestra inicial de hojarasca *Machaerium arboreum* sin codificar

Análisis de la pérdida de peso y recuento total de bacterias en la hojarasca de *Machaerium arboreum* a lo largo de 8 meses. Fuente (Autor).

A partir de los recuentos totales de bacterias, se escogieron las colonias representativas del crecimiento obtenido para ser purificadas hasta obtener un cultivo axénico y posteriormente proceder a identificarla bajo claves taxonómicas según *Bergey's*, se evidenció que las características macroscópicas se mantienen relacionadas y que el número de colonias que se diferencian por su crecimiento, se contabilizan entre 8 a 16 colonias cultivables, en cada muestreo.

7.2 DESCRIPCIÓN MACROSCÓPICA DE LOS AISLADOS DURANTE EL ESTUDIO.

Se aislaron 60 cepas a partir de los seis muestreos realizados, donde se escogieron las colonias más representativas en cada muestreo, utilizando la descripción macroscópica como parámetro de agrupación, obteniéndose 20 caracterizaciones. (Ver Anexo 2).

Tabla 2: Descripción macroscópica de los aislados obtenidos durante 6 muestreos.

Grupo	Aislados						Descripción macroscópica
	Muestreo 1	Muestreo 2	Muestreo 3	Muestreo 4	Muestreo 5	Muestreo 6	
CB1	AM1CB1	AM2CB7	AM3CB6	AM4CB3	AM5CB5	AM6CB2	Colonia pequeña de 1 a 2 milímetros, color crema, textura mucoide, que presenta una elevación convexa, translúcida, con borde liso y redonda, aunque no presenta pigmentación.
CB2	AM1CB2	AM2CB12					Colonia grande 5mm, opaca, borde irregular, color crema no genera pigmento, de textura mucoide, cóncava.
CB3	AM1CB3						Colonia mediana 3mm, opaca, redonda, borde liso, color amarillo pálido, convexa y cremosa,

CB4	AM1CB4	AM1CB4	AM2CB2	AM3CB9	AM4CB6	AM5CB3	AM6CB1	Colonia mediana 4mm, color crema, textura dura, elevación convexa, translúcida, con borde liso, redonda.
CB5	AM1CB5	AM1CB5	AM2CB3	AM3CB8	AM4CB4			Colonia grande 5mm, color crema, cremosa, elevación convexa, opaca, con borde estrellado, forma irregular.
CB6	AM1CB6	AM1CB6	AM2CB1	AM3CB2	AM4CB8	AM5CB2		Colonia pequeña 2mm, color blanco, textura cremosa, elevación convexa, opaca, con borde liso, redonda.
CB7	AM1CB7	AM1CB7	AM1CB4					Colonia mediana 3-4mm, color Amarillo, borde liso, mucoide, elevación convexa, translúcida, redonda.
CB8	AM1CB8	AM1CB8	AM1CB11	AM3CB4	AM4CB7			Colonia pequeña 2mm, color naranja pálido, borde irregular, cremosa, convexa, translúcida, redonda.
CB9	AM1CB9	AM1CB9	AM2CB10	AM3CB5	AM4CB1	AM5CB4		Colonia mediana 3mm, color amarillo pálido, borde irregular, cremosa, convexa, translúcida, redonda.
CB10	AM1CB10	AM1CB10	AM2CB5	AM3CB7	AM4CB2			Colonia pequeña 2mm, color amarillo, borde irregular, mucoide, convexa, translúcida, redonda.
CB11	AM1CB11	AM1CB11	AM2CB6	AM3CB3	AM4CB5			Colonia pequeña 2mm, color crema, borde liso, cremosa, convexa, translúcida, redonda.
CB12	AM1CB12	AM1CB12						Colonia pequeña 2mm, translúcida, redonda, borde liso, color amarillo pálido, no genera pigmento, de textura cremosa.
CB13	AM1CB13	AM1CB13						Colonia pequeña 2mm, de color crema, textura cremosa, borde liso, convexa, opaca, redonda.
CB14	AM1CB14	AM1CB14						Colonia grande 5mm, color rojo pálido, textura mucoide, borde irregular, cóncava, opaca.

CB15	AM1CB15	AM2CB12	AM4CB9	Colonia pequeña 1-2mm, color amarillo brillante, borde liso, mucoide, elevación convexa, translúcida, redonda.		
CB16		AM2CB9	AM3CB1	Colonia mediana 3-4mm, color amarillo, borde irregular, mucoide, elevación convexa, translúcida, redonda.		
CB17			AM5CB1	AM6CB3	Colonia pequeña 1-2mm, color rojizo, borde liso, cremosa, elevación convexa, translúcida, redonda.	
CB18			AM4CB10	AM5CB7	AM6CB6	Colonia pequeña 2mm, color blanco, borde irregular, dura, elevación convexa, opaca, redonda.
CB19				AM5CB6	AM6CB5	Colonia mediana 3-4mm, color blanco, borde irregular, dura, elevación convexa, opaca, redonda.
CB20				AM4CB8	AM6CB4	Colonia pequeña 2mm, color blanco, borde irregular, dura, elevación convexa, opaca, redonda.

CB: Cepa bacteriana, agrupación de aislados caracterizados macroscópicamente

Descripción macroscópica de los aislados obtenidos en cada muestreo, agrupados en cepas codificadas como CB del 1 al 20 según los resultados obtenidos Fuente (Autor).

En los 60 aislados obtenidos se observó una heterogeneidad (Figura2) entre los agrupamientos obtenidos en función de sus características macroscópicas entre un 10% a un 2% según la prevalencia de los aislados recuperados durante el tiempo de muestreo, como se ha observado en otros estudios donde la población bacteriana recuperada resulta ser muy variable. (Cuéllar *et al.*, 2007)

Del total de aislamientos, el grupo CB1, CB4 son constantes durante todos los muestreos y posiblemente sea una población bacteriana asociada a la degradación de la hojarasca de forma activa, en los últimos tres muestreos se ha encontrado de forma muy prevalente los grupos CB17, CB18, CB19, CB20, que posiblemente guardan una alta asociación con la degradación de la hojarasca que ha logrado perder entre el 20 al 30% del peso inicial. Otros grupos como CB6, CB9 y CB11, CB10, CB9, CB8, se han mantenido presentes en los primeros meses, de forma fluctuante, sin embargo no se descarta que igualmente hagan parte del proceso de

descomposición de la hojarasca que es altamente compleja en *M. arboreum* al presentar una riqueza en taninos, lignina, celulosa y hemicelulosa (Ashton *et al.*, 1999).

Haase y Wantzen, (2008) reportaron que los taninos presentes en la hojarasca son de vital importancia en la descomposición, se ha demostrado que los taninos están involucrados en los mecanismos de defensa de las plantas contra ataques de bacterias. Hakkinen en el 2000 comprobó que existen compuestos fenólicos simples que son fáciles de asimilar por los microorganismos como también moléculas compuestas por un solo sustituyente hidroxilo con un anillo bencénico, hasta sustancias poliméricas complejas como son los taninos y ligninas.

Vanholme en el 2010 también referencia que la celulosa, la hemicelulosa y la lignina son los compuestos más difíciles de degradar y este proceso solo lo llevan a cabo microorganismos con alto capacidad enzimática puesto que estos compuestos forman parte de la pared celular de las plantas haciéndolas menos susceptibles a la degradación presentándose una población bacteriana heterogénea como la observada en el presente estudio.

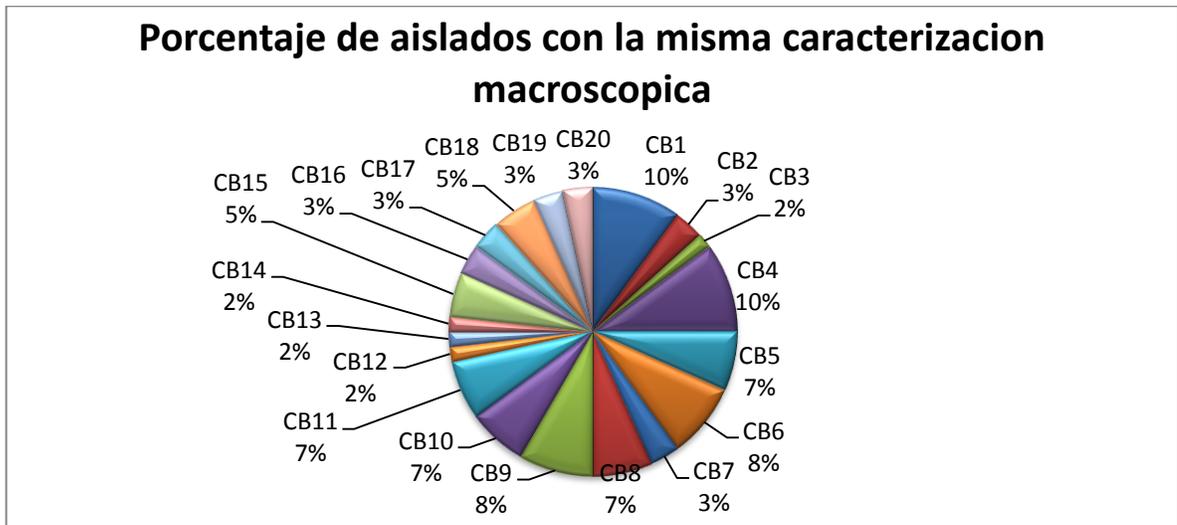


Figura 2. Porcentaje de aislados caracterizados macroscópicamente, y su incidencia en los muestreos realizados.

7.3 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL PRIMER MUESTREO.

Dentro de los 15 aislados analizados (Tabla 3), la morfología de mayor prevalencia en un 66,6 % corresponde a cocos Gram positivos, seguido en un 26,6% por bacilos Gram positivos y finalmente un 6,66% a bacilos Gram negativos.

A partir de la identificación bioquímica, según *Bergey's* y *The prokaryotes*, se pudo determinar que de los 9 aislados con morfología cocos *Gram* positivos, 5 de ellos (AM1CB7, AM1CB8, AM1CB9, AM1CB10, AM1CB11) son correspondientes con la identificación del género *Micrococcus spp*, con un porcentaje de afinidad del 99%, el aislado AM1CB14 coco *Gram* positivo, se identifica como una cepa del género *Streptococcus spp* y los restantes (4) con morfología cocos y diplococos (AM1CB2, AM1CB3, AM1CB12, AM1CB13) corresponden taxonómicamente, con un porcentaje de afinidad del 98%, al género *Staphylococcus spp.*.

Los cuatro aislados la identificación corresponden taxonómicamente con el género *Bacillus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 97%, cabe resaltar que AM1CB15 (porcentaje de afinidad de un 81%) presentó morfología *Gram* negativa y según *Bergey's* se identificada dentro de este género ya que comparte las mismas características bioquímicas y la tinción puede ser *Gram* variable, esto fue verificado mediante la base de datos (*ABIS Biochemical identification*).

Tabla 3. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el primer muestreo.

Cepa	AM1CB1	AM1CB2	AM1CB3	AM1CB4	AM1CB5	AM1CB6	AM1CB7	AM1CB8	AM1CB9	AM1CB10	AM1CB11	AM1CB12	AM1CB13	AM1CB14	AM1CB15
Gram	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)
Morfología	B	C	C	B	B	B	C	C	C	C	C	C	C	C	B
Agrupación	N.A	Co	D	N.A	N.A	N.A	T	T	T	T	T	D	Co	Ca	N.A
Pigmentación	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Motilidad	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)
Esporas	(+)	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)
Aerobio	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Catalasa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(-)	(-)	(+)
Oxidasa	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(+)	(-)	(+)
Crecimiento en NaCl															
0 %	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	(+)
5%	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	(+)
10%	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(+)	(+)	(+)
20%	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(-)	(-)	(-)
Crecimiento a temperatura de															
10°C	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(+)	(+)	(+)
20°C	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	(+)
30°C	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	(+)

40°C	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(-)	(+)
50°C	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(-)	(+)
60°C	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(-)	(-)	(+)
Crecimiento a pH															
5	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(+)	(+)
6	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	(+)
7	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	(+)
8	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	(+)
9	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(+)	(+)
10	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(-)	(-)	(-)
VP	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)
Citrato	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(+)	(+)	(+)
LIA	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(+)	(+)
Nitrato	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(+)
Celulosa	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
DNA	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(+)	(+)
Urea	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(+)	(+)
Arginina	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
Gelatina	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(-)	(-)
Almidón	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Arabinosa	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)
Ornitina	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(-)	(+)
Xilosa	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)
Glucosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Fructosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)
Manitol	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)
Lactosa	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)	(-)
Galactosa	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)
Inositol	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)
Glicerol	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(+)	(-)	(+)
Gluconato	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)
Maltosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)
Acetato	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)
Alanina	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(-)	(-)	(+)
Etanol	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(-)	(-)	(-)	(+)
Manosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Trehalosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)

B: Bacilo

T: Tetradas

Co: Coco

C: Cocos

Dc: Diplococos

AM1CB: Aislado muestreo 1 cepa bacteriana

N.A: No aplica

Ca: Cadenas

Basado en *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* segunda edición páginas 22-88; 394-396; 665-680 y *The prokaryotes Actinobacteria* cuarta edición, páginas 465-466. (Ver anexo 5, a, b, c, d, e)

Perfil bioquímico obtenido de aislados de la hojarasca del primer muestreo de *Machaerium arboreum* Fuente (autor).

7.4 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL SEGUNDO MUESTREO.

De los 12 aislados analizados, la morfología de mayor prevalencia en un 58,33 %

corresponde a cocos Gram positivos, seguido en un 33,36% por bacilos Gram positivos y finalmente un 8,33% a bacilo Gram negativos (Tabla 4).

A partir de la identificación bioquímica, según *Bergey's* y *The prokaryotes*, se logró determinar que de los siete aislados con morfología cocos Gram positivos, 5 cepas (AM2CB4, AM2CB5, AM2CB6, AM2CB10, AM2CB11) son correspondientes con la identificación al género *Micrococcus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 98%, entre estos se observaron variaciones en la capacidad fermentativa, así el aislado AM2CB10 presenta una variación para maltosa y xilosa, mientras que AM2CB6 en inositol y maltosa y los dos aislados restantes, AM2CB9 corresponden taxonómicamente al género *Staphylococcus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 98% y AM2CB12, se identifica como una cepa del género *Streptococcus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 94%, observándose una variación en la capacidad de hidrólisis del almidón, además de no fermentar el manitol ni lactosa, diferenciándose de esta forma del aislado obtenido en el primer muestreo.

De los cinco aislados con morfología bacilar, cuatro de ellos presentaron coloración Gram positiva (AM2CB1, AM2CB2, AM2CB7, AM1CB8) y se corresponde taxonómicamente con el género *Bacillus spp.*, con un porcentaje de afinidad de 94%, el aislado AM2CB3 presentó una coloración Gram negativa, siendo, igualmente, identificado dentro de este género, puesto que *Bergey's* clasifica su tinción de Gram como variable y las demás pruebas bioquímicas coinciden en un 95%.

Tabla 4. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el segundo muestreo.

Característica	Cepa											
	AM2CB1	AM2CB2	AM2CB3	AM2CB4	AM2CB5	AM2CB6	AM2CB7	AM2CB8	AM2CB9	AM2CB10	AM2CB11	AM2CB12
Gram	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Morfología	B	B	B	C	C	C	B	B	C	C	C	C
Agrupación	N.A	N.A	N.A	T	T	T	N.A	N.A	Co	T	T	Ca
Pigmentación	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Motilidad	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)
Esporas	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	N.A
Aerobio	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Catalasa	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	(-)
Oxidasa	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(-)
Crecimiento en NaCl												
0 %	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(+)
5%	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(+)
10%	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(-)
20%	(-)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(-)	N.A	N.A	(-)
Crecimiento a												

temperatura de												
10°C	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(-)
20°C	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(+)
30°C	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(+)
40°C	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(+)
50°C	(-)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(-)	N.A	N.A	(+)
60°C	(-)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(-)	N.A	N.A	(-)
Crecimiento a												
pH												
5	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	(+)
6	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(+)
7	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(+)
8	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(+)
9	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	(+)
10	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	(-)
VP	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)
Citrato	(-)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(-)	(+)	N.A	N.A	(-)
LIA	(+)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	(+)
Nitrato	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)
DNA	(-)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A	(-)	(-)	(-)	N.A	N.A	(+)
Urea	(-)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A	(-)	(-)	(-)	N.A	N.A	(+)
Arginina	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
Gelatina	(-)	(-)	(-)	N.A	N.A	N.A	(-)	(-)	(-)	N.A	N.A	(+)
Almidón	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)
Arabinosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)
Ornitina	(-)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A	(-)	(-)	(-)	N.A	N.A	(+)
Xilosa	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)	(-)	(+)	(+)
Glucosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Fructosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)
Manitol	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)
Lactosa	(-)	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)
Galactosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)
Inositol	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
Glicerol	(-)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	(-)
Gluconato	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)
Maltosa	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)
Acetato	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)
Alanina	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	(-)
Etanol	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	(-)
Manosa	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Trehalosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)

B: Bacilo

T: Tetradas

Co: Coco

C: Cocos

Dc: Diplococos

AM2CB: Aislado muestreo 2 cepa bacteriana

N.A: No aplica

Ca: Cadenas

Basado en *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* segunda edición páginas 22-88; 394-396; 665-680 y *The prokaryotes Actinobacteria* cuarta edición, páginas 465-466. (Ver anexo 5, a, b, c, d, e)

Perfil bioquímico obtenido de aislados de la hojarasca en el segundo muestreo de *Machaerium arboreum* Fuente (autor).

7.5 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL TERCER MUESTREO.

Como se puede observar en la tabla 5, los 9 aislados recuperados la morfología de mayor prevalencia en un 55,5 % corresponde a cocos, seguido en un 44,4% por bacilos.

A partir de la identificación bioquímica, según *Bergey's* y *The prokaryotes*, se pudo determinar que de los cinco aislados con morfología cocos, 4 cepas (AM3CB2, AM3CB3, AM3CB5, AM3CB7) son correspondientes con la identificación al género *Micrococcus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 93% y el aislado AM3CB1 corresponde taxonómicamente al género *Streptococcus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 95%.

Todos los aislados (4) con morfología bacilar (AM3CB4, AM3CB6, AM3CB8, AM3CB9), corresponde con el género *Bacillus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 91%.

Tabla 5. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el tercer muestreo.

Cepa	AM3CB1	AM3CB2	AM3CB3	AM3CB4	AM3CB5	AM3CB6	AM3CB7	AM3CB8	AM3CB9
Característica									
Gram	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Morfología	C	C	C	B	C	B	C	B	B
Agrupación	Ca	T	T	N.A	T	N.A	T	N.A	N.A
Pigmentación	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Motilidad	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Esporas	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
Aerobio	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Catalasa	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
Oxidasa	(.)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
Crecimiento en NaCl									
0 %	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
5%	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
10%	(-)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
20%	(-)	N.A	N.A	(+)	N.A	(-)	N.A	(+)	(+)
Crecimiento a temperatura de									
10°C	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)

20°C	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
30°C	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
40°C	(-)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
50°C	(-)	N.A	N.A	(+)	N.A	(-)	N.A	(+)	(+)
60°C	(-)	N.A	N.A	(+)	N.A	(-)	N.A	(+)	(+)
Crecimiento a									
pH									
5	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
6	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
7	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
8	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
9	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
10	(-)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
VP	(-)	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)
Citrato	(+)	N.A	N.A	(+)	N.A	(-)	N.A	(+)	(+)
LIA	(-)	N.A	N.A	(-)	N.A	(+)	N.A	(-)	(+)
Nitrato	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)	(-)	(+)	(+)
DNA	(-)	N.A	N.A	(-)	N.A	(-)	N.A	(-)	(-)
Urea	(+)	N.A	N.A	(-)	N.A	(-)	N.A	(-)	(-)
Arginina	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
Gelatina	(+)	N.A	N.A	(-)	N.A	(-)	N.A	(-)	(-)
Almidón	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)
Arabinosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)
Ornitina	(-)	N.A	N.A	(-)	N.A	(-)	N.A	(-)	(-)
Xilosa	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)
Glucosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Fructosa	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Manitol	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(+)
Lactosa	(-)	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)
Galactosa	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)
Inositol	(-)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)
Glicerol	(-)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
Gluconato	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Maltosa	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)
Acetato	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Alanina	(-)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
Etanol	(-)	N.A	N.A	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)
Manosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Trehalosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)

B: Bacilo
C: Cocos
N.A: No aplica

T: Tetradas
Dc: Diplococos
Ca: Cadenas

Co: Coco
AM3CB: Aislado muestra tres
cepa bacteriana

Basado en *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* 2ed, páginas 22-88; 394-396; 665-680 y *The prokaryotes Actinobacteria* 4ed, páginas 465-466. (Ver anexo 5, a, b, c, d, e)

Perfil bioquímico obtenido de aislados de hojarasca de *Machaerium arboreum* en el tercer muestreo Fuente (autor).

7.6 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL CUARTO MUESTREO.

De los 10 aislados analizados, las morfologías de mayor prevalencia, en ambos casos, en un 40%, corresponde a cocos *Gram* positivos, y bacilos *Gram* positivos, y en un 10%, en ambos casos, a bacilo *Gram* negativos bacilos *Gram* positivos filamentosos (Tabla 6).

A partir de la identificación bioquímica, según *Bergey's* y *The prokaryotes*, se puede determinar que de los aislados con morfología cocos *Gram* positivos, 4 cepas (AM4CB1, AM4CB2, AM4CB5, AM4CB7) son correspondientes con la identificación al género *Micrococcus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 89%, presentando variaciones en la capacidad fermentativa de ciertos carbohidratos (manitol, fructosa).

Los aislados con morfología bacilar (AM4CB3, AM4CB4, AM4CB6, AM4CB8) corresponden taxonómicamente con el género *Bacillus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 93%. AM4CB9 aunque presenta una pared celular *Gram* negativa se ubicó dentro del género *Bacillus spp.*, con 81% de afinidad basado en la caracterización bioquímica de *Bergey's*. y el aislado AM4CB10 se ubica taxonómicamente dentro del género *Streptomyces spp.*, determinado por un porcentaje de afinidad de 92%.

Tabla 6. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el cuarto muestreo.

Cepa	AM4CB1	AM4CB2	AM4CB3	AM4CB4	AM4CB5	AM4CB6	AM4CB7	AM4CB8	AM4CB9	AM4CB10
Gram	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)
Morfología	C	C	B	B	C	B	C	B	B	F
Micelio aéreo	N.A	(+)								
Agrupación	T	T	N.A	N.A	T	N.A	T	N.A	N.A	N.A
Pigmentación	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A
Motilidad	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A
Esporas	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(-)	N.A
Aerobio	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Catalasa	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
Oxidasa	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A

Crecimiento en NaCl										
0 %	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
5%	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
10%	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
20%	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(-)	(-)	N.A
Crecimiento a temperatura de										
10°C	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
20°C	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
30°C	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
40°C	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
50°C	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(-)	(+)	N.A
60°C	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(-)	(+)	N.A
Crecimiento a pH										
5	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
6	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
7	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
8	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
9	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
10	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(-)	N.A
VP	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(+)
Citrato	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(-)	N.A	(-)	(+)	N.A
LIA	N.A	N.A	(-)	(+)	N.A	(-)	N.A	(+)	(+)	N.A
Nitrato	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)
DNA	N.A	N.A	(-)	(-)	N.A	(-)	N.A	(-)	(+)	N.A
Urea	N.A	N.A	(-)	(-)	N.A	(-)	N.A	(-)	(+)	N.A
Arginina	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)
Gelatina	N.A	N.A	(-)	(-)	N.A	(-)	N.A	(-)	(-)	(+)
Almidón	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)
Arabinosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)
Ornitina	N.A	N.A	(-)	(-)	N.A	(-)	N.A	(-)	(+)	N.A
Xilosa	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)
Glucosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Fructosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)
Manitol	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)
Lactosa	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)
Galactosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A
Inositol	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)
Glicerol	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
Gluconato	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	N.A
Maltosa	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	N.A
Acetato	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A
Alanina	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
Etanol	N.A	N.A	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	(+)	(+)	N.A
Manosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A

Trehalosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A
B: Bacilo										
C: Cocos										
N.A: No aplica										
T: Tetradas										
Dc: Diplococos										
Ca: Cadenas										
Co: Coco										
F: filamentosa										
AM4CB: aislado muestreo 4										
cepa bacteriana										

Basado en *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* 2ed, páginas 22-88; 394-396; 665-680 y *The prokaryotes Actinobacteria* 4ed, páginas 465-466. (Ver anexo 5, a, b, c, d, e, f)

Perfil bioquímico obtenido de aislados de la hojarasca de *Machaerium arboreum* cuarto muestreo Fuente (autor).

7.7 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL QUINTO MUESTREO.

De los 8 aislados analizados, solo uno de ellos presentan coloración *Gram* negativa, la morfología de mayor prevalencia en un 75% corresponde a bacilos *Gram* positivos, seguido en un 12,5% por bacilos *Gram* negativos y por último 12,5% a cocos *Gram* positivos (Tabla 7).

A partir de la identificación bioquímica, según *Bergey's* y *The prokaryotes*, se puede determinar que de los tres aislados con morfología bacilos *Gram* positivos (AM5CB2, AM5CB3, AM5CB5) corresponden con la identificación al género *Bacillus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 88%. Los tres aislados (AM5CB6, AM5CB7, AM5CB8) con morfología bacilos *Gram* positivos filamentosos corresponden taxonómicamente, en un porcentaje de afinidad del 88%, al género *Streptomyces spp.*, el aislado AM5CB1 bacilo *Gram* negativo que no estuvo presente en ninguno de los muestreos anteriores con un porcentaje de afinidad del 86% se identificó como una cepa del género *Serratia spp.*

De los aislados con morfología coco (AM5CB4) la identificación taxonómicamente corresponde con el género *Micrococcus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 92%.

Tabla 7. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el quinto muestreo.

Cepa	AM5CB1	AM5CB2	AM5CB3	AM5CB4	AM5CB5	AM5CB6	AM5CB7	AM5CB8
Característica								
Gram	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Agrupacion	N.A	N.A	N.A	T	N.A	N.A	N.A	N.A

Micelio aéreo	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)
Morfología	B	B	B	C	B	F	F	F
Pigmentación	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Motilidad	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A
Esporas	(-)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
Aerobio	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Catalasa	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
Oxidasa	(-)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
Crecimiento en NaCl								
0 %	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
5%	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
10%	(-)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
20%	(-)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
Crecimiento a temperatura de								
10°C	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
20°C	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
30°C	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
40°C	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
50°C	(-)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
60°C	(-)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
Crecimiento a pH								
5	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
6	(-)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
7	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
8	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
9	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
10	(-)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
VP	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)
Citrato	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
LIA	(-)	(+)	(-)	N.A	(-)	N.A	N.A	N.A
Nitrato	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)
DNA	(+)	(-)	(-)	N.A	(-)	N.A	N.A	N.A
Urea	(-)	(-)	(-)	N.A	(-)	N.A	N.A	N.A
Arginina	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)
Gelatina	(+)	(-)	(-)	N.A	(-)	(+)	(+)	(+)
Almidón	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)
Arabinosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Ornitina	(-)	(-)	(-)	N.A	(-)	N.A	N.A	N.A
Xilosa	(+)	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)
Glucosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Fructosa	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)
Manitol	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
Lactosa	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)
Galactosa	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Inositol	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)
Glicerol	(+)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
Gluconato	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Maltosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
Acetato	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Alanina	(-)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A

Etanol	(-)	(+)	(+)	N.A	(+)	N.A	N.A	N.A
Manosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Trehalosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A

B: Bacilo **T:** Tétradas **Co:** Coco **BF:** Bacilos filamentosos
C: Cocos **Dc:** Diplococos **AM5CB:** aislado muestreo 5
N.A: No aplica **Ca:** Cadenas **cepa bacteriana**

Basado en *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology 2ed*, páginas 22-88; 394-396; 665-680 y *The prokaryotes Actinobacteria 4ed*, páginas 465-466. 5, a, b, c, d, e, f, g)

Perfil bioquímico obtenido de aislados de la hojarasca de *Machaerium arboreum* quinto muestreo Fuente (autor).

7.8 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA Y BIOQUÍMICA DE LAS CEPAS AISLADAS EN EL SEXTO MUESTREO.

Como se observa en la tabla 8 de los 6 aislados recuperados, sólo uno presenta coloración *Gram* negativa. La morfología de mayor prevalencia en un 83,33% corresponde a bacilos *Gram* positivos, y finalmente 16,7% a bacilos *Gram* negativos.

A partir de la identificación bioquímica, según *Bergey's*, se pudo determinar que de los aislados con morfología bacilos *Gram* positivos, 3 cepas (AM6CB4, AM6CB5, AM6CB6) corresponden al género *Streptomyces spp.*, con un porcentaje de afinidad del 86%. Los dos aislados, AM6CB16 y AM6CB2, corresponden taxonómicamente al género *Bacillus spp.*, con un porcentaje de afinidad del 92% y el aislado AM6CB3 se identifica como una cepa del género *Serratia spp.*, con un porcentaje de afinidad de 84%, siendo el único aislado perteneciente al *Phylum proteobacteria*.

Tabla 8. Caracterización bioquímica de los aislados obtenidos en el sexto muestreo.

Cepa	AM6CB1	AM6CB2	AM6CB3	AM6CB4	AM6CB5	AM6CB6
Característica						
Gram	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)
Agrupación	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A	N.A
Micelio aéreo	N.A	N.A	N.A	(+)	(+)	(+)
Morfología	B	B	B	F	F	F
Pigmentación	(-)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Motilidad	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Esporas	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
Aerobio	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Catalasa	(-)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A

Oxidasa	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
Crecimiento en NaCl						
0 %	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
5%	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
10%	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
20%	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Crecimiento a temperatura de						
10°C	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
20°C	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
30°C	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
40°C	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
50°C	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
60°C	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
Crecimiento a pH						
5	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
6	(+-)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
7	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
8	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
9	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
10	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
VP	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)
Citrato	(-)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
LIA	(-)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
Nitrato	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)
DNA	(+)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A
Urea	(-)	(-)	(+)	N.A	N.A	N.A
Arginina	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)
Gelatina	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)
Almidón	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)
Arabinosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Ornitina	(-)	(-)	(-)	N.A	N.A	N.A
Xilosa	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)
Glucosa	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Fructosa	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)
Manitol	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)
Lactosa	(+)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)
Galactosa	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
Inositol	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
Glicerol	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Gluconato	(-)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
Maltosa	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Acetato	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Alanina	(+)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
Etanol	(-)	(+)	(-)	N.A	N.A	N.A
Manosa	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A
Trehalosa	(+)	(+)	(+)	N.A	N.A	N.A

B: Bacilo
C: Cocos
N.A: No aplica

T: Tétradas
Dc: Diplococos
Ca: Cadenas

Co: Coco F: filamentosa
AM6CB: Aislado muestreo 5
cepa bacteriana

Basado en *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* 2ed, páginas 22-88; 394-396; 665-680 y *The prokaryotes Actinobacteria* 4ed, páginas 465-466 (Ver anexo 5, a, b, c, d, e, f, g)

Perfil bioquímico obtenido de aislados de la hojarasca de *Machaerium arboreum* sexto muestreo Fuente (autor).

7.9 INCIDENCIA DE GRUPOS BACTERIANOS EN LA DEGRADACIÓN DE LA HOJARASCA.

Se determinó que la concentración de la población bacteriana total viable, asociada y recuperada a lo largo de la descomposición de la hojarasca de *M. arboreum* se mantuvo estable, sin embargo a lo largo de los seis muestreos solo seis géneros fueron identificados (Figura 3), entre ellos, el más predominante es *Bacillus*, demostrando un alto grado de asociación por participar del proceso de degradación, posiblemente en función de la disponibilidad de nutrientes que puedan ser captados desde el material vegetal (Ingham, 2000).

A lo largo del tiempo del estudio, la hojarasca ha perdido peso de forma constante e inicia su estabilización a partir del quinto muestreo. Inicialmente, en los dos primeros meses la pérdida de peso fue del 10% y los géneros relevantes fueron *Micrococcus* y *Bacillus*, posteriormente en los 5 meses siguientes, se alcanza una pérdida de peso importante del 36% predominando los géneros *Bacillus*, *Micrococcus* y *Streptomyces*, lo que posiblemente indica que el proceso de descomposición de la hojarasca, en su composición polisacárida, nucleotídica y lipídica, es utilizada por este tipo de microorganismos, a los cuales se les reconocen actividades enzimáticas degradativas, relacionadas con la actividad celulolítica e igualmente actividades solubilizadoras de fosfatos de calcio. (Roldán, 2009).

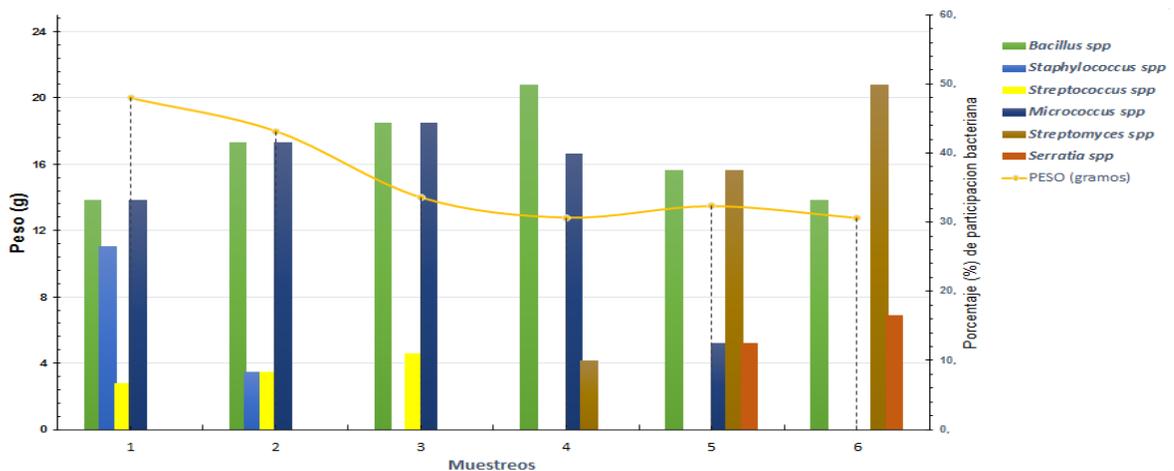


Figura 3. Incidencia de la microbiota bacteriana y su relación con la degradación de la hojarasca Fuente (Autor).

Transcurrido el periodo de 8 meses, es evidente que solo tres géneros, *Serratia*, *Bacillus*, *Streptomyces*, se hallaron presentes de forma estable y se les pudo atribuir responsabilidad directa en la descomposición de la hojarasca de *M. arboreum*, resultados que son congruentes con los presentados por Bernal *et al.*, (2006) en su estudio sobre microflora cultivable y endomicorrizas obtenidas en hojarasca de bosque en Zipaquirá, donde determinó que los géneros con más frecuencia obtenidos de la hojarasca corresponden a *Staphylococcus spp.*, *Bacillus spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Micrococcus spp.*, *Penicillium spp.*, *Rhodotorula spp.*, *Cladosporium spp.*, sin desconocer el efecto que tiene la propia naturaleza foliar, las condiciones y factores ambientales e igualmente, la presencia de insectos que se alimentan de este tipo de material vegetal.

La mayor tasa de descomposición de la hojarasca, en función de la pérdida de peso, se presentó en los primeros meses, resultados que coinciden con lo señalado por Martin en 1995, que estableció que la descomposición de la hojarasca se realiza rápidamente por biodegradación de la mayoría de los compuestos hidrosolubles y polisacáridos, debido a la acción microbiana y a los pluviolavados y una disminución lenta de los compuestos hidrosolubles fenólicos y hemicelulosas por la fragmentación debido a la presencia de microorganismos y finalmente un aumento en el contenido de ligninas y proteínas que favorece la estabilización en la pérdida de peso.

7.10 DETERMINACIÓN ACTIVIDAD CELULOLÍTICA.

Se evidenció la actividad celulolítica en 32 de los aislados recuperados a partir de la descomposición de la hojarasca (Figura 4), correspondiente al 53,33% del total. Se observó que dentro de los géneros que presentan dicha actividad, el 50 % de las cepas del género *Bacillus* presentan una actividad importante, sobresaliendo algunas cepas que presentaron un halo de degradación de hasta 7mm, e igualmente se observó actividades similares en los aislados del género *Serratia*. Estos resultados son coherentes a los obtenidos en estudios realizados por Anuradha, *et al.*, 2007, demostrando que especies del género *Bacillus* reportan actividad celulolítica y evidenciándoseles la presencia de la actividad 1,4-beta-cellobiosidase, la cual rompe enlaces beta 1-4 glucosídicos en celulosa. Igualmente, en 1995 Gotsche, identificó una enzima intracelular presente en *Bacillus subtilis* capaz de degradar compuestos de celulosa. *Serratia spp* también ha sido identificada con actividad celulolítica como fue reportado por Avellaneda. *et al.*, en su estudio sobre evaluación de microorganismos celulolíticos en suelo de parques nevados en Colombia.

Perdida de peso y aislados con actividad celulolítica durante muestreos.

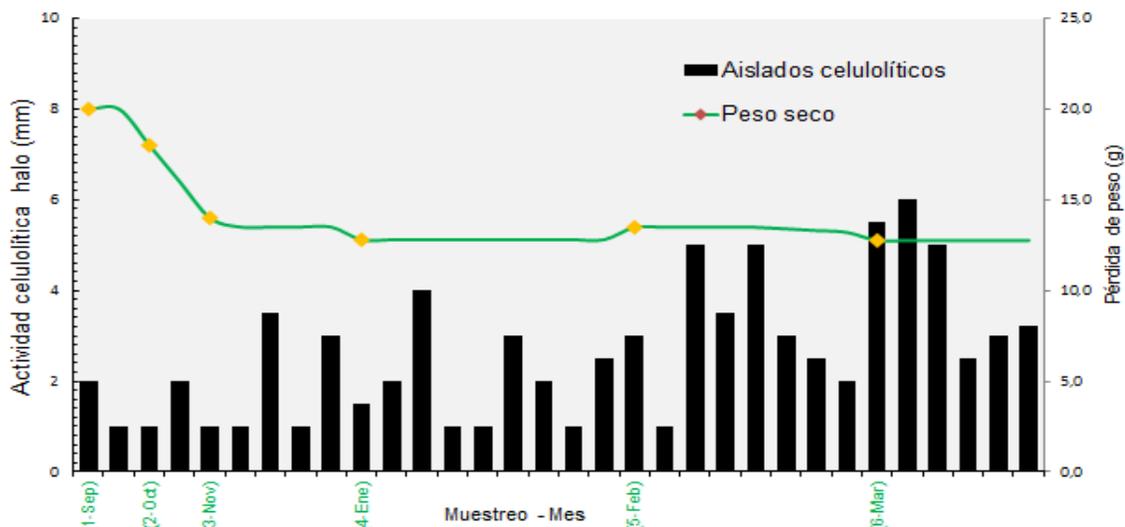


Figura 4. Incidencia de los aislados con actividad celulolítica en la degradación de la hojarasca Fuente (Autor).

El 40% de los aislamientos del género *Micrococcus* tienen actividad celulolítica con un diámetro de 2mm, resultados que confirman los reportados por Lara, y Acosta, (2013), quienes observan la actividad celulolítica en bacterias aisladas del intestino de termitas (*Nasutitermes nigriceps*) con características probióticas y potencial en la degradación del pasto. Además los resultados obtenidos en el presente estudio, son similares a los obtenidos por Sakar *et al.*, (1988), que demostró que cepas de *Micrococcus luteus* y *Micrococcus roseus* aisladas de la microbiota de la termita *Odontotermes obesus*, degradan varios tipos de celulosa mediante la producción de celulasas endógenas y exógenas en procesos *in vitro*.

Todos los aislamientos del género *Streptomyces* presentan actividad celulolítica, resultados que son congruentes con los reportados por Grigorevski de Lima AL *et al.*, (2007), quienes demostraron que un gran número de especies de *Streptomyces* son capaces de sintetizar al menos una de las 3 enzimas que están involucradas en la degradación de celulosa a glucosa e igualmente, El-Sersy *et al.*, en 2010, empleando la misma metodología propuesta en el presente estudio, demostraron la actividad celulolítica a partir de este tipo de bacterias.

La actividad celulolítica se evidenció desde los primeros muestreos y se ha observado que a lo largo de la descomposición de la hojarasca ha ido en aumento, y se presenta, predominantemente, a partir de los aislamientos de los géneros *Bacillus*, *Serratia* y *Streptomyces*, evidenciándose su participación en los procesos de descomposición de la hojarasca, en función de la pérdida progresiva del peso,

ya que a medida que transcurre el tiempo este disminuye y se correlaciona con el aumento en la actividad celulolítica.

8. CONCLUSIONES

En función de la pérdida de peso, se evidenció que la población bacteriana total fue constante a partir del cuarto mes del estudio con una incidencia sobre la pérdida gradual del peso de la hojarasca de *Machaerium arboreum*.

Se lograron identificar seis géneros bacterianos presentes en el proceso de degradación de la hojarasca de *Machaerium arboreum* basado en la identificación bioquímica de *Bergey's* y *The prokaryotes* con un porcentaje de afinidad mayor al 90% y 85% para los géneros *Bacillus.*, *Streptococcus.*, *Staphylococcus.*, *Micrococcus.*, *Streptomyces* y *Serratia* respectivamente.

Se determinó que los géneros que predominan a lo largo de la descomposición de la hojarasca de *Machaerium arboreum*, son *Bacillus.*, *Micrococcus* y *Streptomyces*, los cuales están directamente relacionados con la descomposición de la hojarasca, evidenciándose en la pérdida de peso de la misma.

Existe una correlación directa entre la actividad celulolítica de los aislados identificados, especialmente de los géneros *Bacillus*, *Serratia* y *Streptomyces*, con la pérdida progresiva de peso, producto de los proceso de degradación de la hojarasca *Machaerium arboreum*.

9. RECOMENDACIONES

Evaluar otras metodologías de muestreo que permitan el crecimiento de microorganismos exigentes que pueden tener un gran interés a nivel industrial.

Realizar pruebas confirmativas mediante extracción de ADN, amplificación PCR, identificación molecular que permita obtener resultados más exactos.

Monitorear condiciones ambientales que permitan determinar la influencia que tienen en el proceso de degradación de la hojarasca y a su vez a la microbiota presente.

Evaluar las actividades enzimáticas de las comunidades de bacterias aisladas, que permitan obtener metabolitos de interés y su importancia en los ciclos biogeoquímicos.

Evaluar la textura de las muestras, y la concentración de nutrientes para determinar el comportamiento de los microorganismos en cada etapa de muestreo.

10. BIBLIOGRAFÍA

- Abelho M. 2001. From litter fall to breakdown in streams: a review. *The Scientific World*, 1: 656-680.
- Aerts, R. 1997. Climate, leaf litter chemistry and leaf litter decomposition in terrestrial ecosystems: a triangular relationship. *Oikos* 79: 439-449.
- Albesiano, S. y J. L. Fernández-A. 2006. Catálogo comentado de la flora vascular de la franja tropical (500-1200m) del cañón del río Chicamocha (Boyacá-Santander, Colombia). Primera parte. *Caldasia* 28 (1): 23-44.
- Albesiano, S. y J. O. Rangel-CH. 2006. Estructura de la vegetación del Cañón del río Chicamocha, 500-1200 m; Santander Colombia: Una herramienta para la conservación. *Caldasia* 28 (2): 307-325.
- Alexander, M. 1981. *Introducción a la Microbiología del Suelo*. Editorial AGT. México D.F. 491 p.
- Alexopoulos, C. 1985. *Introducción a la micología*. Editorial Omega. Barcelona, España. 254 p.
- Álvarez, M., F. Escobar, F. Gast, H. Mendoza, A. Repizzo y H. Villareal. 1998. Bosque seco Tropical. Pp 56- 72. En: Chavés, M. E. y N. Arango (eds). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Informe nacional sobre el estado de la biodiversidad 1997. Colombia. Instituto Humboldt, PNUMA, Ministerio del Medio Ambiente. Bogotá, Colombia, 3 Vol.
- Anuradha, P.; Vijayalakshmi, K.; Umamaheswari, P.; Haritha, D.S.; Jyothsna, K.P.; *Asian J. Microbiol. Biotechnol. Environ. Sci.* 9, 267-271 (2007).
- Arango, N., D. Armenteras, M. Castro, T. Gottsman, O. L. Hernández, C. L. Matallana, M. Morales, L. G. Naranjo, L. M. Renjifo, L. F. Trujillo y H. F. Villareal. 2003. Vacíos de conservación del Sistema de Parques Nacionales Naturales de Colombia desde una perspectiva ecorregional. WWF (Fondo Mundial para la Naturaleza), Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá D. C., 64 pp.
- Arellano, R., J. Paolini, L. Vásquez y E. Mora. 2004. Producción y descomposición de hojarasca en tres agroecosistemas de café en el estado de Trujillo, Venezuela. *Rev. Forest. Venez.* 48: 7-14.
- Armbrecht, I. 2000. Diversidad de artrópodos en las plantaciones de café bajo diferentes densidades en Costa Rica y México. *Cenicafé*. En: Foro

Internacional Café y Biodiversidad. Chinchiná, Colombia. 14 p.

Ashton, E, P. Hogarth y R. Ormond. 1999. Breakdown of mangrove leaf litter in a managed mangrove forest in Peninsular Malaysia. *Hydrobiology*, 413:77-88

Avellaneda, L.; Guevara, C.; Torres, E. 2014. Assessment of cellulolytic microorganisms in soils of Nevados Park, Colombia. *Braz J Microbiol*; 1211–1220.

Beare, M.H., Coleman, D.C., Crossley, D.A., Hendrix, P. y Odum, E.P. 1995. A hierarchical approach to evaluating the significance of soil biodiversity to biogeochemical cycling. *Plant and Soil* 170:5-22.

Bell, M. 1974. Decomposition of Herbaceous Litter. In: *Biology of Plant Litter Decomposition*. Academic Press. London, England. 774 p.

Berg, B. y Laskowski, R. 2006. Litter decomposition: a guide to carbon and nutrient turnover. *Advances in Ecological Research* 38. Elsevier, Amsterdam. 421 p.

Bergey D. Bergey,s manual of determinative bacteriology. 1984. Editorial Lippincott Willians y Wikins. Philadelphia, Estados Unidos de Norte America.

Bergey D. Bergey,s manual of determinative bacteriology. 2000. Novena edición Editorial Lippincott Willians y Wikins. Philadelphia, Estados Unidos de Norte America.

Bernal, E. *et al.*, 2006. microflora cultivable y endomicorrizas obtenidas en hojarasca de bosque (páramo guerrero finca puente de tierra) zipaquirá, colombia. *revista colombiana*.

Bhat MK. Cellulases and related enzymes in biotechnology. *Biotechnology Advances* 2000; 18(83), 355.

Blondel, J. 2003. Guilds of functional groups: does it matter?. *Oikos* 100:223-231.

Brussaard, L. 1997. Biodiversity and ecosystem functioning in soil. *Ambio* 26: 563-570.

Burbano, H. 1989. *El Suelo: Una Visión sobre sus componentes Bioinorgánicos*. Serie de Investigaciones. Pasto, Colombia. 447 p.

Carbonó, E. y H. García-Q. 2010. La vegetación terrestre en la ensenada de Neguanje, Parque Nacional Natural Tayrona (Magdalena, Colombia). *Caldasia* 32(2): 235- 256.

Cardona, D. y Sadeghian, S. 2005. Beneficios del sombrero de guamo en suelos

- cafeteros. Cenicafé. Bogotá, Colombia. 1-5 p.
- Carrera, L. 1999. Diversidad de organismos, hojarasca y biomasa subterránea como indicadores de sostenibilidad en diferentes agroecosistemas. Resumen 37 Cenicafé. Bogotá, Colombia. 2-7p.
- Carrillo-Fajardo M., Rivera-Díaz, O., Sanchez-Montaña, R. Caracterización Florística Y Estructural Del Bosque Seco Tropical Del Cerro Tasajero, San José De Cúcuta (Norte De Santander), Colombia. Actual Biol 29 (86): 55-73, 2007
- Carrillo-Fajardo, M., O. Rivera-Díaz y R. Sánchez- Montaña. 2007. Caracterización florística y estructural del bosque seco tropical del Cerro Tasajero, San José de Cúcuta (Norte de Santander), Colombia. Actualidades Biológicas 29 (86): 55-73.
- Castellanos BJ, León DJ. 2011. Descomposición de hojarasca y liberación de nutrientes en plantaciones de *Acacia mangium* (Mimosaceae) establecidas en suelos degradados de Colombia. Revista de Biología Tropical, 59 (1): 113-128.
- Ceballos, G. 1995. Vertebrate diversity, ecology and conservation in neotropical dry forest. Pp: 195-220. En: Bullock S. H., H. A. Mooney y E. Medina (eds.). Seasonally dry Tropical Forest. Cambridge University Press, Cambridge, Massachusetts. 450 pp.
- Cepeda, M., Gamboa, A., Valencia, H., lozano, A.,. Hongos solubilizadores de fosfatos minerales aislados de la rizósfera de *Espeletia grandiflora* del páramo El Granizo. En: Bonilla M, Editor. Estrategias adaptativas de plantas del páramo y del bosque altoandino en la cordillera oriental de Colombia. Bogotá: Unibiblos; 2005. p. 89-106.
- Chapin III, F.S., Matson P.A. y Mooney, H.A. 2002. Principles of terrestrial ecosystem ecology. Springer-Verlag. New Cork, U.S.A. 436 p.
- Coleman, D. y Crossley, D. A. 1996. Fundamentals of soil ecology. Academic Press. San Diego, U.S.A. 205 p.
- Colwell, R.K. y Coddington, J.A. 1996. Estimating biodiversity through extrapolation. Philosophical Transactions of the Royal Society of London, England. 140 p.
- Cornelissen, J. 1996. An experimental comparison of leaf decomposition rates in wide range of temperate plant species and types. Journal of Ecology 84: 573-582.

- Cortet, J., Joffre, R., Elm Holt, S. y Krogh, H. P. 2003. Increasing species and trophic diversity of mesofauna affects fungal biomass, mesofauna community structure and organic matter decomposition. *Biology and Fertility of Soils* 37 (5): 302-312.
- Coûteaux, M., Bottner, P. y Berg, B. 1995. Litter decomposition, climate and litter quality. *Trends in Ecology and Evolution* 10(2): 63-66.
- Coyne, M. 1999. *Microbiología del suelo: Un enfoque exploratorio*. Editorial Paraninfo. Madrid, España. 416 p.
- Cuellar, A. S., Perdomo, L. T., Parra, N. T., 2007. Microbiota asociada a la descomposición de hojarasca de caucho *Hevea brasiliensis*, en el Doncello, Caquetá. *Momentos de Ciencia*, 4 pp: 38- 43.
- Del Valle, J.I. 2003. Descomposición de la hojarasca fina del bosque pantanoso del Pacífico Colombiano. *Interciencia* 28(3): 148-153.
- Devia, W. y S. M. González-B. 1995. Caracterización fisionómica de la flora de un bosque seco secundario en el corregimiento de Mateguadua, Tuluá, Valle del Cauca. *Cespedesia* 20 (66): 35-65.
- Dix, N. y Webster, J. 1995. *Fungal ecology*. Chapman y Hall. London, England. 345 p.
- Duchaufour, P. 1987. *Edafología, edafogénesis y clasificación*. Editorial Masson. Barcelona, España. 493 p.
- El-Sersy NA, Abd-Elnaby H, Abou-Elala GM, Ibrahim H, El-Toukhy NM. Optimization, economization and characterization of cellulose produced by marine *Streptomyces ruber*. *African Journal of Biotechnology* 2010; 9(98), 6355-6364
- Espinal LS, Montenegro E. 1963. Bosque seco tropical. Pp. 22-67. En: Espinal LS (ed.). *Formaciones vegetales de Colombia*. Instituto Geográfico Agustín Codazzi. Bogotá., Colombia
- Fajardo, L., V. Gonzales, J. Nassar, P. Lacabana, C. A. Portillo, F. Carrasquel y J. P. Rodríguez. 2005. Tropical dry forests of Venezuela: Characterization and current conservation status. *Biotropica* 37: 531-546.
- Farfán, F. y Urrego, J. 2007. Descomposición de la hojarasca y liberación de nutrientes de *Coffea arabica*, *Cordia alliodora*, *Pinus oocarpa* y *Eucalyptus grandis*, en sistemas agroforestales con café. *Revista Cenicafé* 58(1): 20-39.
- Fassbender, H.W y Bornemiza, E. 1987. *Química de suelos, con énfasis en suelos*

de América Latina. IICA. San José, Costa Rica. 420 p.

- Fernández, J. L. 2006. Nueva especie colombiana de *Browningia* (Cactaceae, Cactoideae, Browningieae) potencialmente promisorio para el país. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* Volumen XXX, Número 114: 19-30.
- Filipello, V., Airaudi, D. y Barchi, C. 1997. One-year monitoring the airborne fungal community in a suburb of Turin (Italy) and assessment of its functional relations with the environment. *Mycological research* 7: 821-828.
- Flórez, C. A. y A. Etter. 2003. Caracterización ecológica de las islas Múcura y Tintipán, archipiélago de San Bernardo, Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* Volumen XXVII, Número 104.
- García, J. D. y O. Rivera. 2010. Composición florística del bosque el Agüil (Aguachica, Cesar) con anotaciones sobre su estructura. Pp: 575-601. En: Rangel-Ch., J. O. (Ed.). *Colombia Diversidad Biótica VIII: Media y baja montaña de Serranía de Perijá*. Instituto de Ciencias Naturales. Bogotá D. C., 728 pp.
- Gentry, A. H. 1995. Diversity and floristic composition of neotropical dry forest. Pp: 146-194. En: *Seasonally dry tropical forest*. Bullock, S.H., H.A. Mooney y E. Medina (eds). Cambridge University Press, Cambridge, Reino Unido.
- Gotsche, S. ; Dahl, MK; J. *Bacteriol.* 177, 2721 - 2726 (1995), Purificación y caracterización de la fosfo-alfa (1,1) glucosidasa (TreA) de *Bacillus subtilis* 168.
- Green C.F., Scarpino P.V. and Gibbs S.G. 2003. Assessment and modelling of indoor fungal and bacterial bioaerosol concentrations. *Aerobiologia*, 19:159-169.
- Grigorevski de Lima AL, Pires do Nascimento R, Pinto da Silva E, Rodriguez R. *Streptomyces drozdowiczii* cellulase production using agro-industrial by-products and its potential use in the detergent and textile industries. *Enzyme and Microbial Technology* 2007; 37, 272-277.
- Groffman, P. M. y Bohlen, P. J. 1999. Soil and sediment biodiversity: cross-system comparisons and large-scale effects. *BioScience* 49: 139-148.
- Gualdrón, C, Suarez. A, Valencia, H. Hongos de los suelos aislados de zonas de vegetación natural del páramo de Chisacá, Colombia. *Caldasia*. 1997; 19:235-245.

- Haase, K., Wantzen, K. (2008). Analysis and decomposition of condensed tannins in tree leaves. *Environmental Chemistry Letters*: 6, 71-75.
- Hattenschwiler, S. y Gasser, P. 2005. Soil animals alter plant litter diversity effects on decomposition. *Proceedings of National Academy of Science* 102: 1519-1524.
- Heal, O.W., Anderson, J.M. y Swift, M.J. 1997. Plant litter quality and decomposition: an historical overview. In: *Driven by nature: plant litter quality and decomposition*. 3-30 p.
- Hector, A et al., 1999. Plant diversity and productivity experiments in European grasslands. *Science* 286:1123-1127.
- Heemsbergen, D. A., Berg, M. P., Loreau, M., Van Hal, J. R., Faber, J. H. y Verhoef, H. A. 2004. Biodiversity effects on soil processes explained by interspecific functional diversity. *Science* 306:1019-1020.
- Heneghan, L. y Bolger, T. 1996. Effect of component of "acid rain" on the contribution of soil microarthropods to ecosystem function. *Journal of Applied Ecology* 33(6):1329-1344.
- Hernández-Camacho, J. y H. Sánchez-Páez. 1992. Biotas terrestres de Colombia. Pp: 153-172. En: Halffter G. (Comp.). *La diversidad biológica de Iberoamérica I*. Acta Zoológica Mexicana. Volúmen especial.
- Hobbie, S.E. 1992. Effects of plant species on nutrient cycling. *Tree* 7: 336-339.
- Hoekstra, J., T. Boucher, T. Ricketts y C. Roberts. 2005. Confronting a biome crisis: global disparities of habitat loss and protection. *Ecology Letters* 8: 23-29.
- Huston, M. A., Arssen, L. W., Austin, M. P., Cade, B. S., Fridley, J. D., Garnier, E., Rime, J. P., Hodgson, J., Lauenroth, W. K., Thompson, K., Vandemeer, J. H. y Wardle, D. A. 2000. No consistent effect of plant diversity on productivity. *Science* 289: 1255.
- Grigorevski de Lima AL, Pires do Nascimento R, Pinto da Silva E, Rodriguez R. *Streptomyces drozdowiczii* cellulase production using agro-industrial by-products and its potential use in the detergent and textile industries. *Enzyme and Microbial Technology* 2007; 37, 272-277
- Ibañez, J. 2006. Clasificación de horizontes orgánicos: Un universo invisible bajo nuestros pies. Madrid, España. 15 p.
- IDEAM Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales de Colombia. 2006. Estrategias para un Sistema Nacional de Áreas Protegidas. Fecha de

consulta: 25 de noviembre de 2005.

- Ingham, E. (2000). The soil food web. En: Soil Biology Primer. Soil and Water Conservation Society, Iowa.
- Janzen, D. H. 1988. Tropical dry forest: the most endangered major tropical ecosystem. Pp: 130-137. En: Wilson E. O. (ed.). Biodiversity. National Academy Press, Washington, D. C.
- Jennerjahn, T.C. y V. Ittekkot. 2002. Relevance of mangroves for the production and deposition of organic matter along tropical continental margins. *Naturwissenschaften* 89:23-30.
- Joffre. R., Agren. Gl., Gillon. D. y Bossata. E. 2001. Organic matter quality in the ecological studies: theory meets experiment. *Oikos* 93: 451-458.
- Kang, J.C., Hyde, K.D. y Kong, Y.C. 1999. Studies on the Amphisphaeriales: The genera excluded from Amphisphaeriaceae, Cainiaceae and Clypeosphaeriaceae. *Fungal Diversity* 2: 135-151.
- Kjøller, A. y Struwe, S. 1992. Functional groups of Microfungi in Decomposition. In: Carrol. G. *The Fungal Community. Its Organization and Role in the Ecosystem*. New York, U.S.A. 619-626 p.
- Knoll, D. y Schreiber, L. 2000. Plant-Microbe Interactions: Wetting of Ivy (*Hedera Helix* L.). Leaf surfaces in relation to colonization by Epiphytic Microorganisms. *Microbial Ecology* 41:33-22.
- Koneman, E. W., 2001.- Diagnóstico Microbiológico: Texto y Atlas a Color. Quinta Edición. Médica Panamericana. Argentina. pp. 10-16
- Kuter, G.A. 1986. Microfungal populations associated with the decomposition of sugar maple leaf litter. *Mycologia* 78(1): 114-126.
- Kielak AM, Scheublin TR, Mendes LW, van Veen JA and Kuramae EE (2016) Bacterial Community Succession in Pine-Wood Decomposition. *Front. Microbiol.* 7:231. doi: 10.3389/fmicb.2016.00231.
- Bacterial Community Succession in Pine-Wood Decomposition Anna M. Kielak, Tanja R. Scheublin, Lucas W. Mendes, Johannes A. van Veen and Eiko E. Kuramae*
- Lacey, J., 1973. - Actinomycetes in soils, composts and fodders: 231-251 (in) Sykes, G., Skinner, F. A. (eds.) *Actinomycetales: Characteristics and Practical Importance*. Academic Press, London.

- Lambers, H., Chapin III y Pon, T. 1998. Plant physiological ecology. Springer-Verlag. New York.U.S.A. 540 p.
- Lara, C., Acosta, R. C. 2013. Bacterias celulolíticas aisladas del intestino de termitas (*Nasutitermes nigriceps*) con características probióticas y potencial en la degradación del pasto. Colombiana de Biotecnología, Volumen 15, Número 1, p. 8-16.
- Lavelle, P., Blanchart, E., Martin, A. y Martin, S. 1993. A hierarchical model for decomposition in terrestrial animals ecosystems: Application to soils of the humid tropical. *Biotropica* 25(2): 130.
- Lee, S.Y. 1999. Tropical mangrove ecology: Physical and biotic factors influencing ecosystem structure and function. *Australian Journal of Ecology* 24:355-366.
- Liiri, M., Setälä, H., Pennanen, T. y Fritze, H. 2002. Relationship between soil microarthropod species diversity and plant growth does not change when the system is disturbed. *Oikos* 96:137-149.
- Loaiza, D. 2017. Bacterias celulolíticas con características probióticas del intestino de termitas y su evaluación como potenciales degradadoras de totora (*Schoenoplectus tatora*)
- Lowy, P. 2000. Flora Vasculare Terrestre del Archipiélago de San Andrés y Providencia. *Biota Colombiana* Vol. 1, No. 001: 109-124.
- Lussenhop, J. 1992. Mechanisms of microarthropod-microbial interactions in soil. *Advances in Ecological Research* 23: 1-33.
- MacFadin, Pruebas bioquímicas para la identificación de bacterias de importancia clínica, 3ed, Panamericana, Argentina, 2003.
- Martín, A.E. 1995. Reciclado de bioelementos a través de la hojarasca en ecosistemas forestales de la Sierra de Gata. Sistema Central Español. Universidad de Salamanca. Facultad de Ciencias Químicas. España
- Martínez-Yrizar, A. 1980. Tasas de descomposición de materia orgánica foliar de especies arbóreas de selvas en clima estacional. México D.F. 94 p.
- Marulanda, L. O., A. Uribe, P. Velásquez, M. Á. Montoya, Á. Idárraga, M. C. López y J. M. López. 2003. Estructura y composición de la vegetación de un fragmento de bosque seco en San Sebastián, Magdalena (Colombia) I. Composición de plantas vasculares. *Actualidades Biológicas* 25 (78): 17-30.
- Meentemeyer, V. 1978. Macroclimate and lignin control of litter decomposition rates. *Ecology* 59:465-472.

- Melillo, J.M., Aber J.D. y Muratore, J. 1982. Nitrogen and lignin control of hardwood leaf litter decomposition dynamics. *Ecology* 63(3):621-626.
- Mendoza-C., H. 1999. Estructura y riqueza florística del bosque seco tropical en la región Caribe y el valle del río Magdalena, Colombia. *Caldasia* 21 (1): 70-94.
- Middleton, B.A. y K.L. Mckee. 2001. Degradation of mangrove tissues and implications for peat formation in Belizean island forests. *Journal of Ecology* 89:818-828.
- Mijail, A., Villaseca, J. y Zione, N. 1996. Basic synecology of terrestrial molluscs in four Cuban plant formations. *Acta Ciencia. Cuba.* 133-146 p.
- Miles, L., A. C. Newton, R. S. De Fries, C. Ravilious, I. May, S. Blyth, V. Kapos y J. E. Gordon. 2006. A global overview of the conservation status of tropical dry forests. *Journal of Biogeography* 33 (3): 491-505.
- Moorhead D.L., Sinsabaugh R.L., Linkins A.E. y Reynolds J.F. 1998. Decomposition processes: Modelling approaches and applications, *Science of the Total Environment* 183 (1-2): 137-149.
- Murcia-Rodríguez, M.A. 2010. Productividad primaria neta del bosque altoandino en la cuenca del río Pamplonita Norte de Santander - Colombia). Sucesión regenerativa del bosque altoandino. Tesis Doctoral. Universidad Nacional de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, Departamento de Biología, Bogotá D.C. 185 p.
- Murphy, P. G y A. E. Lugo. 1986. Ecology of tropical dry forest. *Annals Review Ecology and Systematics* 17: 67-88.
- Naranjo, E. y Palacio, O. 1997. Moluscos continentales. In: González, E., Dirzo, R. y Vogt, R. (eds). *Historia natural de los Tuxtlas*. México D.F. 425-431 p.
- Osorio, V. 2004. Descomposición y liberación de nitrógeno de material foliar y radicular de siete especies de sombra en un sistema agroforestal con café. Trabajo de Grado para obtener el título de Magíster Scientiae. Costa Rica. 92 p-
- Pardo, L., Vélez, C., Sevilla, F. y Otoniel, M.2006. Variación Estructural de Comunidades de Macroinvertebrados Edafícolas en Tres Sistemas de Uso del Suelo en el Municipio de Cerrito, Valle del Cauca. Colombia. 1-14 p.
- Paustain, K., Collins, H y Paul, E. 1997. Management control on soil carbon. In: Paul, E., Paustian, K., Elliott, T. y Cole, C. (eds.) *Soil Organic matter in Temperate Agroecosystems*. CRC Press. 15-49 p.

- Pearson, D.L. 1994. Selecting Indicator taxa for the quantitative assessment of Biodiversity. *Philosophical Transactions of Royal Society of London* 345:75-79.
- Pennington T., P. L. Gwilyn y J. A. Ratter. 2006. An Overview of the plant diversity, biogeography and conservation of neotropical savannas and seasonally dry forest. Pp. 1-29. En: Pennington T., Gwilyn P. L. y J. A.
- Prescott, L. M., 2002.- *Microbiology*. Editorial McGraw-Hill. Boston, USA. pp. 524-528.
- Portillo-Quintero, C. A. y G. A. Sánchez. 2010. Extent and conservation of tropical dry forests in the Americas. *Biological Conservation* 143: 144-155.
- Ratter (eds.). *Neotropical Savannas and Seasonally Dry Forests. Plant Diversity, Biogeography and Conservation*. The Systematics Association. Special Volume Series 69.
- Repizo, A. A. y C. A. Devia. 2008. Árboles y arbustos del valle seco del río Magdalena y de la región Caribe colombiana: su ecología y usos - Guía de campo. Bogotá, D. C. Facultad de Estudios Ambientales y Rurales, Pontificia Universidad Javeriana. Corporación Autónoma Regional del Canal del Dique (Cardique), 332 pp.
- Robertson, A.I. 1988. Decomposition of mangrove leaf litter. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 116:235-247.
- Rodríguez, G. M. 2001. Inventario florístico de un bosque seco tropical (Bs-T) en la Hacienda "El Ceibal", Santa Catalina (Bolívar), con énfasis en las especies asociadas a la dieta del tití cabeciblanco (*Saguinus oedipus*). Trabajo de grado. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias, Departamento de Biología. Bogotá D. C., 127 pp.
- Roldán, F., et al. Evaluación del efecto de diferentes usos del suelo sobre grupos funcionales microbianos edáficos en la Ecorregión cafetera colombiana. En: Rodríguez, J., et al. Valoración de la Biodiversidad en la Ecorregión del Eje cafetero. CIEBREG. Pereira, Colombia. p.209-221.
- Romero, L.M., T.J. Smith III y J.W. Fourqurean. 2005. Changes in mass and nutrient content of wood during decomposition in a south Florida mangrove forest. *Journal of Ecology* 93:618-631.
- Ruiz, A., M. Santos, J. Cavelier y P. J. Soriano. 2000. Estudio Fenológico de

- Cactáceas en el Enclave Seco de la Tatacoa, Colombia. *Biotropica* 32 (3): 397-407 Ruiz, J., M. C. Fandiño y R. L. Chazdon. 2005. Vegetation structure, composition and species richness across a 56-year chronosequence of Dry Tropical Forest on Providencia Island, Colombia. *Biotropica* 37 (4): 520- 530.
- Ruiz, A., M. Santos, P. J. Soriano, J. Cavelier y A. Cadena. 1997. Relaciones Mutualísticas entre el Murcielago *Glossophaga longirostris* y las Cactáceas Columnares en la Zona Árida de La Tatacoa, Colombia. *Biotropica* 29 (4): 469-479.
- Ruiz, J. y M. Fandiño. 2007. Plantas leñosas del bosque seco tropical de la isla de Providencia, Colombia, Caribe sur occidental. *Revista Biota Colombiana* 8 (1): 87-98.
- Russell S. Phyllis A, y Reichelderfer C. 1987. Selective process for Efficient Isolation of Soil *Bacillus* spp. *Appl. Environ. Microbiol.* 53(6): 1263-1266.
- Sakar, A., Varma, A., y Sakar, A. (1988). Influence of cellulolytic organisms associated with a termite, *Odontotermes obesus*, on carbon mobility in a semiarid ecosystem. *Arid Land Research and Management*, 75-84.
- Sánchez, G. A., M. Quesada, J. Calvo, J. P. Rodríguez, J. Nassar, T. Garvin, R. A. Herrera-Peraza, S. Schnitzer, K. Stoner, D. Lawrence, J. Gamon, S. Bohlman, P. Van laake y M. Kalacska. 2005. Research priorities for tropical secondary dry forests. *Biotropica* 37: 477-485.
- Schroth, G.; Lehmann, J.; Rodrigues, M. R. L.; Barros, E.; Macêdo, J. L. V. Plant-soil interactions in multistrata agroforestry in the humid tropics. *Agroforestry Systems* 53 (2): 85-102. 2001
- Smith G. *Ecology and Field Biology*. 2nd Edition. Harper y Row, New York, 1980.
- Smith, J.L. 1994. Cycling of nitrogen through microbial activity. In: Hatfield J.L, Stewart BA (eds.) *Soil Biology: Effects on Soil Quality*. *Advances in Soil Science*. CRC Press. Florida, USA. 91-120 p.
- Staver, C.; Guharay, F.; Monterroso, D.; Muschler, R.G. Designing pest-suppressive multistrata perennial crop systems: shade-grown coffee in Central America. *Agroforestry Systems* 53 (2): 151-170-2001.
- Steinke, T.D., A.D. Barnabas y R. Somaru. 1990. Structural changes and associated microbial activity accompanying decomposition of mangrove leaves in Mgeni Estuary. *South African Journal Botany* 56(1): 39-48.
- Swift, M., Heal, O. y Anderson, J. 1979. *Decomposition in terrestrial ecosystems*.

University of California Press. Berkeley and Los Angeles, USA. 372 p.

- Tam, N.F.Y., Y.S. Wong, C.Y. Lan y L.N. Wang. 1998. Litter production and decomposition in a subtropical mangrove swamp receiving wastewater. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 226:1-18.
- Tokala, K., Strap, C. y Jung, D., 2002. - Novel plant-microbe rhizosphere interaction involving *Streptomyces lydicus* WYEC108 and the pea plant (*Pisum sativum*). *Applied and Environmental Microbiology*, 68: 2161-2171.
- Uribe A., P. Velázquez y M. Montoya. 2001. Ecología de poblaciones de *Attalea butyracea* (Arecaceae) en un área de bosque seco tropical (Las Brisas, Sucre, Colombia). *Actualidades Biológicas* 23 (74): 33-39.
- Vaast, P. y Snoeck, D.1999. Hacia un manejo sostenible de la materia orgánica y de la fertilidad biológica de los suelos cafetaleros. In: Bertrand, B, Rapi del, B. Eds. *Desafíos de la caficultura en Centroamérica*. Francia.139-169 p.
- Vanholme, R., Demedts, B., Morreel, K., Ralph, J., Boerjan, W. (2010). Lignin Biosynthesis and Structure. *Plant Physiology*: 153, 895–905
- Verhoef, H.A y Brussaard, L. 1990. Decomposition and nitrogen mineralization in natural and agroecosystems: The contribution of soil animals. *Biogeochemistry* 11: 175-211.
- Viera, W.; Bernal, G. (2004). Determinación de la calidad microbiológica del compost para la producción ecológica de cultivos en la región interandina. Departamento de Protección Vegetal, INIAP. Pichincha
- Vitousek, P., Turner, D., Parton, W. y Sanford, R. 1994. Litter Decomposition on the Manual Environmental Matrix, Hawaii: Patterns, Mechanisms and Models. *Ecology*. 75: 418-429.
- Voroney, R.P., Paul, E.A. y Anderson, D.W. 1989. Decomposition of wheat straw and stabilization of microbial products. *Canadian Journal of Soil Science* 69: 63-77.
- Wagner, G.H. y Wolf, D.C. 1998. Carbon transformations and soil organic matter formation. In: *Principles and applications of soil microbiology*. 218-258 p.
- Wall , D. H. y Virginia, R. A. 2000. The world beneath our feet: soil biodiversity and ecosystem functioning. In: Raven, P. R., Williams T. (eds.). *Nature and human society: the quest for a sustainable world*. National Academy of Sciences and National Research Council, Washington, D.C., U.S.A. 450 p.
- Wantzen K, Yule C, Tockner K, Junk W. 2008. *Riparian Wetlands of Tropical*

Streams. En: Dudgeon D, editor. Tropical Stream Ecology. (United States): Elsevier. p. 209-281.

Wen, J.; Hong, T.W.; Shi, J. Y.; Zhi, Ch. W.; Young, F. N, 2005. Isolation and characterization of mesophilic cellulose-degrading bacteria from flower stalks-vegetable waste co-composting system, J. Gen. Appl.Microbiol, 51: 353-360.

11. ANEXOS.

ANEXO 1. Lugar muestreo, la Garita Norte de Santander.

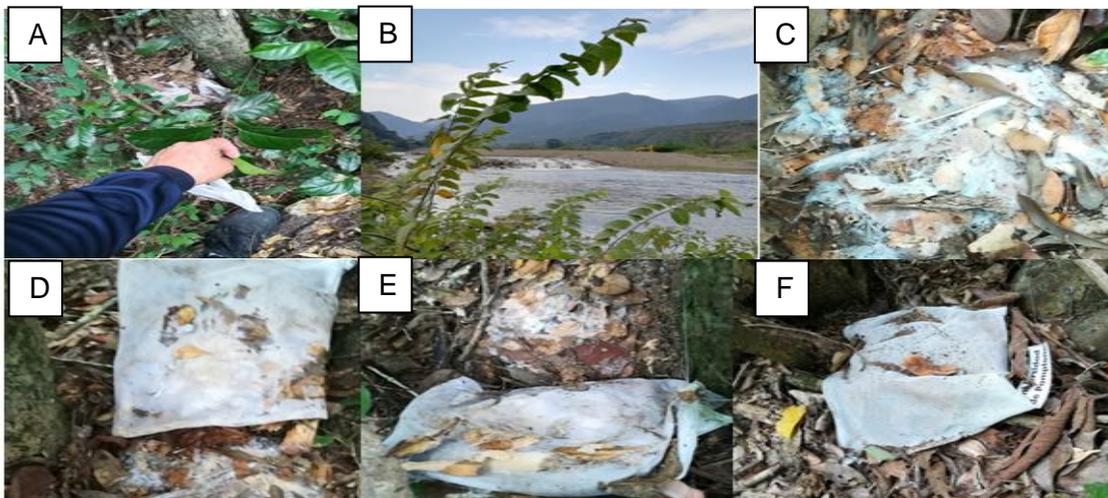
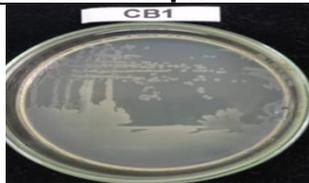
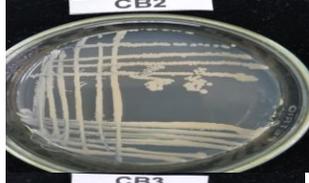
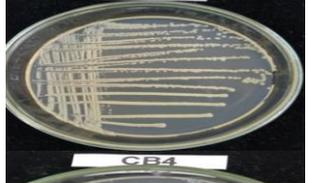
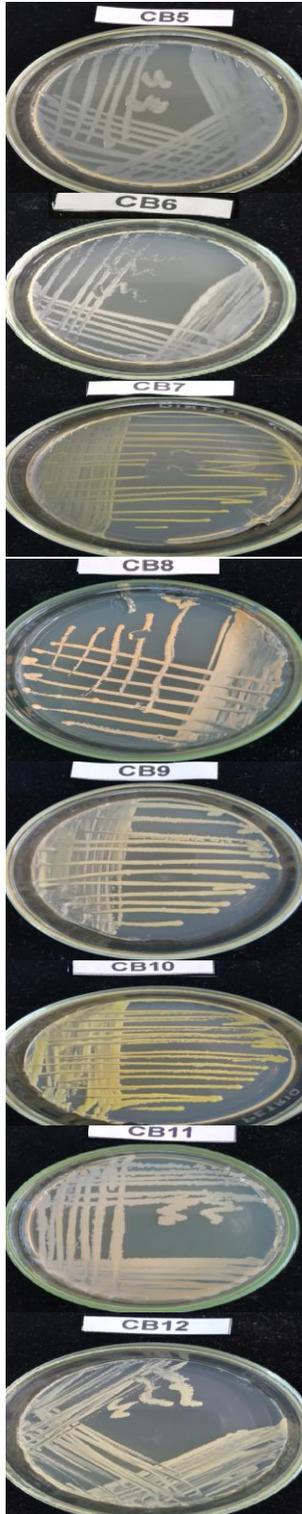


Imagen 1. Toma de muestras en la Garita Norte de Santander Fuente (autor).

ANEXO 2. Macroscopía de cada uno de los grupos.

Grupo	Descripción macroscópica
	Colonia pequeña de 1 a 2 milímetros, color crema, textura mucoide, que presenta una elevación convexa, translúcida, con borde liso y redonda, aunque no presenta pigmentación.
	Colonia grande 5mm, opaca, borde irregular, color crema no genera pigmento, de textura mucoide, cóncava.
	Colonia mediana 3mm, opaca, redonda, borde liso, color amarillo pálido, convexa y cremosa,
	Colonia mediana 4mm, color crema, textura dura, elevación convexa, translúcida, con borde liso, redonda.



Colonia grande 5mm, color crema, cremosa, elevación convexa, opaca, con borde estrellado, forma irregular.

Colonia pequeña 2mm, color blanco, textura cremosa, elevación convexa, opaca, con borde liso, redonda.

Colonia mediana 3-4mm, color amarillo, borde liso, mucoide, elevación convexa, translúcida, redonda.

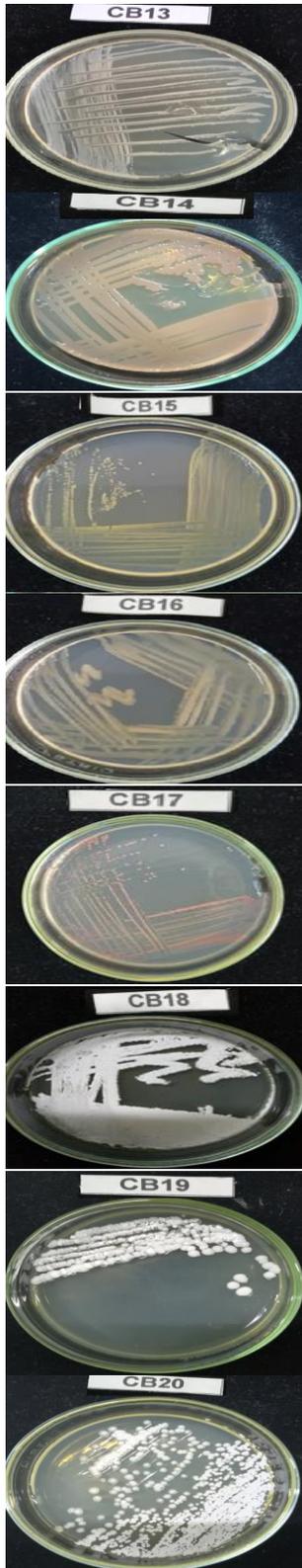
Colonia pequeña 2mm, color naranja pálido, borde irregular, cremosa, convexa, translúcida, redonda.

Colonia mediana 3mm, color amarillo pálido, borde irregular, cremosa, convexa, translúcida, redonda.

Colonia pequeña 2mm, color amarillo, borde irregular, mucoide, convexa, translúcida, redonda.

Colonia pequeña 2mm, color crema, borde liso, cremosa, convexa, translúcida, redonda.

Colonia pequeña 2mm, translúcida, redonda, borde liso, color amarillo pálido, no genera pigmento, de textura cremosa.



Colonia pequeña 2mm, de color crema, textura cremosa, borde liso, convexa, opaca, redonda.

Colonia grande 5mm, color rojo pálido, textura mucoide, borde irregular, cóncava, opaca.

Colonia pequeña 1-2mm, color amarillo brillante, borde liso, mucoide, elevación convexa, translúcida, redonda.

Colonia mediana 3-4mm, color amarillo, borde irregular, mucoide, elevación convexa, translúcida, redonda.

Colonia pequeña 1-2mm, color rojizo, borde liso, cremosa, elevación convexa, translúcida, redonda.

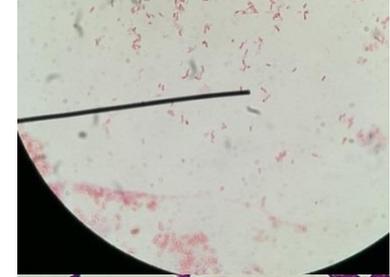
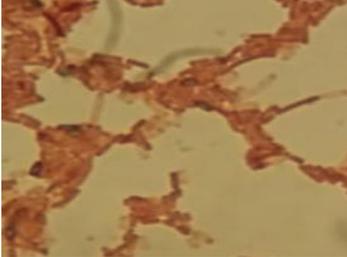
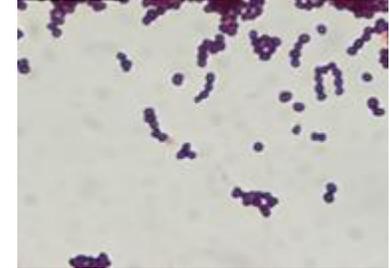
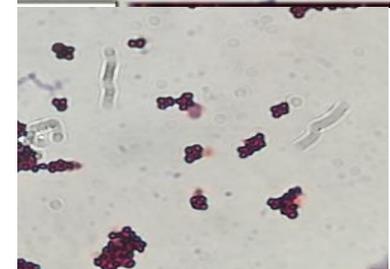
Colonia pequeña 2mm, color blanco, borde irregular, dura, elevación convexa, opaca, redonda.

Colonia mediana 3-4mm, color blanco, borde irregular, dura, elevación convexa, opaca, redonda.

Colonia pequeña 2mm, color blanco, borde irregular, dura, elevación convexa, opaca, redonda.

Imagen 2. Grupos microbianos crecidos en Agar nutritivo 25°C por 24 horas.

ANEXO 3. Morfología microscópica, tinción de Gram y esporas.

Grupo Tinción <i>Gram</i>	Esporas	Género
		<i>Serratia</i> spp.
		<i>Bacillus</i> spp.
	No aplica	<i>Streptococcus</i> spp.
	No aplica	<i>Staphylococcus</i> spp.
	No aplica	<i>Micrococcus</i> spp.

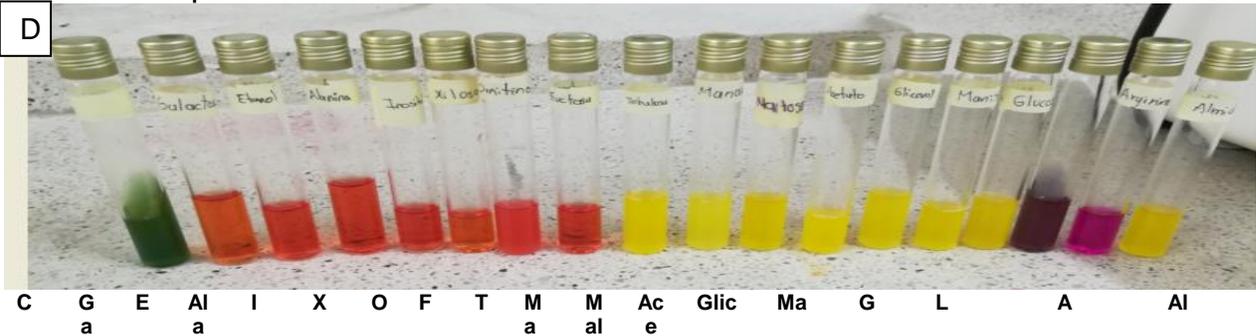
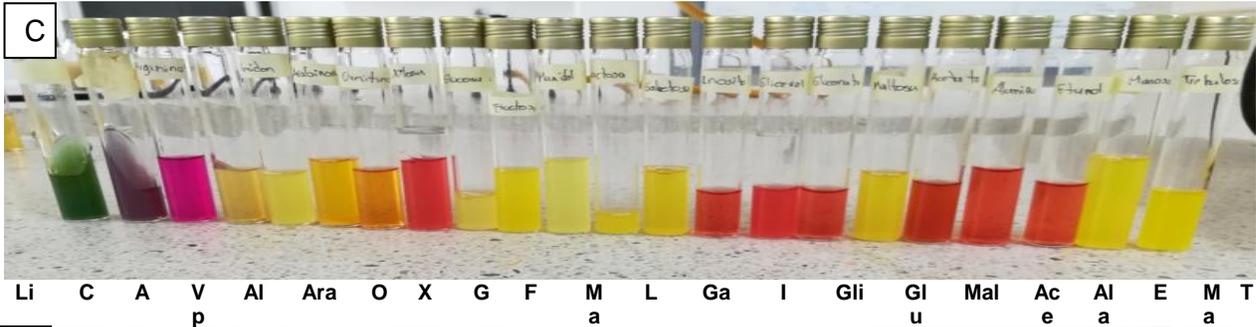
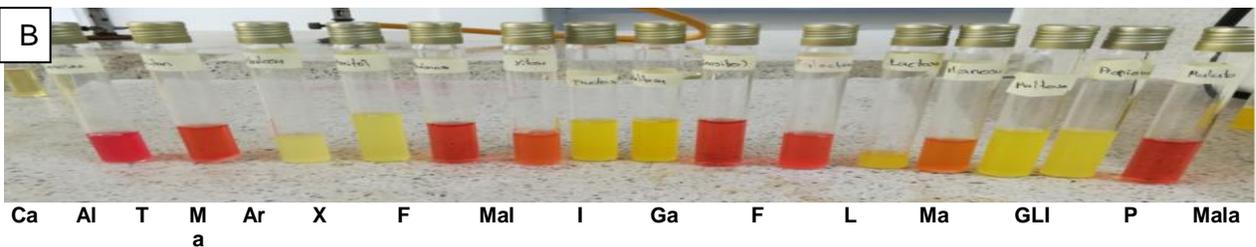
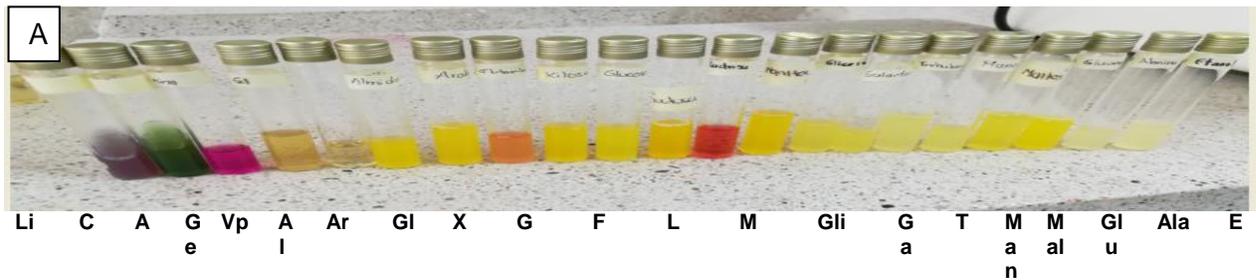


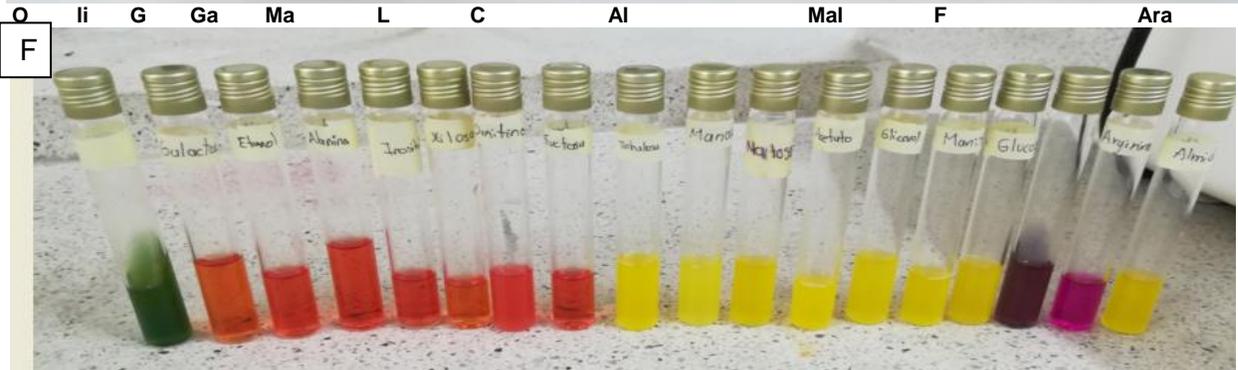
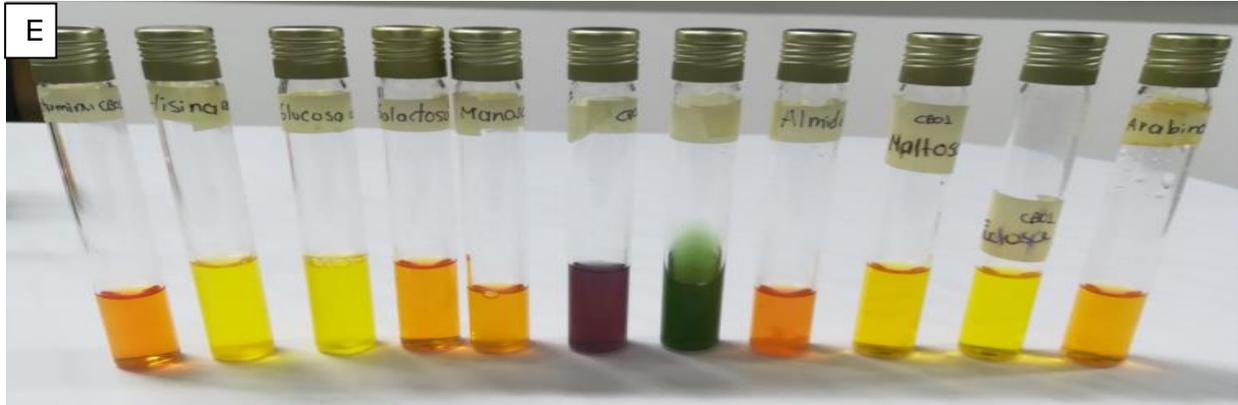
No aplica

Streptomyces
spp.

Imagen 3. Descripción bioquímica de cada grupo, tinción esporas, Gram.

ANEXO 4. Bioquímicas realizadas a cada grupo microbiano





O li G Ga Ma L C Al Mal F Ara
 F C G E Ala I X O F T M M Ace Gli M G L A A
 a a an al a a a a

L. lia G. glucosa C. citrato Ala. Alanina I, inositol X. xilosa F. fructosa O, ornitina Ga. Galactosa E. etanol

T. trehalosa Man. Manosa Mal. Maltosa Ma. Manitol A. arginina Al. almidon Ace. Acetato Gli. Glicina

Li. Lisina Ara. Arabinosa Glic. Glicerol Ala. Alanina P. propionato M. malato Vp. Vorges proskauer Gel. gelatina

- A. Pruebas bioquímicas género *Bacillus spp*,
- B. Pruebas bioquímicas género *Streptococcus spp*,
- C. Pruebas bioquímicas *Staphylococcus spp*,
- D. Pruebas bioquímicas *Streptomyces spp*,
- E. Pruebas bioquímicas *Micrococcus spp*,
- F. Pruebas bioquímicas *Serratia spp*.

ANEXO 5. Claves de identificación bacteriana según *Bergey's* y *The prokaryotes*.

5. a Características diferenciales de la familia *Bacillaceae*.

	1. <i>Bacillus</i>	2. <i>Albibacillus</i>	3. <i>Amphibacillus</i>	4. <i>Anoxybacillus</i>	5. <i>Cenoxibacillus</i>	6. <i>Filibacillus</i>	7. <i>Geobacillus</i>	8. <i>Gracilibacillus</i>	9. <i>Haltobacillus</i>	10. <i>Haltobacteribacillus</i>	11. <i>Lentibacillus</i>	12. <i>Marrimonococcus</i>	13. <i>Choremobacillus</i>	14. <i>Parabacillus</i>	15. <i>Pseudobacillus</i>	16. <i>Sarcaramoccus</i>	17. <i>Terribacillus</i>	18. <i>Thermodacillus</i>	19. <i>Vingobacillus</i>
Number of species in genus	141	4	3	10	1	1	17	4	4	2	4	3	3	1	2	1	1	1	9
Gram reaction	+v/-	+	+	+	+	-	+/-	+	+	+	v	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Predominant cell shape:</i>																			
Rods	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+		+	+	+
Cocci									+			+				+			
<i>Mean cell width:</i>																			
<0.5mm			+			+		+						-					-
0.5-1.0mm	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+		+		+				+
1.0 or >1.0mm	+	+		+			+	+	+			+					+		+
Motility	+/-	+	+	+/-			+/-	+	+/-		+/-	+	+	+	+	-	+	+	+
Spore formation	+/-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	+	+	+
<i>Spore shape:</i>																			
Ellipsoidal	+		+	+			+	+	+		+		+	+				+	+
Cylindrical	+			+			+												
Spherical	+	+		+	+	+		+	+		+			+	+		+		+
<i>Oxygen requirements:</i>																			
Aerobes	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-
Facultative anaerobes	+	-	+	+	-		+	+	-	+	-	-	+	+	-	-		-	+
Strict anaerobes	+																		
<i>Growth in media with added NaCl:</i>																			
0%	+	-		+	+	-	+	v	-	+	-	v	+	+	-	+	-	-	v
5%	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+
10%	+	+		-	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
20%	+	+				+	+	+	+	+	+	+	+	+	-		+	+	+
<i>Growth at:</i>																			
10°C	+							+	+	+	+		+						+
20°C	+	+	+					+	+	+	+		+		+		+	+	+
30°C	+	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+
40°C	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+		+				+	+	+
50°C	+	+	+	+	+		+	+								+			+
60°C	+		-	+	+		+									+			+
<i>Growth at pH:</i>																			
5	+	-		+				+			+								
6	+	-		+		+	+	+	+	+	+			+	+		+	+	+
7	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+
8	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+
9	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+
10	+	+	+	+	+			+		+				+	+		+	+	+
Catalase	+/-	+	-	+/-	+	+	+/-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Oxidase	+/-	-	-	+/-		-	v		+	-	v	-	v		+/-	+	+	-	+

Symbols: +, at least one species within the genus gives a positive reaction; +/-, some species are positive, some are negative; v, varies within the genus; -, negative; w, weak.

Imagen 5. Características diferenciales de la familia *Bacillaceae*. (Tomado *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* segunda edición).

5.b Características diferenciales del genero *Bacillus*.

GENUS I. BACILLUS

TABLE 3. Differential characteristics of the species of the genus *Bacillus*^{a,b}

Characteristic	1. <i>B. subtilis</i> ^c	2. <i>B. cereus</i>	3. <i>B. agarratbaerens</i> ^d	4. <i>B. alvabepidius</i> ^d	5. <i>B. algitcola</i> ^h	6. <i>B. amyloliquefaciens</i> ^k	7. <i>B. anthracis</i> ^g	8. <i>B. aquimaris</i>	9. <i>B. arseniciselenans</i> ^g	10. <i>B. asahii</i>	11. <i>B. atrophaeus</i> ⁱ	12. <i>B. azotoformans</i>	13. <i>B. baubus</i>	14. <i>B. barbaricus</i>	15. <i>B. botulinus</i>	16. <i>B. bentonitovorans</i>	17. <i>B. carboniphilus</i>	18. <i>B. cereus</i> ^c
<i>Pigmented colonies:</i>																		
Yellow-pink-red	-h	-	-	-	+ ^b	-	-	+ ^b	+ ^b	-	-	-	-	-	-	-	+ ^b	+ ^b
Dark brown/black	-h	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+ ^b	-	-	-	-	-	-	-
Motility	+	+	-	-	+	+	-	+	-	+	+	+	+	-	+	+	+	+
Cell diameter >1.0 µm	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	v	-	d	+	-	+
<i>Spore formation:</i>																		
Ellipsoidal	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Cylindrical	v	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	d
Spherical	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	d	-	-	-
Borne terminally	-	+	-	-	+	-	-	-	-	+	-	+	v	-	-	-	-	-
Swell sporingia	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-
Parasporal crystals	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-
Catalase	+	-	+	w	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	d	+	+	+
Aerobic growth	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Anaerobic growth	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-	+	+	+	-	+
Voges-Proskauer	+	+	ng	-	+	+	-	ng	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+
<i>Acid from:</i>																		
L-Arabinose	+	+	ng	+	d	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
D-Glucose	+	+	ng	+	+	+	+	-	+	-	-	-	+	+	-	-	-	+
Glycogen	+	-	ng	+	+	+	+	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	+
D-Mannitol	+	+	ng	+	+	+	+	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	+
D-Mannose	+	+	ng	+	d	-	-	-	d	-	-	-	+	+	-	-	-	-
Methyl β-xylósíde	-	-	ng	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Salicin	+	+	ng	+	+	-	-	-	+	-	-	-	-	w	-	-	-	d ⁱ
Starch	+	+	ng	+	+	+	+	-	+	-	-	-	+	d/w	-	-	-	+
D-Xylose	+	+	ng	+	d	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Hydrolysis of:</i>																		
Casein	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	-	+	+
Gelatin	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	-	-	+	+
Starch	+	+	+	+	+	+	+	w	+	-	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Utilization of:</i>																		
Citrate	+	+	-	-	+	d ⁱ	-	+	-	+	+	+	-	-	-	-	-	+
Propionate	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-
Egg yolk reaction	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
Nitrate reduction	+	-	+	-	w	+	+	+	w	+	+	-	-	+	+	-	-	d

<i>Growth at pH:</i>														
5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	d
6	+	-	-	-	-	+	+	-	+	+	+	w	+	+
7	+	+	-	-	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
8	+	+	+	+	+	-	+	w	+	+	+	+	+	+
9	+	+	+	+	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+
10	-	+	d	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	d
<i>Growth in NaCl:</i>														
2%	+	+	+	+	+	+	+	-	-	+	+	w	-	+
5%	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	-	-	+
7%	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	d
10%	d	-	+	-	-	d	-	+	+	-	-	-	-	-
NaCl required for growth														
	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
<i>Growth at:</i>														
5 °C	d	-	-	-	-	-	-	-	-	d	-	-	-	-
10 °C	d	-	+	+	+	-	-	+	+	+	-	-	-	d
20 °C	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
30 °C	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
40 °C	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
50 °C	d	+	-	-	-	+	-	-	-	+	+	+	+	d
55 °C	d	+	-	-	-	-	-	-	-	d	-	-	-	-
65 °C	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Growth with lysozyme present														
	d	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+
Respiratory growth with As(V)														
	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
Respiratory growth with Se(IV) or Se(VI)														
	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
Autotrophic with H ₂ + CO ₂ or CO														
	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Degradation of tyrosine														
	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	+
Decarboxylation of phenylalanine														
	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Allantoin or urate required														
	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Imagen 6. Características diferenciales de la familia *Bacillaceae*. (Tomado *Bergey's Manual of Sistematic Bacteriology* segunda edición).

5.c Características de las especies pertenecientes al grupo *Streptococcus spp.*

674 FAMILY VI. STREPTOCOCCACEAE

TABLE 133. Characteristics of *Streptococcus* species: oral streptococcal species groups^{a,b}

Characteristic	Anginosus group				Mutans group									
	<i>S. anginosus</i>	<i>S. oralis</i> subsp. <i>oralis</i>	<i>S. oralis</i> subsp. <i>plumivagus</i>	<i>S. intermedius</i>	<i>S. mitis</i>	<i>S. dentifera</i>	<i>S. downii</i>	<i>S. faecalis</i>	<i>S. mutans</i>	<i>S. salivarius</i>	<i>S. sobrinus</i>	<i>S. oralis</i>	<i>S. mitis</i>	<i>S. sobrinus</i>
<i>Acid production from:</i>														
Amygdalin	+	d	+	d	+	+	ND	+	+	d	+	+	-	-
Arbutin	+	d	+	+	+	+	ND	d	ND	+	+	+	-	-
Glycogen	-	-	ND	-	-	-	+	-	-	-	+	+	-	-
Inulin	-	-	-	-	+	d	+	d	-	+	+	+	d	d
Lactose	+	d	+	+	d	+	+	+	ND	+	+	+	d	d
Mannitol	d ^c (-)	-	-	-	+	+	+	d ^c (+)	+	+	+	+	+	+
Melibiose	d	-	-	-	+	+	-	d	+	+	+	+	d	-
Raffinose	d	-	-	-	+	+	-	d	+	+	+	+	+	-
Ribose	-	-	ND	-	+	+	+	ND	-	+	+	+	+	+
Sorbitol	-	-	-	-	+	+	-	d ^c (+)	+	+	+	+	+	d ^c (+)
Trehalose	+	d	+	+	d	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Hydrolysis of:</i>														
Arginine	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Esculin	+	+	+	+	d ^c (+)	ND	-	+	+	+	+	+	+	d ^c (+)
Hippurate	-	-	-	-	-	+	-	-	ND	-	ND	-	-	-
<i>Production of:</i>														
Acetoin (V-P)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
N-Acetyl-β-D-glucosaminidase	-	-	d	+	ND	ND	ND	-	ND	-	-	ND	ND	-
Alkaline phosphatase	+	+	+	+	ND	-	-	d	ND	-	-	ND	-	-
Extracellular polysaccharide	-	-	-	-	+	ND	+	+	+	+	-	+	+	+
β-D-Galactosidase	d	-	+	+	ND	-	ND	-	ND	-	-	ND	-	-
α-D-Glucosidase	d	+	+	+	ND	ND	+	ND	+	ND	+	ND	ND	+
β-D-Glucosidase	+	-	+	d	ND	+	ND	+	ND	+	+	ND	ND	-
β-D-Fructosidase	-	-	+	+	ND	ND	ND	ND	ND	-	ND	ND	-	-
Urease	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Lancefield group antigen	NG, F, C, G, A, Man	NG, F, C, G, A, Man	C	NG, F, C	NG	NG	NG	NG	NG	NG	NG	A	NG	NG
Host	Man	Man	Man	Man	Animals (man) ^d	Animals	Animals	Animals	Animals	Animals	Animals	Man, animals	Man, animals	Man, animals

^aSymbols: +, >85% positive; d, different strains give different reactions (16-84% positive); -, 0-15% positive; w, weak reaction; ND, not determined.
^bAcid production is slow.
^cCharacter score differs from Fackham (2002), with the latter's score given in superscript.
^dSome reports negative.
^ePerformed enzyme activities detected are dependent on the test format (substrate) used and may be affected by culture conditions. Individual enzyme activities reported in the literature may therefore vary.
^fSubstrate-dependent.
^gSubstrate-dependent.
^hSubstrate-dependent.
ⁱSubstrate-dependent.
^jO antigen present in bioser 1 strains.

Imagen 7. Características diferenciales del genero *Streptococcus spp.* (Tomado *Bergey's Manual of Sistematic Bacteriology* segunda edición).

5. e. Características de las especies del genero *Micrococcus* spp.

Differential characteristics of the species of the genus *Micrococcus*^a

Characteristic	<i>M. luteus</i> ^b	<i>M. lylae</i> ^b	<i>M. flavus</i> ^c	<i>M. antarcticus</i> ^d	<i>M. endophyticus</i> ^e	<i>M. yunnanensis</i> ^f	<i>M. terreus</i> ^g
Pigmentation	Yellow	Cream white	Yellow	Yellow	Yellow	Yellow	Yellow
Optimum growth Temperature (°C)	37	37	31	16.8	28	28	33
Growth at 4 °C	–	–	–	+	–	+	–
Growth at 45 °C	+	nd	–	–	–	+	–
Major menaquinone(s)	MK-8 and MK-8(H ₂) or MK-8(H ₂)	MK-8(H ₂)	MK-8(H ₂) MK-(H ₂)	MK-8, MK-8(H ₂)	MK-8(H ₂), MK-7(H ₂)	MK-8(H ₂), MK-7(H ₂)	MK-7, MK-7(H ₂), MK-8 MK-8(H ₂)
Nitrate reduction	–	–	–	+	+	–	–
Voges-Proskauer reaction ^f	–	–	–	+	–	–	–
<i>Hydrolysis of</i>							
Tween 80	d	+	–	+	–	+	+
Starch	–	–	+	+	–	–	–
Casein ^g	+	–	–	–	nd	nd	–
<i>Assimilation of</i>							
D-Mannose	+	–	–	–	–	nd	–
D-Trehalose	+	+	+	–	+	nd	+
Maltose	+	+	–	–	nd	nd	+
L-Malate	–	–	–	+	+	nd	+
Pyruvate	+	+	nd	–	nd	nd	nd
Acetate	d	+	nd	–	nd	nd	+
Propionate	+	–	nd	–	nd	nd	nd
L-Alanine	d	–	nd	+	nd	nd	nd
<i>Acid production from^f</i>							
Adonitol	–	+	–	–	–	–	nd
Amylum	–	+	+	+	–	–	nd
D-Arabinose	+	–	–	–	+	–	nd
L-Arabinose	–	–	–	+	+	–	–
Arbutin	+	–	–	+	+	–	nd
Cellobiose	–	–	+	+	+	–	nd
Dulcitol	–	+	+	–	–	–	nd
Erythritol	–	–	+	–	–	–	nd
Aesculin	–	–	+	+	+	–	–
Fructose	+	+	–	+	+	–	nd
D-Fucose	–	+	–	–	–	–	nd

Galactose	-	-	-	+	+	-	nd
β -Gentiobiose	-	+	-	+	-	-	nd
Glycogen	-	+	-	+	-	-	nd
Gluconate	-	-	+	-	-	-	(+)
Inositol	-	-	-	+	-	-	nd
Inulin	-	+	-	-	-	-	nd
Lactose	-	+	+	+	-	-	nd
D-Lyxose	-	+	-	+	+	-	nd
Mannitol	-	+	-	-	-	-	+
Melibiose	-	-	-	+	-	+	nd

Characteristic	<i>M. luteus</i> ^b	<i>M. lylae</i> ^b	<i>M. flavus</i> ^c	<i>M. antarcticus</i> ^d	<i>M. endophyticus</i> ^e	<i>M. yunnanensis</i> ^f	<i>M. terreus</i> ^g
Melezitose	-	+	-	-	-	-	nd
Methyl- α -D-mannoside	-	-	+	-	-	-	-
Methyl- α -D-glucoside	+	-	-	-	+	-	+
N-Acetylglucosamine	-	-	-	+	+	-	-
Raffinose	-	-	-	-	+	-	nd
Rhamnose	-	+	-	+	-	-	nd
Ribose	-	-	+	+	+	-	nd
Salicin	+	+	+	+	-	-	nd
Sorbitol	-	+	-	-	+	-	nd
Sorbose	-	+	-	-	-	-	nd
D-Tagatose	-	-	-	+	-	-	nd
Trehalose	+	+	+	-	+	+	+
D-Xylose	-	-	-	+	-	-	nd

Imagen 9. Características diferenciales del genero *Micrococcus* spp. *The prokaryotes* cuarta edición.

5. f. Características micelio aéreo genero *Streptomyces* spp.

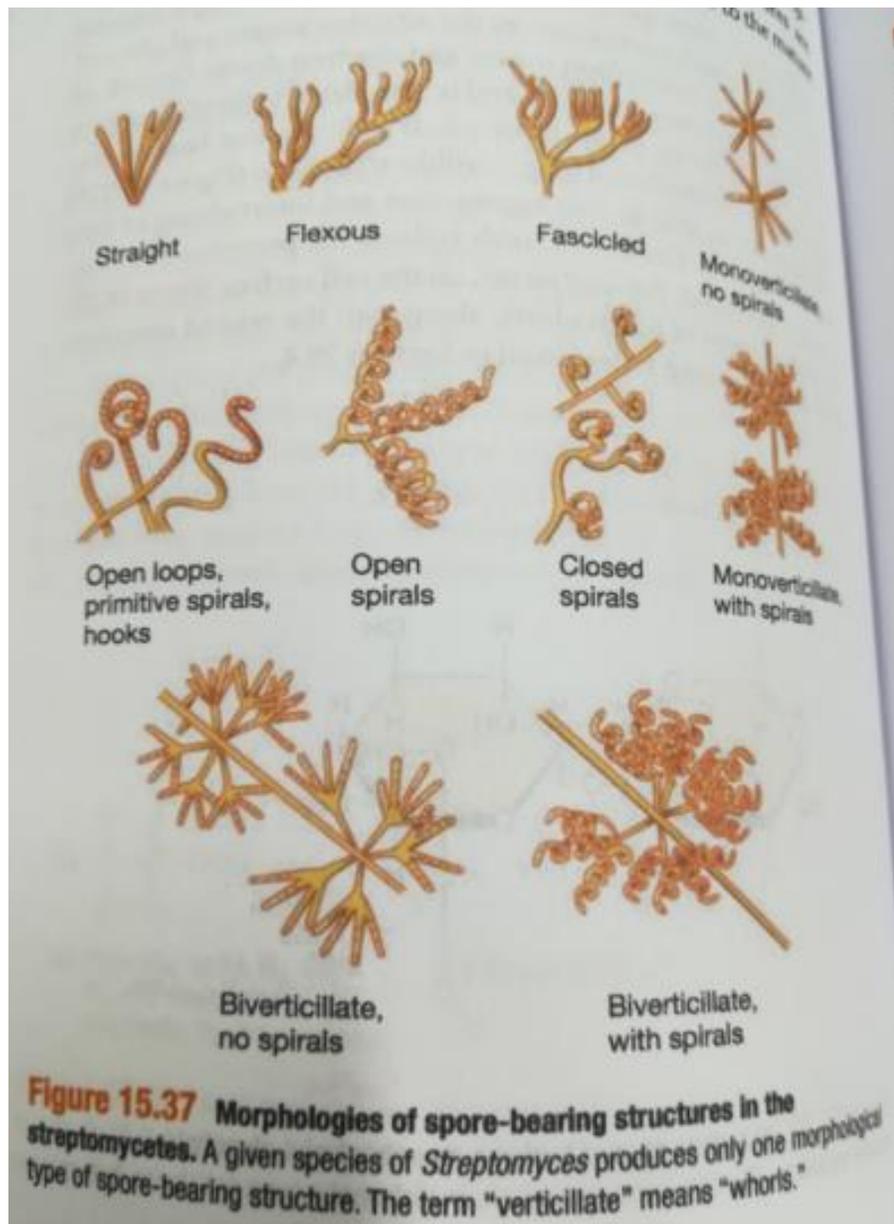


Imagen 11. Características del micelio aéreo genero *Streptomyces* spp

5. g. Características de las especies del genero *Serratia* spp.

Table 4. Differential characteristics of *Serratia* species.

Characteristic	<i>S. marcescens</i>	"liquefaciens group" ^a	<i>S. plymuthica</i>	<i>S. rubidaea</i>	<i>S. odorifera</i>	<i>S. ficaria</i>	<i>S. entomophila</i>	<i>S. fonticola</i>
Red pigment	d	-	v	v	-	-	-	-
Potato-like odor	-	-	-	v	+	+	-	-
Good growth at 5°C	-	+	+	-	+	+	+	+
Good growth at 40°C	+	-	-	v	ND	ND	+	ND
Indole	-	-	-	-	+	-	-	-
Tetrathionate reduction	d	+	-	-	-	-	-	+
Gas from glucose agar	-	+	v	-	-	-	-	v
β-Xylosidase	-	-	v	+	+	v	-	+
Oxidation of: Glucose to gluconate (without cofactor) ^b	+	-	v	+	+	+	+	-
2-Ketogluconate to 2,5-diketogluconate	+	d	-	-	-	-	-	-
Acid from:								
Adonitol	v	-	-	+	(+)	+	+	+
L-Arabinose	-	+	+	+	+	+	-	+
Lactose	d	v	(+)	+	(+)	v	-	+
D-Melibiose	-	+	+	+	+	+	-	+
D-Raffinose	d	+	+	+	d	+	+	-
L-Rhamnose	-	-	-	-	+	+	-	v
D-Sorbitol	+	+	d	-	+	+	-	+
Sucrose	+	+	+	+	d	+	+	-
D-Xylose	-	+	+	+	+	+	d	d
Lysine decarboxylase	+	+	-	d	+	-	-	+
Ornithine decarboxylase	+	+	-	-	d	-	-	+
Arginine decarboxylase	-	d	-	-	-	-	-	-
Tween 80 hydrolysis	+	+	+	+	-	+	+	+
Carbon source utilization:								
Adonitol	+	d	-	+	+	+	+	+
L-Arabinose	-	+	+	+	+	+	-	+
D-Arabitol	-	-	-	+	-	+	d	+
L-Arabitol	+	-	-	-	+	+	d	+
Betaine	-	-	v	+	-	-	-	-
Dulcitol	-	-	-	-	-	-	-	+
meso-Erythritol	d	-	-	+	d	+	+	-
Maltitol	-	+	+	+	-	+	-	v
Melezitose	-	+	+	d	-	+	-	-
D-Melibiose	-	+	+	+	+	+	-	+
Palatinose	-	+	+	+	-	+	-	+
Quinate	d	-	+	(+)	-	+	d	-
L-Rhamnose	-	d	-	-	+	+	-	+
D-Sorbitol	+	+	v	-	+	+	-	+
Sucrose	+	+	+	+	d	+	+	-
D-Tartrate	-	-	-	d	d	-	-	v
Tricarballoylate	-	-	-	d	-	-	-	v
Trigonelline	d	-	-	+	+	v	-	-

^aThe liquefaciens group or complex includes *S. liquefaciens*, *S. proteamaculans*, and *S. grimesii*.

^bWithout addition of pyrroloquinoline quinone. All species produce gluconate from glucose in the presence of pyrroloquinoline quinone.

Imagen 11. Características diferenciales del genero *Serratia* spp. (Tomado *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* segunda edición).