



UNIVERSIDAD DEL AZUAY
FACULTAD DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA
ESCUELA DE BIOLOGÍA, ECOLOGÍA Y GESTIÓN.

**Variación de las comunidades de hifomicetos acuáticos y
tasa de descomposición de hojarasca en tres microcuencas
alto andinas del sur del Ecuador.**

**Trabajo de graduación previo a la obtención del título de:
BIÓLOGO, CON MENCIÓN EN ECOLOGÍA Y GESTIÓN.**

Autores:

JAIME MANUEL GUERRERO MENDIETA
LENIN XAVIER URDIALES CARCHIPULLA

Director:

EDWIN JAVIER ZÁRATE HUGO

Co-Director:

JOSÉ ELÍ RINCÓN RAMÍREZ.

CUENCA, ECUADOR

2016

DEDICATORIA

A mis padres, Delfa y Roberto, por ser mi referente moral en todo momento; y por el afecto y apoyo que me han dado a lo largo de toda mi vida. A mis hermanos, por su amistad y cariño que va más allá de cualquier ideología o religión. Y a mis sobrinos, con quienes hemos compartido muchos momentos y que completan el círculo familiar que tanto valoro. La familia es mi razón de ser, y hacia ellos va dirigido todas las metas que consiga alcanzar.

Jaime Guerrero.

A Dios, y a mis padres Abraham y Martha, por su apoyo y amor incondicional.

Lenin Urdiales.

AGRADECIMIENTOS

A la Escuela de Biología, por plantar las bases de mi formación en esta disciplina científica. Al Investigador Prometeo Dr. José E. Rincón, por su amistad, pero sobre todo por la ilustración académica a lo largo de todo el proyecto de Investigación. A nuestro Director de Tesis MsC. Edwin Zárate, por el apoyo constante y las correcciones pertinentes al documento de investigación. A los miembros del tribunal, Dra. Cecilia Palacios y Ecol. David Siddons, por las observaciones realizadas al documento preliminar de tesis. Al profesor Danilo Minga, por su amistad y por compartir sus conocimientos en el área de Botánica. A los Ings. Andrés y Ximena, por las facilidades prestadas para los trabajos de laboratorio.

A mis padres, a Israel+, Roberth, Nube, Efrén, Felicia, Francisco, Walter, Enma, Vitelio, Rafael, Paz, Cristhian y Sol. Gracias a todos por el apoyo constante e incondicional, sin el cual hubiera sido imposible culminar con éxito mi carrera universitaria. Gracias por estar siempre allí y confiar en todo momento en mí, ustedes son lo más seguro en mi vida y lo que yo más quiero.

A mis amigos cristianos: Margarita, Lenin, Majo, Paúl, Natalia, Sofía y Rafaela. A Grace Vera, una persona agnóstica muy especial para mí, inteligente y romántica como ella sola, quien un día me escribió... “más allá de la ciencia y sus múltiples cosas téticas y frías (como un laboratorio), además de aprender, podemos sentir. Lo tendré presente Grace, no existe ninguna probabilidad de que lo olvide. Y a Samuel Fajardo, mi amigo ateo. Gracias a todos ustedes por compartir sus ideas y jocosas ocurrencias durante toda mi formación universitaria.

Jaime Guerrero.

A mis padres Abraham y Martha, mis hermanas Priscila y Andrea, mi segunda madre María Asunción (Zoila), mis amigos Jaime, Boris, Karla, Jessica, Diana, Iván, Fernando (Manny); por su apoyo y amistad, en especial Pancho+ por ser mi hermano. Y a Carolina Parra por estar siempre a mi lado y ser mi apoyo.

Lenin Urdiales.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

DEDICATORIA.....	ii
AGRADECIMIENTOS.....	iii
ÍNDICE DE CONTENIDOS.....	iv
ÍNDICE DE FIGURAS.....	vi
ÍNDICE DE TABLAS.....	viii
ÍNDICE DE ANEXOS.....	ix
RESUMEN.....	x
ABSTRACT.....	xi
INTRODUCCIÓN.....	1
CAPÍTULO 1: MATERIALES Y METODOLOGÍA.....	7
1.1 Área de estudio.....	7
1.2 Fase de campo.....	8
1.2.1 Diseño Experimental.....	8
1.2.2 Selección del material vegetal.....	10
1.2.3 Muestreo de hongos a partir del material vegetal en descomposición.....	10
1.2.4 Muestreo de hongos mediante recolección de espuma.....	10
1.2.5 Muestreo de hongos mediante filtración de la columna de agua.....	11
1.2.6 Material vegetal para determinación de N, P y fibra en Aliso y Miconia.....	11
1.2.7 Registro de parámetros físico-químicos en los puntos de muestreo.....	11
1.3 Fase de laboratorio.....	11
1.3.1 Identificación de hifomicetos a partir de material vegetal.....	11
1.3.2 Identificación de los hifomicetos en muestras de espuma.....	12
1.3.3 Identificación de los hifomicetos en filtros de muestras de agua.....	12
1.4 Fase de análisis estadístico de los datos.....	13
1.4.1 Combinación lineal de las especies con las variables ambientales.....	13
1.4.2 Diversidad, esporulación y composición de hifomicetos.....	13

1.4.3 Dinámica de descomposición de la hojarasca.....	14
1.4.4 Ordenamiento de las comunidades de hifomicetos acuáticos.....	15
CAPÍTULO 2: RESULTADOS	17
2.1 Condiciones físico-químicas de los sitios de estudio.....	17
2.2 Composición química de las hojas de Aliso y Miconia.....	18
2.3 Diversidad, esporulación y composición de hifomicetos.....	18
2.3.1 Diversidad alfa.....	18
2.3.1.1 Diversidad beta.....	20
2.3.2 Esporulación de hifomicetos acuáticos.....	21
2.3.3 Composición de hifomicetos acuáticos.....	24
2.3.3.1 Variación temporal de conidios de hifomicetos acuáticos, en espuma.....	30
2.3.3.2 Variación temporal de conidios de hifomicetos entre Aliso y Miconia.....	32
2.4 Dinámica de descomposición de la hojarasca.....	33
2.4.1 Porcentaje de descomposición.....	33
2.4.2 Tasa de descomposición (-K/día)	34
2.5 Ordenamiento de las comunidades de hifomicetos acuáticos y análisis de Correspondencia Canónica.....	36
2.5.1 Ordenamiento de las comunidades de hifomicetos acuáticos.....	36
2.5.1.1 Análisis de Escalamiento Multidimensional (NMDS).....	36
2.5.1.2 ANOVA de similitudes (ANOSIM).....	39
2.5.2 Análisis de Correspondencia Canónica (ACC).....	39
CAPÍTULO 3: DISCUSIÓN	43
CONCLUSIONES	58
RECOMENDACIONES	60
BIBLIOGRAFÍA	62
ANEXOS	73

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Capítulo 1. Mapa de ubicación del área de estudio, en el Parque Nacional Cajas.....	7
Figura 2. Capítulo 2. Diversidad α de Fisher de las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero en muestras de espuma.....	19
Figura 3. Capítulo 2. ANOVA de valores de equidad e índices de diversidad (Fisher, Shanon y Simpson) de las microcuencas: Mazán, Llaviuco y Matadero en muestras de espuma.....	20
Figura 4. Capítulo 2. Tasa de esporulación en hojas de <i>Alnus acuminata</i> a los 14, 28 y 63 de incubación, de las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero.....	21
Figura 5. Capítulo 2. Tasa de esporulación en hojas de <i>Miconia bracteolata</i> a los 14, 28 y 63 días de incubación, de las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero.....	22
Figura 6. Capítulo 2. Promedios de tasas de esporulación de Aliso y Miconia en Mazán, Llaviuco y Matadero.....	22
Figura 7. Capítulo 2. Comparación de tasas de esporulación entre Aliso y Miconia, independientemente del tiempo y de la microcuenca.....	23
Figura 8. Capítulo 2. Número de individuos por técnica de muestreo en Llaviuco, Matadero y Mazán.....	24
Figura 9. Capítulo 2. Curvas de rango-abundancia de hifomicetos acuáticos en muestras de espuma, esporulación y agua, en la microcuenca de Mazán.....	28
Figura 10. Capítulo 2. Curva de rango-abundancia de hifomicetos acuáticos en muestras de espuma, esporulación y agua, en la microcuenca de Llaviuco.....	29
Figura 11. Capítulo 2. Curva de rango-abundancia en muestras de espuma, esporulación y agua, en la microcuenca del río Matadero.....	29
Figura 12. Capítulo 2. Variación temporal de conidios de hifomicetos en muestras de espuma de Mazán, Llaviuco y Matadero.....	30

Figura 13. Capítulo 2. Variación estacional de las especies de hifomicetos más dominantes en muestras de espuma.....	31
Figura 14. Capítulo 2. Variación estacional de las especies de hifomicetos menos dominantes en muestras de espuma.....	32
Figura 15. Capítulo 2. Porcentaje de descomposición de hojarasca en las tres microcuencas de estudio a los 14, 28 y 63 días de recolección de las bolsas.....	34
Figura 16. Capítulo 2. Comparación de tasas de descomposición entre Aliso y Miconia.....	35
Figura 17. Capítulo 2. NMDS de las comunidades de hifomicetos acuáticos de Mazán, Llaviuco y Matadero en muestras de espuma, a un nivel de similaridad del 50%	37
Figura 18. Capítulo 2. NMDS de las comunidades de hifomicetos acuáticos de Mazán, Llaviuco y Matadero en muestras de espuma, a un nivel de similaridad del 70%....	38
Figura 19. Capítulo 2. Análisis tridimensional de las comunidades de hifomicetos acuáticos, en las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero, en muestras de espuma.....	38
Figura 20. Capítulo 2. Correlación sitios/variables ambientales en muestras de espuma	41
Figura 21. Capítulo 2. Correlación especies/sitios/variables ambientales, en muestras de espuma.....	42

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Capítulo 1. Uso y cobertura de suelo en las microcuencas de los ríos Mazán, Llaviuco y Matadero, del Parque Nacional Cajas.....	4
Tabla 2. Capítulo 1. Coordenadas de los puntos de estudio en el PNC.....	9
Tabla 3. Capítulo 2. Parámetros físico-químicos de las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero, del Parque Nacional Cajas.....	18
Tabla 4. Capítulo 2. Diversidad en muestras de espuma, en las microcuencas: Mazan, Llaviuco y Matadero, del Parque Nacional Cajas.....	19
Tabla 5. Capítulo 2. ANOVA de factores de variación (Cuenca, tiempo, especie) en tasas de esporulación, mediante el Modelo Lineal Generalizado (MLG).....	24
Tabla 6. Capítulo 2. Composición de las comunidades de hifomicetos acuáticos, por microcuenca y técnica de estudio. Contribución en porcentajes.....	26
Tabla 7. Capítulo 2. Tasas de descomposición (-K/día) de Aliso y Miconia, en bolsas de malla fina, en las 3 microcuencas de estudio.....	34
Tabla 8. Capítulo 2. Promedios de tasas de descomposición de Aliso y Miconia.....	35
Tabla 9. Capítulo 2. Modelo Lineal Generalizado (procedimiento ANOVA) de los remanentes de descomposición de las hojas de Aliso y Miconia.....	36
Tabla 10. Capítulo 2. ANOVA de similitudes entre las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero, en muestras de espuma.....	39

ÍNDICE DE ANEXOS

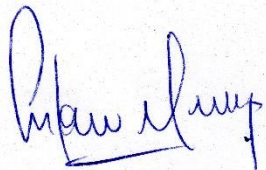
Anexo 1. Determinaciones de N, P y fibra en Aliso y Miconia.....	73
Anexo 2. Promedios y cálculos de tasas de esporulación de Aliso y Miconia.....	74
Anexo 3. Número de la especie en los gráficos de rango-abundancia en muestras de espuma, esporulación y agua; en las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero...	78
Anexo 4. Variación de las comunidades de hifomicetos en muestras de espuma.	80
Anexo 4.1 Variación de comunidades de hifomicetos por tipo de hoja (Aliso y Miconia).....	81
Anexo 5. porcentajes remanentes de descomposición de Aliso y Miconia.....	82
Anexo 6. Abundancia de conidios de hifomicetos en Mazán, Llaviuco y Matadero en muestras de espuma.....	83
Anexo 7. Abundancia de conidios de hifomicetos de Mazán, Llaviuco y Matadero en filtros de esporulación.....	86
Anexo 8. Abundancia de conidios de hifomicetos de Mazán, Llaviuco y Matadero en filtros de la columna de agua.....	88
Anexo 9. Estaciones de estudio en Mazán, Llaviuco y Matadero del Parque Nacional Cajas (PNC). Cuenca – Ecuador.....	89

VARIACIÓN DE LAS COMUNIDADES DE HIFOMICETOS ACUÁTICOS Y TASA DE DESCOMPOSICIÓN DE HOJARASCA EN TRES MICROCUENCAS ALTOANDINAS DEL SUR DEL ECUADOR.

RESUMEN

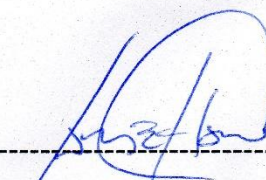
Se estudió la variación de las comunidades de hifomicetos acuáticos y su papel en la descomposición de la hojarasca (Aliso y Miconia) en Mazán, Llaviuco y Matadero con diferente grado de intervención. Las actividades ganaderas y agrícolas en los márgenes de los ríos, conjuntamente con el empleo de gallinaza y de pesticidas (sobre todo en Matadero) afectan las comunidades de hifomicetos, que son los principales descomponedores de la materia orgánica que cae en los ríos y que aseguran el flujo de energía en el ecosistema fluvial. Encontramos que Matadero es la microcuenca con la mayor tasa de descomposición, por la mayor presencia de nutrientes en sus afluentes; mientras que Mazán registró mayor diversidad y tasa de esporulación. Los hifomicetos parecen solapar sus funciones para atenuar el efecto de los contaminantes.

Palabras Clave: Hifomicetos, estructura, descomposición, esporulación, diversidad.



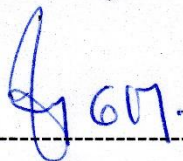
Antonio Manuel Crespo Ampudia

Director del Trabajo de Titulación



Edwin Javier Zárate Hugo

Director de Tesis



Jaime Manuel Guerrero Mendieta



Lenin Xavier Urdiales Carchipulla

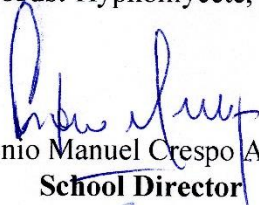
Autores

**VARIATION OF THE AQUATIC HYPHOMYCETE COMMUNITIES AND
DECOMPOSITION RATE OF LEAF LITTER IN THREE HIGHLAND MICRO
BASINS IN THE SOUTH OF ECUADOR**

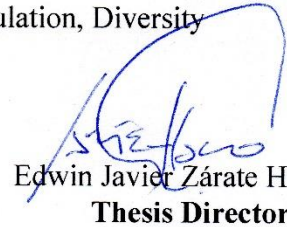
ABSTRACT

The variation of aquatic hyphomycete communities and their role in leaf litter decomposition (Aliso and Miconia) in *Mazan*, *Llaviuco* and *Matadero* with different degrees of intervention were studied. Livestock and agriculture activities along the riverbanks, in addition to the use of chicken manure and pesticide (especially in *Matadero*) affect the hyphomycetes communities, which are the main decomposers of the organic matter that falls into the rivers and which ensure the energy flow in the river ecosystem. It was found that *Matadero* the watershed with the highest rate of decomposition, due to the increased presence of nutrients in its tributaries; however, *Mazán* registered greater diversity and sporulation rate. It seems the hyphomycetes overlap their functions to mitigate the effect of pollutants.

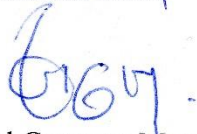
Keywords: Hyphomycete, Structure, Decomposition, Sporulation, Diversity




Antonio Manuel Crespo Ampudia
School Director



Edwin Javier Zárate Hugo
Thesis Director



Jaime Manuel Guerrero Mendieta

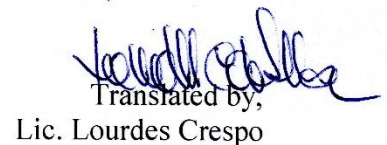


Lenin Xavier Urdiales Carchipulla

Authors



UNIVERSIDAD DEL
AZUAY
Dpto. Idiomas



Translated by,
Lic. Lourdes Crespo

Jaime Manuel Guerrero Mendieta

Lenin Xavier Urdiales Carchipulla

Trabajo de Titulación

Blgo. Edwin Javier Zárate Hugo, MsC.

Septiembre, 2016

VARIACIÓN DE LAS COMUNIDADES DE HIFOMICETOS ACUÁTICOS Y TASA DE DESCOMPOSICIÓN DE HOJARASCA EN TRES MICROCUENCAS ALTOANDINAS DEL SUR DEL ECUADOR.

INTRODUCCIÓN

Los ecosistemas en general y los limnosistemas en particular están siendo degradados y la biodiversidad se está perdiendo a un ritmo no visto en la historia de la humanidad (Sandin & Solomini, 2009). El reconocimiento de este impacto ha dado lugar a políticas como la Directiva Marco del Agua (DMA-Norma del Parlamento Europeo, por la cual el agua pasa de ser un simple recurso a considerarse factor clave para la conservación de los sistemas vivos asociados al mismo) que establece que la calidad ecológica de las aguas superficiales debe ser medida en términos de estructura y funcionamiento. En el caso de los ecosistemas fluviales su estructura está relacionada a la forma y dimensiones del cauce, calidad química del agua, características del hábitat y comunidades biológicas (componente biótico); mientras que su funcionamiento tiene que ver con procesos como transporte y retención de nutrientes, descomposición de la materia orgánica, fotosíntesis, etc. (Allan & Castillo, 2007); siendo la interrelación de los componentes estructural y funcional la que determina su integridad.

Solo recientemente se han desarrollado indicadores funcionales que permiten una evaluación directa de la integridad funcional fluvial (Gessner & Chauvet, 2002; Lecerf

et al., 2006; Feio et al., 2010). Así, en lo arroyos de cabecera que drenan cuencas forestales, la descomposición de la hojarasca que es la mayor fuente de energía que mantiene la red trófica, es un proceso clave en el funcionamiento de estos ecosistemas (Wallace et al., 1997; Hall et al., 2000), en donde la liberación de nutrientes de las hojas está dominada por la combinación de factores abióticos, microorganismos como los hongos hifomicetos (Grattan & Suberkropp, 2001) y los macroinvertebrados desmenuzadores (Webster & Benfield, 1986; Graca, 2001).

Dentro de los distintos componentes bióticos que intervienen en el procesamiento de la materia orgánica en los ambientes fluviales, los hifomicetes acuáticos (hongos acuáticos) son los descomponedores más importantes (Barlocher & Kendrick, 1974) de las hojas sumergidas en los ríos que caen de forma abundante durante el verano u otoño de las zonas templadas, facilitando la acción bacteriana que se incrementa posteriormente (Arsuffi and Suberkropp, 1984). Los hifomicetos son organismos que poseen una gran complejidad en su batería enzimática, de allí su enorme importancia ecológica porque al descomponer la materia orgánica en su fase inicial y asegurar la posterior función bacteriana, juegan un papel preponderante en el ciclaje de nutrientes y la transferencia de energía en la cadena alimentaria de los ecosistemas lóticos (Barlocher, 1985) y su consecuente estabilidad. Además, son excelentes indicadores de calidad de agua, ya que su presencia está asociada a buenas condiciones fisicoquímicas y microbiológicas de la misma (Norma, 2003).

Los hifomicetes se identifican a través de la observación de sus esporas (conidias), que son sus formas asexuadas y que se encuentran dispersos en la columna de agua y concentrado en las espumas (Gessner et al, 2003). Presentan distintas morfologías: radiadas, estrelladas con tres a cuatro brazos divergentes, sigmoides, fusiformes, enrolladas, esféricas, entre otras (Ingold, 1975). Fueron denominados hifomicetes inicialmente por Ingold en 1942 y engloba tanto a los hongos cuyo ciclo de vida es totalmente acuático, como aquellos que en algún momento de su vida ocuparon ese ambiente (Descals y Moralejo, 2001).

La utilización de cebadores específicos del rDNA ha demostrado que los hifomicetes acuáticos que colonizan el sustrato vegetal, están dominados sobre todo por la subdivisión Ascomycota, y en menor grado, Basidiomycota y Chytridiomycota (Barlocher, 2007). Después de los artrópodos, los hongos son los organismos vivos con mayor diversidad, con más de 50 000 especies; siendo el 60% de estas, microscópicas, entre los que se encuentran los hongos anamorfos o hifomicetes, de carácter saprófito (Heredia, 2008).

A nivel mundial existen algunos estudios, especialmente en los países de zonas templadas, como Noruega y Suecia. En el neotrópico en las últimas décadas han incrementado el estudio de estos organismos, particularmente en Puerto Rico, Venezuela, Colombia, México; así, existen estudios de “Hongos Anamorfos asociados a restos vegetales, del parque estatal Agua Blanca, en Macuspana-Tabasco-México” (Heredia-Martínez et al., 2014); “ Registro de hifomicetos acuáticos para la región amazónica de Colombia” (Ruíz y Peláez, 2013); “Hongos acuáticos asociados a la descomposición de la hojarasca de *Ficus sp.*, en una corriente neotropical ”(Rincón & Santelloco, 2009).

En el país existe un solo estudio de tesis realizado por Rendón (2012) de la Universidad San Francisco de Quito (USFQ) en 3 ríos de Páramo de la subcuenca del Río Guayllabamba, que forma parte de la cuenca del río Esmeraldas. Y en al Parque Nacional Cajas (PNC), que es nuestra área de estudio, no se ha realizado ninguna investigación sobre hifomicetos acuáticos; por lo que existe un alto desconocimiento de la diversidad de los hifomicetos presentes en los ecosistemas fluviales ecuatorianos, o la composición de sus comunidades.

En nuestro país la mayoría de estudios para evaluar la calidad ecológica de los ríos se han enfocado únicamente en su aspecto estructural, es decir en la química del agua, el impacto sobre la morfología del cauce y sobre todo, el efecto sobre los macroinvertebrados, pero no se ha estudiado los procesos en los que esos mismos organismos intervienen, como es la descomposición de la hojarasca (proceso clave en

la integridad funcional de los ecosistemas fluviales); y se ha ignorado completamente el papel de los hongos hifomicetos, que son los organismos más importantes en los procesos de descomposición del material vegetal (Barlocher and Kendrick, 1974).

El Parque Nacional Cajas (PNC) es un área del Sistema Nacional de Áreas Protegidas (SNAP), en la que se han formado numerosas lagunas y cuenta con una red de riachuelos, quebradas y ríos; que abastecen de agua a la ciudad de Cuenca y poblados vecinos (Arbeláez & Vega, 2008). Este Parque no está bajo control del Ministerio del Ambiente (MAE), sino de la Empresa de Telecomunicaciones, Agua Potable y Alcantarillado Público del Azuay -ETAPA- (MAE, s/f).

A pesar de existir un cuidado bastante acertado del PNC y monitoreo de actividades varias, mediante la toma de muestras de agua, no existen estudios del papel de los hifomicetos acuáticos en la descomposición de la materia orgánica de sus ecosistemas lóticos, ni cómo las funciones de estos determinan el flujo de energía a lo largo de la cadena trófica de los ambientes fluviales presentes en el área.

El uso de suelo en las 3 microcuencas para el estudio de los hifomicetos acuáticos, presenta diferente grado de intervención (Tabla 1). Matadero es la microcuenca con mayor intervención, mientras que Llaviuco y Mazán presentan menor intervención y mayor superficie de bosque natural (PROMSA, 2013).

Tabla 1. Uso y cobertura de suelo en las microcuencas de los ríos Mazán, Llaviuco y Matadero, del Parque Nacional Cajas.

Microcuenca	Mazán		Llaviuco		Matadero	
	Ha	%	Ha	%	Ha	%
Bosque natural	689,79	61,61	468,24	57,96	442,92	43,78
Cuerpos de agua	101,17	9,03	165,41	20,48	61,07	6,04
Maíz y pasto plantados	328,68	29,36	174,15	21,56	507,59	50,18
Total	1119,64	100	807,8	100	1011,58	100

Fuente: (PROMSA, 2013).

Por todo lo expuesto nosotros planteamos evaluar la calidad funcional de los ecosistemas fluviales en las microcuencas de los ríos Matadero, Llaviuco y Mazán que presentan diferentes grados de intervención, empleando los hongos hifomicetos en la descomposición del material vegetal. Además, dado que no contamos con ningún registro de hongos hifomicetos para nuestros ríos, nos planteamos la elaboración de la primera guía de identificación de Hongos Ingoldianos del Parque Nacional Cajas, que servirá de referencia para futuras investigaciones.

OBJETIVOS

Objetivo General

Determinar la tasa de descomposición de la hojarasca y la diversidad de los hifomicetos acuáticos en 2 especies vegetales (*Alnus acuminata* y *Miconia bracteolata*) en tres Microcuencas hidrográficas con diferente grado de intervención, del Parque Nacional Cajas.

Objetivos Específicos

- Describir la dinámica de la producción de conidios de hifomicetos acuáticos (tasas de esporulación y riqueza de especies) durante el proceso de descomposición de *Alnus acuminata* y *Miconia bracteolata* en tributarios de las microcuencas: Mazán, Llaviuco y Matadero del PNC.
- Determinar la riqueza específica e intercambio de especies de hifomicetos acuáticos de las 3 microcuencas a través de muestras de agua y espuma.
- Realizar una base de datos y un catálogo fotográfico de las especies de hifomicetos acuáticos registrados en las microcuencas estudiadas en el PNC.

CAPÍTULO 1

MATERIALES Y METODOLOGÍA

1.1 Área de estudio

Nuestra área de investigación se encuentra en el Parque Nacional Cajas de la provincia del Azuay-Ecuador, en las microcuencas de los ríos Mazán, Llaviuco y Matadero, que a su vez pertenecen a la Subcuenca del río Paute (Figura 1).

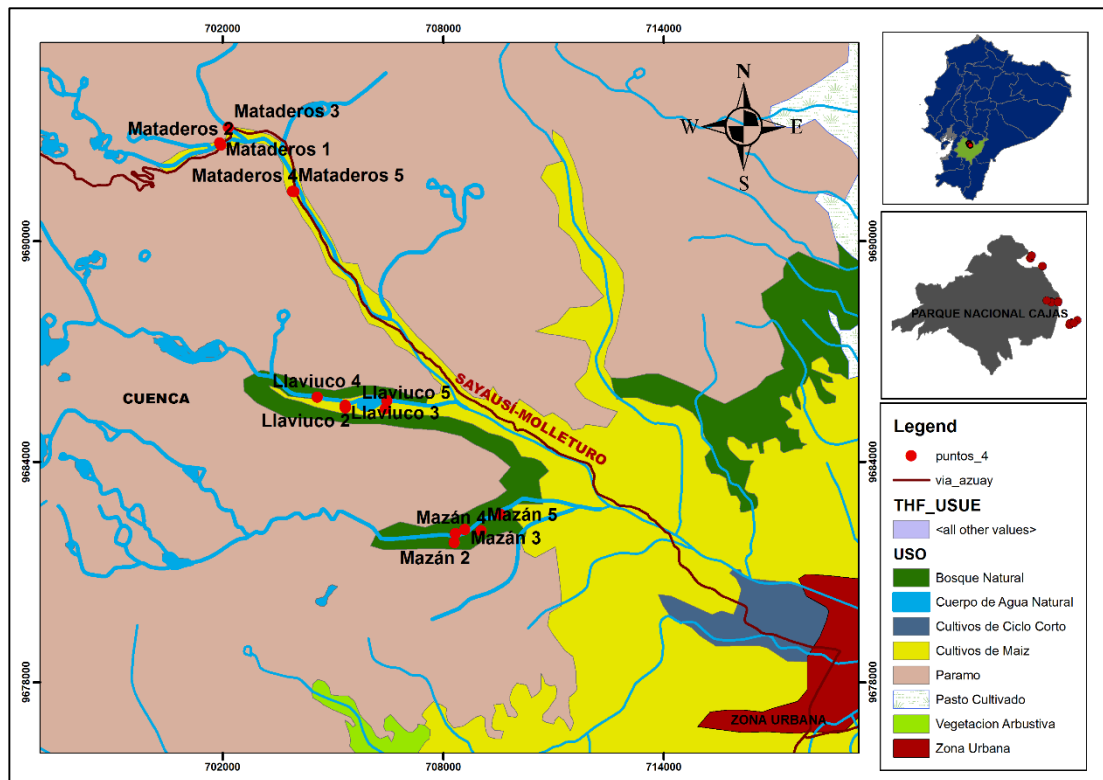


Figura 1. Mapa de ubicación del área de estudio, en el Parque Nacional Cajas.

De las 3 microcuencas de estudio, Mazán y Llaviuco se extienden hacia el interior del parque, mientras que Matadero se encuentra en el extremo nororiental en relación al PNC, a lo largo de la vía Cuenca-Molleturo; con una elevación de nuestra área de estudio entre 3658 y 3019 msnm.

El PNC presenta 2 rangos de precipitación, uno que va de 1000 a 1250 mm anuales en su región suroriental, y el otro de 1250 a 1500 mm anuales en su región noroccidental; la temperatura va de 4 a 14 °C, siendo las temperaturas más altas en sus extremos oriental y occidental, y las más bajas, en su área central. Presenta 2 tipos de clima, el Ecuatorial de Alta Montaña que abarca un 85% de su territorio, y el Ecuatorial Mesotérmico Semihúmedo, en el 15% de su superficie restante. (ODEPLAN, 2013).

La mayor parte de suelos son de tipo Inceptisoles (Mazán) en cerca del 55% de su territorio, un 35% corresponde a terrenos rocosos, pero también encontramos: alfisoles (Matadero y Llaviuco) ultisoles y oxisoles. En cuanto a formaciones vegetales encontramos Páramo herbáceo en el 98% de su territorio, Bosque Siempre Verde Montano Alto en los Andes Orientales con 1,1%, y Bosque Siempre Verde Montano Alto de los Andes Occidentales con un 0.8%. (ODEPLAN, 2013).

1.2 Fase de campo

1.2.1 Diseño Experimental

En el Parque Nacional Cajas (PNC) delimitamos tres microcuencas hidrográficas (Matadero, Llaviuco y Mazán) con diferente uso y cobertura vegetal. Matadero es la microcuenca más intervenida, que tiene un uso de suelo dedicada exclusivamente a pastizal, y en la que anualmente se depositan aproximadamente cerca de 5000 sacos de gallinaza ricos en nitrógeno para abonar los pastos para el ganado (Segarra, 2006); nitrógeno que luego es llevado por escorrentía hacia el cauce de los ríos, con lo que se incrementa sus niveles de nutrientes. Además, según los estudios de Segarra (2006) en la microcuenca del Tomebamba a la cual corresponde Matadero, para controlar las plagas de los cultivos de maíz, los agricultores emplean pesticidas que contienen metales pesados como plomo, cadmio, manganeso, lo cual agrega otro factor de contaminación al lecho fluvial.

Llaviuco presenta un grado intermedio de conservación, en donde encontramos principalmente vegetación arbustiva y pastizal, y en donde constantemente se hacen

esfuerzos por regular el número de visitas, y de esa manera evitar afectar su frágil ecosistema. Mientras que Mazán es la microcuenca mejor conservada de las tres, donde el uso de suelo y cobertura vegetal está formado principalmente por Bosque Montano y Páramo herbáceo; y en donde se ha restringido el acceso al público, lo que ha permitido un mejor control.

En cada microcuenca se establecieron 5 puntos de muestreo, y en cada punto se ubicó un segmento de muestreo de aproximadamente 100 m. En total se seleccionaron 15 estaciones de muestreo en ríos y quebradas, en ecosistemas de pastizal, vegetación arbustiva y bosque natural de las tres microcuencas de estudio. Mediante el empleo de GPS se determinó las coordenadas geográficas y la altitud de cada punto de muestreo (Tabla 2).

Tabla 2. Coordenadas de los puntos de estudio en Mazán, Llaviuco y Matadero.

Puntos	Tipo	X (mE)	Y (mS)	Z (msnm)
Llaviuco 1	Quebrada	706471	9685659	3186
Llaviuco 2	Río	705337	9685532	3166
Llaviuco 3	Río	705337	9685461	3167
Llaviuco 4	Quebrada	704571	9685751	3228
Llaviuco 5	Río	706427	9685438	3165
Matadero 1	Río	701923	9692664	3658
Matadero 2	Río	701959	9692608	3479
Matadero 3	Río	702157	9693096	3309
Matadero 4	Quebrada	703947	9691340	3271
Matadero 5	Río	703901	9691352	3433
Mazán 1	Quebrada	709560	9682570	3019
Mazán 2	Quebrada	708300	9681798	3076
Mazán 3	Quebrada	708592	9682154	3125
Mazán 4	Quebrada	708338	9682042	3452
Mazán 5	Río	709017	9682289	3069

En cada estación se colocaron bolsas de malla fina con dos tipos de hojas: *Alnus acuminata* (Aliso) y *Miconia bracteolata* (Miconia), tres réplicas (M1, M2, M3) y tres períodos de recolección de muestras (a las 2, 4 y 8 semanas). Se analizaron en total 270 bolsas de descomposición en 15 tributarios del PNC.

1.2.2 Selección del Material Vegetal

Para los experimentos de descomposición se emplearon hojas recién abcisadas de *Alnus acuminata* (Aliso, Betulaceae) y *Miconia bracteolata* (Miconia, Melastomatacea). En el caso del Aliso se seleccionó debido a que ha sido utilizada en numerosos estudios y permitirá realizar comparaciones y estandarizaciones, además se ha determinado que posee altas concentraciones de N y P y bajo contenido de compuestos secundarios y lignina (Encalada et al. 2010).

En el caso de la Miconia, es una planta común en las 3 microcuencas, sus hojas poseen una textura gruesa, bajas concentraciones de N y P y una concentración intermedia de metabolitos secundarios (Escobar & Agudelo, s/a). De tal modo que se espera que Aliso tenga una mayor velocidad de descomposición y por tanto mayor producción y diversidad de conidios, que las hojas de Miconia, lo cual será un parámetro a considerar en la confirmación o descarte de una de nuestras hipótesis.

1.2.3 Muestreo de hongos a partir del material vegetal en descomposición.

Se colocaron 3g de hojas senescentes de las 2 especies seleccionadas (Miconia y Aliso) en bolsas de malla fina (ojo de malla de 0,5mm) y se incubaron en las quebradas seleccionadas. 5 quebradas por Microcuenca x 3 réplicas x 2 especies de hojas x 3 períodos de recolección = 90 bolsas por Microcuenca hidrográfica.

Al cabo de 2 semanas se retiran 30 bolsas de cada Microcuenca: 6 bolsas (3 de aliso y 3 de miconia) x 5 quebradas= 30 bolsas; luego a las 4 semanas se retiran las segundas 30 bolsas; y a las 8 semanas las últimas 30.

1.2.4 Muestreo de hongos mediante recolección de espuma

En cada río o quebrada de estudio, se toman 3 muestras de espuma con una espátula estéril, en los saltos y remansos de agua. Como son 5 quebradas x 3 muestras = 15 muestras x 4 periodos de recolección = 60 muestras por microcuenca x 3 microcuencas= 180 muestras en total; que se colocaron en fundas Ziplock y fueron

preservadas con formalina al 2% y luego depositadas en un Cooler a 4°C, para su posterior identificación en el laboratorio.

1.2.5 Muestreo de hongos mediante filtración de la columna de agua.

Se trabajó en los mismos puntos de muestreo de las técnicas anteriores, tomando 1 litro de agua por cada río o quebrada. Como son 5 puntos x 1l = 5 l por microcuenca x 4 periodos de recolección = 20 l x 3 microcuencas = 60 l de agua en total. El agua recogida se llevó al laboratorio para su filtración, y luego se observó al microscopio.

1.2.6 Material vegetal para determinación de N, P y fibra en Aliso y Miconia

Una parte de las hojas recolectadas se emplearon para realizar las determinaciones iniciales de la composición de Nitrógeno total, Fósforo total y fibra, en muestras secas y pulverizadas de *Miconia bracteolata* (Miconia) y *Alnus acuminata* (Aliso). Para ello se emplearon las técnicas de: Kjeldahls para el N, método del ácido ascórbico para el P y la técnica de determinación de fibra cruda mediante digestión ácida (FIWE Manual, s.a).

1.2.7 Registro de parámetros físico-químicos en los puntos de muestreo.

Mediante el empleo de un equipo multiparámetro, se midieron valores de conductividad (uS/cm), sólidos disueltos totales (mg/l), pH, oxígeno disuelto (mg/l), porcentaje de saturación de O₂ (%) y temperatura del agua (°C). Además, se registraron las medidas del ancho del cauce (m), profundidad (cm), velocidad de la corriente (m/s) y flujo (l/s) en cada uno de los ríos y quebradas de los sitios de muestreo, en todas las salidas.

1.3 Fase de laboratorio

1.3.1 Identificación de hifomicetos a partir de material vegetal.

En el laboratorio, las hojas de las bolsas de descomposición son lavadas con agua destilada, de las cuales se extraen 5 discos que son colocados en frascos Erlenmeyer

con 150 ml de agua destilada, para su incubación. A las 48 horas se retiran los discos, se secan a la estufa a 50-60°C (peso seco) y luego se calcinan a 550°C (AFDM).

La suspensión se filtra en membranas de acetato celulosa (5 µm de poro). A cada filtro se le añaden unas 4 gotas de azul de algodón, y previa a la observación al microscopio se le añade unas 2 gotas de ácido láctico, para que transparenten los filtros. La observación al microscopio se realizó con los lentes de 40 y 100x, y se empleó las claves de Descals et al, (1989); Santos-Flores y Betancourt-López (1997); y Marvanová et al (1967).

La tasa de esporulación se calcula con la fórmula:

$$E = (n \times A/a) / t \times p$$

Dónde: n es el número promedio de esporas por campo de microscopio, A es el área del filtro en mm², a es el área de campo del microscopio en mm², t es el tiempo en días y p es el peso en mg de los discos de hojas. (Elosegi & Sabater, 2009).

1.3.2 Identificación de los hifomicetos en muestras de espuma.

Con una pipeta se toma la muestra de espuma licuada de los frascos, y se coloca 1 gota en una placa portaobjetos, a la cual se le añade 1 gota de fucsina o cottom blue. Se deja unos minutos hasta secar la muestra y se observa al microscopio con lente de 40x o 100x, empleando para la identificación, las claves de Descals et .al (1989); Santos-Flores y Betancourt-López (1997); y Marvanová et al (1967).

1.3.3 Identificación de los hifomicetos en filtros de muestras de agua.

Para la observación de las esporas en los filtros de membrana del agua, se sigue el mismo procedimiento que para los filtros de la suspensión a partir de material vegetal.

1.4 Fase de análisis estadístico de los datos

1.4.1 Combinación lineal de las especies con las variables ambientales.

Se empleó un Análisis de Correspondencia Canónica ACC para determinar si existía una relación de linealidad entre la distribución de especies de nuestros sitios de estudio (Mazán, Llaviuco y Matadero) y las variables ambientales medidas (conductividad del agua, sólidos disueltos, pH, oxígeno disuelto, porcentaje de saturación, temperatura del agua, ancho del cauce, profundidad, velocidad de la corriente, flujo, NO₃, SO₄, materia orgánica suspendida (MOS), índice de hábitat fluvial (IHF) e índice de calidad de ribera (QBR).

El ACC combina conceptos de ordenación y de regresión; al final nos da el valor-p computado para aceptar o rechazar la hipótesis nula de relación de linealidad, y nos da un mapa con la distribución espacial de las especies y las variables ambientales que las influyen (Rougés,2008). Usamos el programa XLSTAT (Addinsoft, 1993).

1.4.2 Diversidad, esporulación y composición de hifomicetos.

Para la diversidad alfa, se calcularon los índices de: Shannon-Wiener (H) que asume que los individuos son seleccionados al azar y que todas las especies están representadas en la muestra (Magurran, 1988); el inverso de Simpson (1-lambda) que manifiesta la probabilidad que dos individuos tomados al azar sean de la misma especie (Magurran, 1988; Peet, 1974); y α -Fisher porque evalúa eficazmente la diversidad en función del número de individuos y del número de especies (Condit et al., 1996) y es independiente del tamaño de la muestra. Para el cálculo de los índices se empleó el programa Primer 6.0 (Clarke & Gorley, 2006).

Para obtener el valor de recambio de especies (Diversidad beta) que existe entre nuestras microcuencas (Llaviuco-Matadero; Llaviuco-Mazán y Mazán-Matadero) se empleó el índice de Whitaker (1972) que ha probado ser el más robusto para medir el reemplazo de especies entre comunidades (Wilson & Schmida, 1984; Magurran, 1988). Para tal fin utilizamos el programa Past 3.0 (Ryan et al., 1995).

Para calcular la tasa de esporulación. - registramos en una tabla la abundancia de los hifomicetos identificados en los filtros de la esporulación y el peso en mg de los discos de las hojas calcinadas, y aplicamos la fórmula $E = (n \times A/a) / t \times p$. Como trabajamos con 3 repeticiones, sacamos un promedio, la desviación estándar y el error estándar, para graficar la variación de la tasa de esporulación, por punto de muestreo, por microcuencia y por tipo de hoja (Aliso y Miconia).

Empleamos un Modelo Lineal Generalizado (MLG) que es un procedimiento ANOVA en el cual los cálculos se realizan utilizando un enfoque de regresión de mínimos cuadrados para describir la relación estadística entre uno o más predictores y una variable de respuesta continua. Los predictores pueden ser factores y covariables. El MLG puede realizar comparaciones múltiples entre las medias de los niveles de los factores para hallar diferencias significativas (Minitab, 2016). Este análisis se realizó con ayuda del programa Statistica v7 (StatSoft, 1991).

Para estudiar la composición de hifomicetos elaboramos una sola lista de especies, en la que registramos su abundancia en porcentajes, en cada una de las microcuencias de estudio y tomando en cuenta la técnica de muestreo (espuma, esporulación y agua) y el tipo de especie vegetal (Aliso y Miconia). Además, mediante gráficos mostramos la variación de las comunidades de hifomicetos, en las muestras de espuma; y con el ANOVA de comparaciones múltiples determinamos su significancia estadística.

1.4.3 Dinámica de descomposición de la hojarasca.

Para calcular la tasa de descomposición ($-k/\text{día}$) obtuvimos previamente el porcentaje remanente final de cada una de las bolsas de descomposición, dividiendo el AFDW (peso de la masa orgánica remanente seca libre de ceniza) para el peso inicial corregido del Aliso (constante de corrección=0.95) y de Miconia (constante de corrección=0.84), multiplicado por 100.

Utilizamos un Análisis de regresión no lineal. - para obtener la tasa de descomposición (-K/día) de Aliso y Miconia, mediante un modelo exponencial negativo ($-M_t = M_0 * e^{-kt}$), donde: M_t es la masa en tiempo (t) ; M_0 es el valor inicial de la variable, valor en $t=0$; k =tasa de descomposición de la hojarasca a través del tiempo; t = tiempo en días $t>0$ (Boulton & Boon, 1991). Se realizó mediante el programa GraphPad Prism v.6 (Motulsky, 1984).

Se realizó un análisis de varianza factorial (MLG) para evaluar la relación entre la variable respuesta (tasa de descomposición) y las variables independientes (cuenca, tiempo, especie), mediante la transformación de la variable respuesta (Cayuela, 2010). A un intervalo de confianza del 95% ($p<0.05$) y utilizando el programa Statistica v.7 (StatSoft, 1991).

1.4.4 Ordenamiento de las comunidades de hifomicetos acuáticos.

Análisis de escalamiento multidimensional no métrico (NMDS). En Primer 6.0 (Clarke & Gorley, 2006) aplicamos el análisis NMDS a nuestros datos para conocer las similitudes/disimilitudes entre ellos, en distancias entre puntos que se grafican en un mapa (Hair et al.,1995). La mayor proximidad entre los puntos significa que la composición de la comunidad se percibe de forma bastante semejante, en cambio su mayor distancia o alejamiento entre sí, significa que tienen que ver poco entre sí (Hair et al., 1995). Para realizar el NMDS previamente transformamos nuestra matriz a $\text{Log}(x+1)$ porque tenemos abundancias muy altas de unas especies y muy bajas en otras, entonces la transformación logarítmica expande los valores muy bajos y comprime los muy altos, esto favorece que la curva resultante se ajuste mejor a una normal; además cuando la varianza de nuestros datos es muy diferente, es decir no hay homocedasticidad (Molina, 2014). Luego efectuamos una matriz de similitud (con el coeficiente de similitud S18 Kulczynski). Además, para ver la bondad de ajuste de nuestros datos o si la configuración multidimensional de nuestros puntos es aceptable, el modelo nos da el Stress de Kruskal, que se fundamenta en la distancia entre los puntos (Hair et al., 1995).

Análisis de conglomerados (Clúster). Con la misma transformación logarítmica ($\log x+1$) y la matriz de similitud (S18 Kulczynski), corrimos el análisis de conglomerados jerárquico divisivo para conocer la clase o grupos (Clúster) a la que los puntos de muestreo pertenecen. Con este análisis pudimos ver como se relacionan nuestros puntos de muestreo (comunidades de hongos hifomicetos) de las microcuencas Llaviuco, Matadero y Mazán en muestras de espuma; ya que básicamente el clúster maximiza la similitud dentro del grupo, pero minimiza la de entre grupos (Rougés, 2008). Se utilizó el programa Primer 6.0 (Clarke & Gorley, 2006).

Análisis de similitudes (ANOSIM). Para detectar si existen diferencias estadísticas significativas en la composición de las comunidades de hifomicetos, entre grupos (Llaviuco-Matadero; Llaviuco-Mazán y Matadero-Mazán). El ANOSIM se basa en rangos de disimilaridad (-1.0, +1.0) y usa el índice de Bray-Curtis, aconsejable cuando se trata de variables biológicas. Emplea el estadístico R que se basa en la diferencia de medias entre los grupos y dentro de los grupos (Clarke, 1993); donde un valor de R cercano a 1 sugiere disimilitud entre los grupos, una R cercana a 0 sugiere distribución uniforme de dentro y entre grupos, y valores de R por debajo de 0 sugiere que las diferencias son mayores dentro del grupo (Clarke & Gorley, 2001). Se utilizó el programa Primer 6.0 (Clarke & Gorley, 2006).

CAPÍTULO 2

RESULTADOS

2.1 Condiciones físico-químicas de los sitios de estudio.

De todos los parámetros físico-químicos registrados, merece especial atención los valores promedios de pH cercanos a la neutralidad en Mazán (pH=7.6) y alcalinos en Matadero y Llaviuco (pH=8.13 y pH=8.10) respectivamente. Valores bajos de conductividad en Mazán (54.82 $\mu\text{S}/\text{cm}$) y altos en Matadero y Llaviuco (153.2 $\mu\text{S}/\text{cm}$ y 137.4 $\mu\text{S}/\text{cm}$) respectivamente; esto por la presencia de iones disueltos cuya concentración está directamente relacionado con la conductividad (Tabla 3).

Los valores de O_2 disuelto también son más altos en Mazán (8.1 mg/l), y más bajos en Matadero (7.9 mg/l) y Llaviuco (7.46 mg/l), cuyos valores no dependen de si los puntos de estudio son quebradas o ríos. La temperatura es más baja en la microcuenca de Mazán (9.9 °C), mientras que Matadero y Llaviuco tienen temperaturas más altas, sobre todo Llaviuco (10.9°C) en donde la mayoría de sus puntos de estudio están despejados, por ende, reciben abundante cantidad de rayos solares (Tabla 3).

El índice de calidad de ribera (QBR) también presenta valores más altos en Mazán (87) en comparación con los valores bajos de Llaviuco (66.5), pero sobre todo de Matadero (27) que es la microcuenca más intervenida, por su abundante superficie dedicada a pastizal. Los valores de materia orgánica suspendida (MOS) son superiores en Mazán (1.2), mientras que en Matadero y Llaviuco encontramos valores muy similares (0.7 y 0.8) respectivamente (Tabla 3).

Los demás parámetros físico-químicos como la saturación de oxígeno (%), la velocidad de la corriente (m/s), el índice de hábitat fluvial (IHF) y profundidad, no difieren significativamente entre las microcuencas de estudio. (Tabla 3).

Tabla 3. Parámetros físico-químicos de las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero, del Parque Nacional Cajas.

ESTACIONES DE MUESTREO	Conductividad (us/cm)	Sólidos disueltos (mg/L)	PH (ph)	O2 disuelto (mg/L)	Saturación O2 (%)	Temperatura (°C)	Ancho (m) (m)	profundidad (cm)	Velocidad (m/s)	Flujo (l/s)
Llaviuco 1	128,0	64,3	8,1	7,4	101,2	11,0	2,0	23,5	0,6	0,036
Llaviuco 2	115,0	57,7	7,9	7,2	101,7	12,0	4,5	27,5	0,4	1,874
Llaviuco 3	132,0	65,7	8,1	7,7	71,2	9,4	5,8	25,8	0,5	0,537
Llaviuco 4	225,0	112,3	8,4	7,4	100,7	11,2	4,5	22,1	0,1	0,011
Llaviuco 5	87,0	43,3	8,0	7,6	101,1	10,9	4,0	26,4	0,6	1,576
Promedio	137,4	68,7	8,1	7,5	95,2	10,9	4,2	25,1	0,4	0,8
Ds	52,0	26,0	0,2	0,2	13,4	1,0	1,4	2,2	0,2	0,9
Matadero 1	175,7	87,0	8,3	8,1	100,4	9,2	1,5	12,6	0,2	0,364
Matadero 2	121,0	60,3	8,0	7,9	102,4	10,6	9,0	32,3	0,9	0,661
Matadero 3	119,7	59,7	8,0	7,8	102,3	10,9	5,9	20,3	0,8	0,388
Matadero 4	230,3	115,0	8,3	7,9	100,7	9,8	0,8	10,0	0,2	0,165
Matadero 5	120	60	8,065	7,865	102,8	10,65	7,875	40,5	0,8	0,458
Promedio	153,3	76,4	8,1	7,9	101,7	10,3	5,0	23,1	0,6	0,4
Ds	49,3	24,5	0,1	0,1	1,1	0,7	3,7	13,0	0,4	0,2
Mazán 1	49,0	24,0	7,7	7,9	100,7	10,2	1,2	11,2	0,3	0,017
Mazán 2	39,3	20,0	7,6	8,0	100,9	9,8	2,5	20,4	0,6	0,158
Mazán 3	40,7	20,3	7,5	8,5	101,2	9,0	2,1	18,9	0,3	0,052
Mazán 4	91,5	45,9	7,8	7,8	99,8	10,1	1,3	14,7	0,3	0,016
Mazán 5	90,3	45,0	7,9	8,0	72,2	10,5	7,1	23,4	0,6	1,263
Promedio	62,2	31,1	7,7	8,1	95,0	9,9	2,8	17,7	0,4	0,3
Ds	26,5	13,3	0,2	0,3	12,8	0,6	2,5	4,8	0,2	0,5

2.2 Composición química de las hojas de *Alnus acuminata* y *Miconia bracteolata*

La determinación de nutrientes dio como resultado que *Alnus acuminata* tiene mayores concentraciones de N y P, y menor cantidad de fibra, con valores promedio de 1.47 gN/100g, 4.59 mgP/l y 46.5% de fibra; mientras que *Miconia bracteolata* tiene valores bajos de N y P, y mayor concentración de fibra, con valores de 0.57 gN/100g, 3.79 mgP/l, y 74% de fibra. (Anexo 1).

2.3 Diversidad, esporulación y composición de hifomicetos.

2.3.1 Diversidad alfa, especies, individuos, riqueza y equidad.

Según el índice alpha de Fisher, los puntos de muestreo con mayor diversidad son MZ3 (15.7), MZ5 (16.6) y MT3 (13.6); mientras que LV4 (7.12) y MT4 (7.14) son los puntos con menor diversidad. En cuanto a la diversidad medida con los índices de Shanon-Wiener (H_{-log_2}) e inverso de Simpson (1-lambda), los puntos de Llaviuco y Mazán son los más diversos, pero en cambio los puntos de Matadero son incluso

menos diversos que los de Llaviuco. Lo cual no refleja con exactitud los resultados encontrados. El punto MT5 tiene mayor número de especies (S), MT4 tiene mayor número de individuos (N), MZ3 posee mayor riqueza específica (d) y LV4 presenta mayor equidad (J). (Tabla 4).

Tabla 4. Diversidad en muestras de espuma, en las microcuencas: Mazan, Llaviuco y Matadero, del Parque Nacional Cajas.

Sample	S	N	d	J'	Fisher	ES (174)	H'(log2)	1-Lambda
LV1	31	362	5,091	0,7416	8,113	22,75	3,674	0,8658
LV2	34	410	5,485	0,7374	8,802	22,52	3,752	0,8883
LV3	40	513	6,25	0,7248	10,15	26,35	3,857	0,8867
LV4	32	630	4,809	0,8216	7,121	24,06	4,108	0,927
LV5	36	606	5,463	0,7712	8,383	25,31	3,987	0,9064
MT1	46	649	6,95	0,5653	11,31	21,33	3,122	0,7577
MT2	43	669	6,455	0,5078	10,25	19,7	2,756	0,7302
MT3	40	244	7,094	0,6533	13,6	26,45	3,477	0,8222
MT4	38	1453	5,082	0,3884	7,143	15,36	2,038	0,5315
MT5	48	985	6,819	0,5895	10,56	24,01	3,292	0,8089
MZ1	32	359	5,268	0,6668	8,492	19,09	3,334	0,8556
MZ2	34	174	6,399	0,7347	12,63	29	3,738	0,8818
MZ3	46	279	7,992	0,6828	15,68	31,23	3,772	0,8566
MZ5	43	205	7,89	0,6833	16,58	27,07	3,708	0,8732

Si promediamos la diversidad de cada sitio de estudio, según el índice α de Fisher, Mazán es la microcuenca con mayor diversidad (13) y SE (1.83), seguida de Matadero (10.6) - SE (1.04) y Llaviuco (8.5) - SE (0.49). Igualmente Mazán es la microcuenca con mayor índice de rarefacción (estima la riqueza de especies en función del tamaño de muestra más pequeño) ES (174) (26), y riqueza específica (d) (6.9), mientras que Llaviuco presenta la mayor equidad (J) (0.8). (Figura 2).

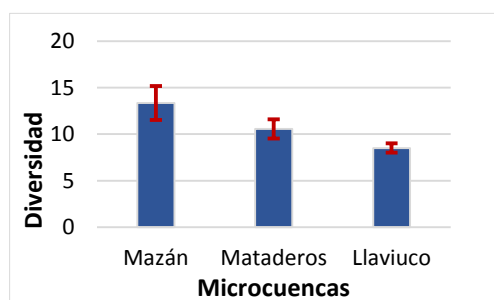


Figura 2. Diversidad α de Fisher de las microcuencas de estudio en muestras de espuma.

El ANOVA mostró una diferencia estadísticamente significativa para la diversidad, entre Mazán y Llaviuco ($p=0.0407 < \alpha=0.05$); mientras que entre Matadero y Llaviuco, y Mazán vs Matadero, no existe diferencia significativa, de acuerdo a los valores α de Fisher. La diferencia de equidad es estadísticamente significativa entre Matadero y Llaviuco ($p=0.0009$) y Mazán vs Matadero ($p=0.0181$). La riqueza específica (d) y la rarefacción ES (174), no son estadísticamente significativas (Figura 3).

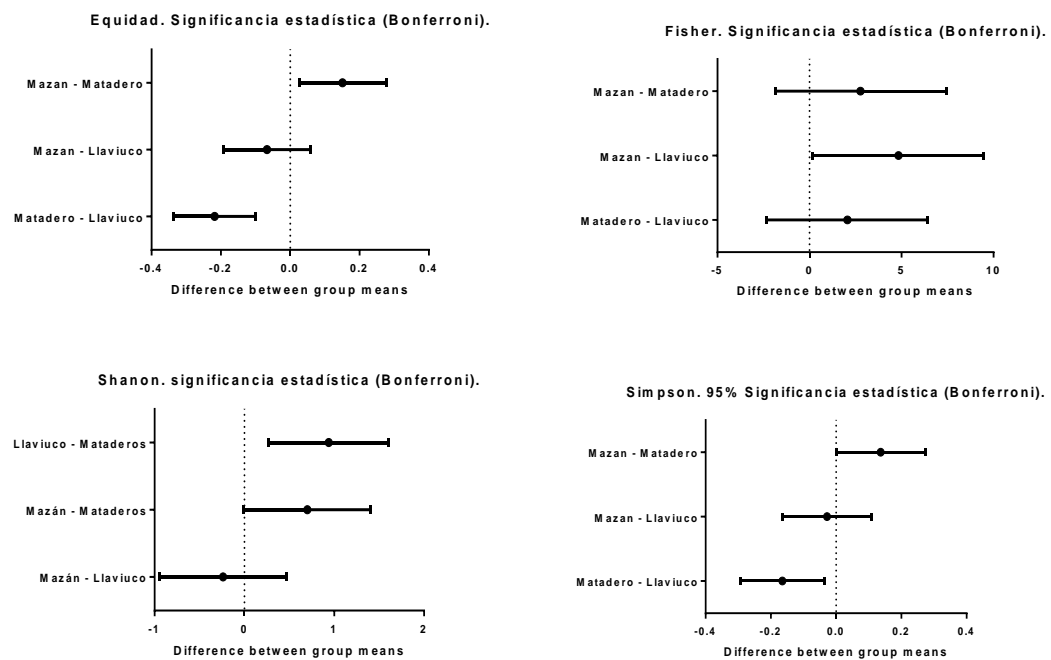


Figura 3. ANOVA de valores de equidad e índices de diversidad (Fisher, Shanon y Simpson) de las microcuencas: Mazán, Llaviuco y Matadero en muestras de espuma.

2.3.1.1 Diversidad beta

El análisis de la diversidad beta nos dio como resultado un índice de Whitaker de 0.46, es decir que el recambio de especies en los sitios de estudio es cercano al 50%. El mayor reemplazo de especies se encontró entre Mazán y Llaviuco ($b=0.43$) lo que significa que el 43% de sus especies están reemplazándose, el menor reemplazo está entre Matadero y Llaviuco ($b=0.23$), mientras que entre Mazán y Matadero existe un reemplazo intermedio ($b=0.27$) lo que significa un reemplazo del 27% de sus especies.

2.3.2 Esporulaci3n de hifomicetos acuáticos.

Si analizamos los promedios de esporulaci3n (Anexo 2) utilizando las hojas de Aliso como sustrato a trav3s del tiempo, la mayor tasa de esporulaci3n se observa a los 28 d3as (667 conidios/mg/d3a), y la menor tasa hacia los 14 d3as (178 conidios/mg/d3a). En el an3lisis por microcuenca, Maz3n registra las tasas m3s altas de esporulaci3n, con promedios de 1334 conidios/mg/d3a \pm 234; seguida de Mataderos (455 conidios/mg/d3a \pm 174) y Llaviuco (212 conidios/mg/d3a \pm 27), todas a los 28 d3as de incubaci3n. (Figura 4). Las pruebas Post hoc con el test de Bonferroni no encontr3 diferencias estad3sticamente significativas en las comparaciones de ning3n periodo de tiempo.

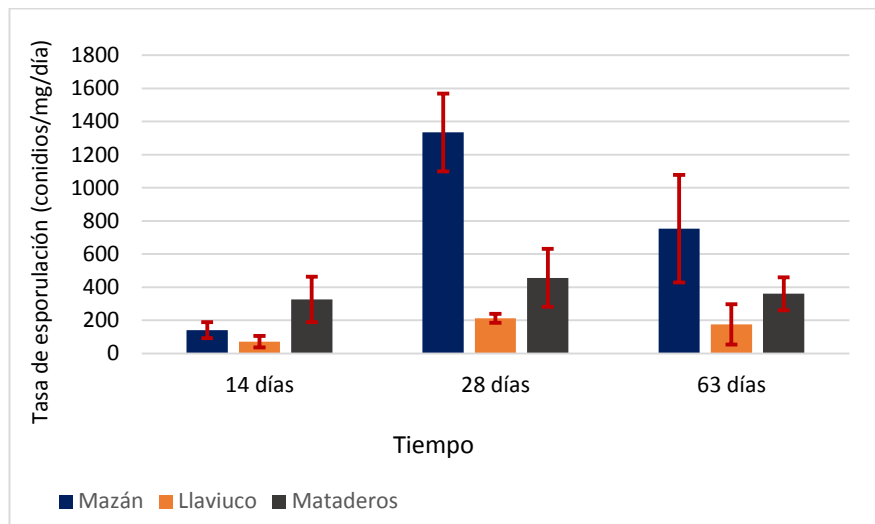


Figura 4. Tasa de esporulaci3n en hojas de Aliso a los 14, 28 y 63 d3as de incubaci3n en Maz3n, Llaviuco y Matadero.

Empleando las hojas de Miconia como sustrato a trav3s del tiempo, la mayor tasa de esporulaci3n se observa a los 63 d3as (98 conidios/mg/d3a), y la menor tasa se registra a los 14 d3as (37 conidios/mg/d3a). En el an3lisis por microcuenca, Llaviuco registra las tasas m3s altas de esporulaci3n, con promedios de 159 conidios/mg/d3a \pm 79, a los 63 d3as de incubaci3n. Mientras que Matadero, con un promedio de 110 conidios/mg/d3a \pm 41, y Maz3n con promedios de 62 conidios/mg/d3a \pm 21, registran sus tasas m3s altas de esporulaci3n, a los 28 d3as de incubaci3n. (Figura 5). Las pruebas Post hoc con el test de Bonferroni no encontr3 diferencias estad3sticamente significativas en las comparaciones de ning3n periodo de tiempo.

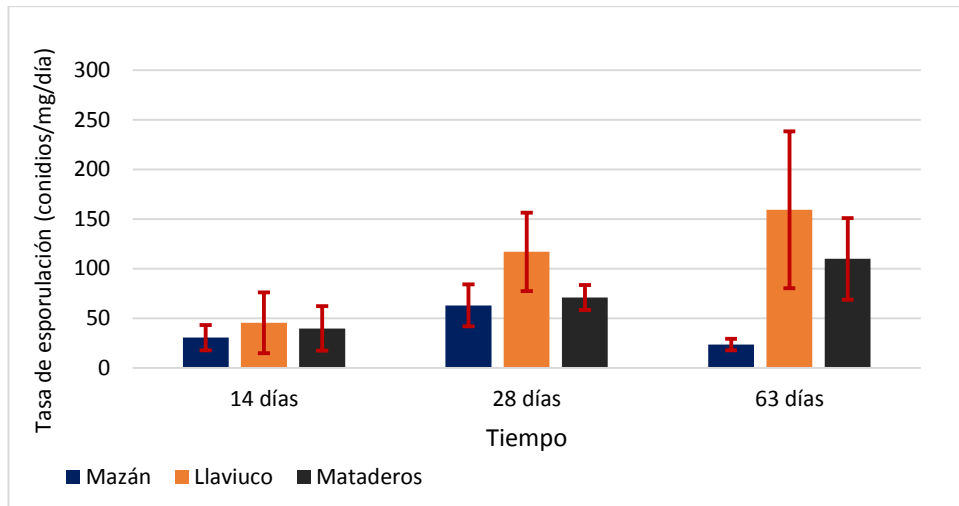


Figura 5. Tasa de esporulación en hojas de Miconia a los 14, 28 y 63 días de incubación en Mazán, Llaviuco y Matadero.

Si comparamos la esporulación de Aliso y Miconia entre las microcuencas promediando sus valores durante todo el período de incubación, se obtuvo que Mazán es la microcuenca con la mayor tasa de esporulación (391 conidios/mg/día), seguida de Matadero (226 conidios/mg/día) y Llaviuco (130 conidios/mg/día). Pero la diferencia de tasa de esporulación entre Aliso y Miconia es marcada en Mazán (742 conidios/mg/día \pm 152 frente a 38 conidios/mg/día \pm 13) y mínima en Llaviuco (152 conidios/mg/día \pm 15 frente a 107 conidios/mg/día \pm 26). (Figura 6).

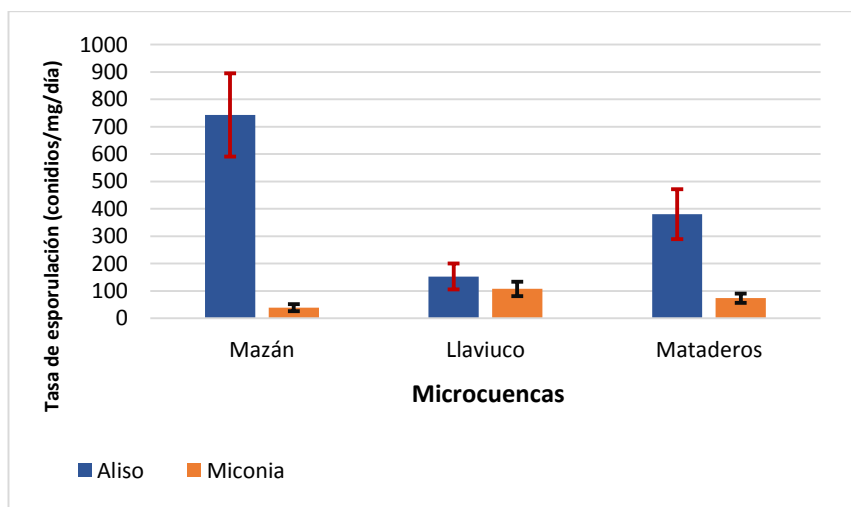


Figura 6. Promedios de tasas de esporulación de Aliso y Miconia en Mazán, Llaviuco y Matadero.

Si comparamos la esporulación entre Aliso y Miconia independientemente del factor tiempo y de la microcuenca, tenemos que Aliso presenta la mayor tasa de esporulación con promedios de 425 conidios/mg/día, frente a los 73 conidios/mg/día, de Miconia. (Figura 7).

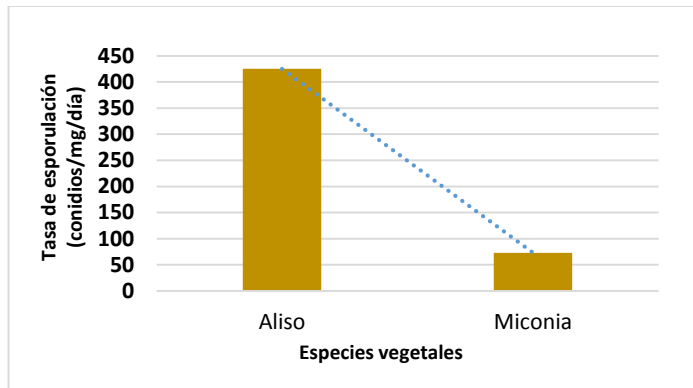


Figura 7. Comparación de tasas de esporulación entre Aliso y Miconia, independiente del tiempo y de la microcuenca de estudio.

Según los resultados del Modelo Lineal Generalizado (procedimiento ANOVA), los predictores tiempo (R1, R2 y R3) y especie (Aliso y Miconia), actuando cada por uno separado, muestra valores de p (0,000000 y 0,000000 respectivamente) altamente significativos, por lo que podemos decir que el tiempo y la especie ejercen un efecto estadísticamente significativo en la variación de las tasas de esporulación.

Aunque el factor de variación Cuenca, actuando por separado, no es estadísticamente significativo, y por ende no ejerce efecto sobre las tasas de esporulación; la interacción cuenca*especie y cuenca*tiempo*especie, sí es estadísticamente significativa, con valores de p de 0.000001 y 0.007518, respectivamente, lo que implica que la interacción de estos factores está ejerciendo un efecto razonable en las tasas de esporulación encontrada.

La interacción de los factores Cuenca*Tiempo y Tiempo*especie, no son estadísticamente significativos, por lo tanto no explican las diferencias de las tasas de esporulación en las microcuencas de estudio. (Tabla 5).

Tabla 5. ANOVA de factores de variación (Cuenca, tiempo, especie) en tasas de esporulación, mediante el Modelo Lineal Generalizado (MLG).

Effect	Univariate Test of Significance for TasaEspLN. Sigma-restricted parameterization Type I decomposition				
	SS	Degr. of Freedom	MS	F	p
Intercept	4398,781	1	4398,781	2176,845	0,000000
Cuenca	3,989	2	1,995	0,987	0,374187
Tiempo	162,093	2	81,046	40,108	0,000000
Especie	215,166	1	215,166	106,480	0,000000
Cuenca*Tiempo	8,228	4	2,057	1,018	0,398779
Cuenca*Especie	57,535	2	28,768	14,236	0,000001
Tiempo*Especie	1,390	2	0,695	0,344	0,709253
Cuenca*Tiempo*Especie	28,880	4	7,220	3,573	0,007518
Error	472,847	234	2,021		

2.3.3 Composición de hifomicetos acuáticos.

Se analizaron al microscopio 180 muestras de espuma, 270 filtros de esporulación y 60 filtros de agua de las 3 microcuencas de estudio: Mazán, Llaviuco y Matadero (Anexos 6,7 y 8). En total se identificaron 266.247 conidios, de los cuales 115.584 corresponden a Mazán, 94.061 a Matadero y 56. 602 a Llaviuco. En Mazán, 112.106 conidios se identificaron en filtros de esporulación, 3.052 en muestras de espuma y 426 en muestras de agua; para Matadero, en el mismo orden, 81.848, 12.002 y 211; finalmente para Llaviuco 48.529 conidios en esporulación, 7.656 en espuma y 508 en agua (Figura 8).

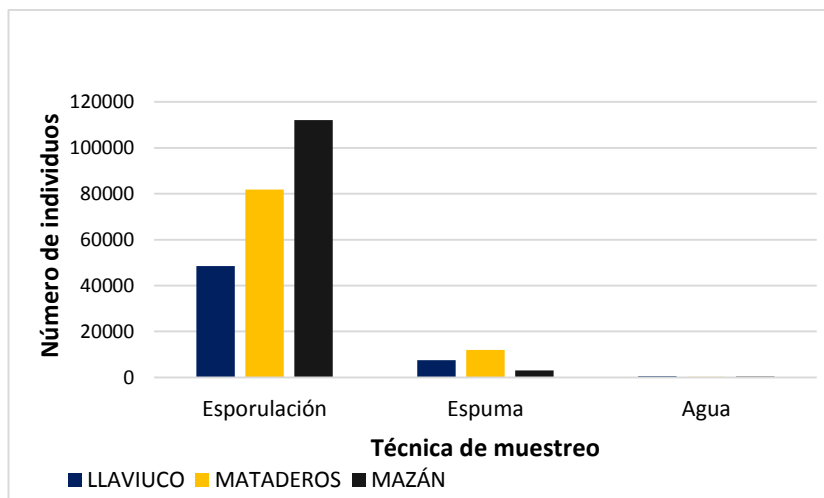


Figura 8. Número de individuos por técnica de muestreo en Llaviuco, Matadero y Mazán.

En cuanto al número de especies, en Mazán se identificaron 65 especies en muestras de espuma, 43 en esporulación (Aliso:23 - Miconia:20) y 19 en muestras de agua; en Matadero encontramos 65 especies en espuma, 32 en esporulación (Aliso:16- Miconia:16) y 19 en muestras de agua. Mientras que en Llaviuco se identificaron 54 sp. en espuma, 67 en esporulación (Aliso:34-Miconia:33) y en muestras de agua 19 especies (Tabla 6).

El análisis de diversidad entre las tres técnicas de estudio con el índice α de Fisher, reveló que las muestras de espuma tenían la más alta diversidad, (10.7), seguida de esporulación (9.6) y agua (8.9). Además, en el análisis de varianza (ANOVA) dio significativo con valores de $F=9.627$ y $p= 0.0004$. El test de Bonferroni para comparaciones múltiples mostró una diferencia estadísticamente significativa entre las técnicas de espuma vs esporulación ($p=0.0022 < \alpha= 0.05$) y espuma vs agua ($p=0.0008$).

Tabla 6. Composición de las comunidades de hifomicetos acuáticos, por microcuenca y técnica de estudio. Contribución en porcentajes.

Especies/Método de recolección	Mazán (%)			Llaviuco (%)			Mataderos (%)					
	Espuma	Esporulación		Agua	Espuma	Esporulación		Agua	Espuma	Esporulación		Agua
		Aliso	Miconia			Aliso	Miconia			Aliso	Miconia	
<i>Alatospora acuminata</i> Ingold (1942)	27,20	18,73	15,88	8,69	18,05	21,98	1,49	1,43	49,26	4,29	5,36	2,84
<i>Alatospora constricta</i> Dyko (1978)						0,66	0,15					
<i>Anguillospora crassa</i> Ingold (1958)	5,77			1,17	12,41	0,16	0,48	3,54	8,39		0,26	5,69
<i>Anguillospora furtiva</i> J. Webster & Descals (1999)						2,28	0,13					
<i>Anguillospora fustiformes</i> Marvanová et Descals (1989)					0,40	0,39	0,65	1,57	0,53			
<i>Anguillospora gigantea</i> Ranzoni (1953) Farlowia	0,23				0,93	0,15	0,18					
<i>Anguillospora longissima</i> (Saccardo & Sydow) Ingold (1942)	0,66				0,53	0,25	0,26		0,12			
<i>Anguillospora pseudolongissima</i> Descals (1989)	1,47								0,17			
<i>Anguillospora rosea</i> J. Webster & Descals (1999)	0,20				3,79	1,00	0,16	0,39	0,17			0,47
<i>Articulospora atra</i> Descals (1982)	0,13								0,58			
<i>Articulospora moniliforme</i> Ranzoni (1953) Farlowia	2,29								0,42			0,47
<i>Articulospora tetracladia</i> Ingold (1942)	12,39	0,50	1,52	1,48	5,18	0,42	0,24		1,93	1,46	0,29	
<i>Beltrania rhombica</i> Penz	0,23	0,16		0,47	3,90	0,58	0,47	0,98	2,00			
<i>Brachiosphaera tropicalis</i> Nawawi (1976) TBMS 67:213					0,13	0,47	0,42		0,83	0,69		
<i>Camposporium hyalinum</i>	0,98											
<i>Camposporium marylandicum</i> Shearer (1974)	0,33	0,43			2,14	0,68	0,54		0,17			
<i>Camposporium pellucidum</i> (Grove) Hughes (1951).	0,13				0,48	0,38	0,66		0,18			
<i>Campylospora filicladia</i> Nawawi (1974).	0,46				4,39				1,75		0,14	
<i>Campylospora parvula</i> Kuzuha (1973)	0,66				0,20				0,17			
<i>Clavariopsis aquatica</i> De Wild (1895)	0,39	0,25	0,11	2,35	0,13	0,38	0,12		0,15	0,64	0,78	1,90
<i>Clavariopsis azlanii</i> visto en Santos-Flores and Betancourt -López	0,33											
<i>Clavatospora longibrachiata</i> (Ingold) Marvanová & Sv. Nilsson (1976)	0,13	0,37	0,11	0,94				1,38	0,33	1,83	0,66	7,19
<i>Colispora elongata</i> Descals.	0,13								0,33			
<i>Condylospora spumigena</i> Nawawi	0,33											
<i>Crucispora ponapensis</i> Matsushima (1981)					1,67	0,62	0,33	0,60	0,78			
<i>Culicidospora gravida</i> R.H. Petersen									0,17			
<i>Dactyella submersa</i> (Ingold) S. Nilsson (1962)	0,13											
<i>Diplocladiella scalaroides</i> Arnaud ex M.B. Ellis (1976).					0,28	0,95	0,13		0,28			
<i>Diplocladiella</i> sp.	0,33											
<i>Dwayaangam cornuta</i> Descals (1982)			0,55	0,23	0,34	0,14	0,84	0,20	0,43			7,58
<i>Dwayaangam</i> sp cf <i>dichotoma</i> Nawawi (1985)					0,13							
<i>Enantiopora tetra-alata</i> Descals in Descals & Webster (1983)	0,98											
<i>Flabellospora acuminata</i> Descals in Descals et Webster (1982)					0,28				0,25			
<i>Flabellospora crassa</i> Alosadura (1968)	3,47											
<i>Flabellospora fusarioides</i> Iqbal (1974) Biología (Lahore) 20:3					2,70							
<i>Flabellospora multiradiata</i> Nawawi (1976)					0,13				0,33			
<i>Flagellospora penicillioides</i> Ingold (1944)					0,33	0,24	0,13	5,96	0,83		0,52	5,21
<i>Flagellospora verticillata</i> Alosadura (1968)	0,33				0,95				0,50			
<i>Flagellospora curvula</i> Ingold (1942)	11,26	0,38	0,88	0,23	0,67	0,43	0,33		1,47			
<i>Flagellospora fusarioides</i> Iqbal (1974)	0,98											
<i>Gyoeffyaella entombryoides</i> (Boerema et v. Arx) Marvanová (1966)	0,98											
<i>Gyoeffyaella gemillipara</i> Marvanová (1975).	0,66								0,83			
<i>Gyoeffyaella rotula</i> (Hohnel) Marvanová (1967)	0,23				1,59				0,75			
<i>Gyoeffyaella speciosa</i> (Miura) Dudka (1974)	0,43		0,11						0,30			
<i>Helicoma</i> sp. Corda (1837)	0,43				0,13				0,18			
<i>Helicomycetes colligatus</i> R.T. Moore	0,20								0,17			
<i>Helicomycetes roseus</i> Link (1809)	0,59			0,23	4,32	0,13	0,88	0,60	0,43			2,84
<i>Helicomycetes torquatus</i> L.C. Lane & Shearer (1984)	1,74				4,12				0,25			
<i>Heliscina campanulata</i> Marvanová (1980)					0,32	0,24	0,36	0,98	1,59			3,32
<i>Heliscus lugdunensis</i> Sacc & Thérý (1880)	0,13	0,74							0,67	0,48		

Especies/Método de recolección	Mazán (%)			Llaviuco (%)			Mataderos (%)					
	Espuma	Esporulación	Agua	Espuma	Esporulación	Agua	Espuma	Esporulación	Agua			
	Aliso Miconia			Aliso Miconia			Aliso Miconia					
<i>Heliscus submersus</i> H.J Hudson (1961)										0,47		
<i>Isthmolongispora</i> sp.	0,98											
<i>Isthmotricladia britanica</i> Descals in Descals et Webster (1982)									0,50			
<i>Isthmotricladia gombakiensis</i> Nawawi (1975)	0,66			0,76					0,35			
<i>Isthmotricladia laensis</i> Matsushima (1971)	0,33			0,13	0,86	0,44			0,16			
<i>Jaculispora submersa</i> H.J. Hudson et Ingold (1960)				0,13								
<i>Lateriramulosa uniinflata</i> Matsushima (1971)	0,66								0,50			
<i>Lemoniera aquatica</i> De Wild (1894)	2,69	0,30	4,28	2,35	0,45	0,87	0,87	4,92	0,15	2,72	3,69	16,11
<i>Lemoniera pseudofloscula</i> Dyko (1977)	0,66	0,24	5,43	1,17				0,39	1,16	0,75	2,27	5,69
<i>Lemoniera terrestris</i> Tubaki (1958)	0,13	0,85	0,39	0,23	0,40				0,12			
<i>Lunulospora curvula</i> Ingold (1942)	0,33	53,57	51,65	76,53	0,24	67,32	81,60	38,78	0,58	43,18	38,80	27,96
<i>Mycocentrospora acerina</i> (Hartig) Deighton (1972)	0,46	0,16	0,55		0,53			1,77	0,16			
<i>Mycocentrospora clavata</i> Iqbal (1984)	0,33											
<i>Nodulospora inconstans</i> Marvanová & Barl (2000)									0,67			
<i>Piramidospora</i> sp.	0,66											
<i>Pleuropodium tricladioides</i> Marvanová & S.H. Iqbal (1973)	0,33											
<i>Polycladium equiseti</i>						0,47	0,15					
<i>Pseudoanguillospora stricta</i> Iqbal (1974)	0,69				2,23	0,57	0,33	21,65	0,32			6,64
<i>Scorpiosporium angulatum</i> (Ingold) S.H. Iqbal	0,95								0,83			
<i>Scorpiosporium gracile</i> Marvanová (1977)					0,16							
<i>Scorpiosporium minutum</i> Iqbal (1974)	0,66											
<i>Scorpiosporium patulum</i> (Marvanová & Marvan) Dyko 1977	0,33				0,20				0,83			
<i>Sigmoidea aurantiaca</i> Descals in Descals & Webster (1982)	0,66											
<i>Subulisporea procurvata</i> Tubaki & Yokohama (1971)	0,33									0,69	0,26	
<i>Tetrachaetum elegans</i> Ingold (1942)	0,33	25,48	2,29	2,11	2,23	0,31	0,77		2,30	43,78	44,53	3,32
<i>Tetracladium furcatum</i> Descals (1983)	0,29		0,55		1,75				0,48			
<i>Tetracladium marchalianum</i> De Wild (1893)	0,88	0,42	0,53		5,00	1,87	1,84	4,72	6,68	1,54	2,45	0,95
<i>Tetracladium maxiliforme</i> (Rostr) ingold (1942)		0,96			0,32				0,14			
<i>Tetracladium setigerum</i> (Grove) Ingold (1942)	2,23	0,85			4,67	1,00	0,12	0,79	4,56	1,97	2,38	
<i>Tricelophorus acuminatus</i> Nawawi (1975)						0,85						
<i>Tricladium angulatum</i> Ingold (1942)	0,56	0,17	0,55	0,23					0,14	0,92	0,14	
<i>Tricladium attenuatum</i> S. H. Iqbal (1971)					0,26							
<i>Tricladium biappendiculatum</i> Marvanová & Descals (1987)	0,59								0,83			
<i>Tricladium terrestris</i> D. Park (1974)						0,93	0,36					
<i>Trinacrium</i> sp. cf. <i>Subtile</i> Riess (1852)	0,33				0,40				0,58			
<i>Tripospermum camelopardus</i> Ingold, Dann et McDougall (1968)	0,33	0,15	0,34	0,74	0,16				0,17			0,47
<i>Tripospermum myrti</i> (Lind) S. J. Hughes (1951)		0,27	0,34	0,47	0,16				0,12	0,92		
<i>Tripospermum porosporiferum</i> Matsushima (1993)					0,53	0,27	0,24		0,17			
<i>Tripospermum prolongatum</i> Sinclair et Morgan-Jones (1979)		0,15	0,50		0,37							
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi (1975)	14,24	0,74	0,12	0,23	1,34	0,57	0,33	0,39	1,96	0,17	0,34	0,95
<i>Triscelophorus monosporus</i> Ingold (1943)	3,39			0,23	0,13				0,12			
<i>Triscelophorus ponapensis</i> Matsushima (1981)					0,33							
<i>Tumularia tuberculata</i> (Gonczol) Descals et Marvanová (1987)	1,81	0,21							2,47			
<i>Variocladium rargiferinum</i> (Descals) Descals et Marvanová.					0,26	0,62	0,88		0,83			
<i>Ypsilina graminea</i> (Ingold, P.J. McDougall & Dann) LKL J. Webster									0,33			
Nº total de especies	65	23	20	19	54	34	33	19	65	16	16	19

Si continuamos analizando la Tabla 6, en cuanto a la dominancia de las especies por técnica de muestreo, por microcuenca y tipo de especie vegetal, encontramos los siguientes resultados.

Si empezamos por Mazán (Figura 9) en espuma son *Alatospora acuminata* (27%), *Triscelophorus acuminatus* (14%), y *Articulospora tetracladia* (12%), las más dominantes y con una diferencia muy marcada con respecto a las demás; en esporulación son *Lunulospora cúrvula* (54%) *Tetrachaetum elegans* (25%) y *Alatospora acuminata* (18%) representando en conjunto el 97% de su abundancia total; y en muestras de agua *Lunulospora cúrvula* (76%) *Alatospora acuminata* (9%) y *Clavariopsis acuática* (2%) las especies más dominantes, aunque en esta última técnica, su abundancia y número de especies es reducida (ver numeración de la especie en Anexo 3).

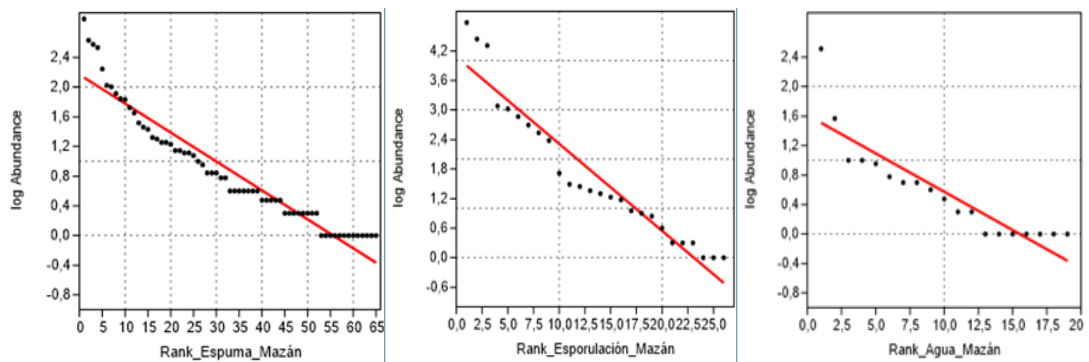


Figura 9. Curvas de rango-abundancia de hifomicetos acuáticos en muestras de espuma, esporulación y agua, en la microcuenca de Mazán.

En Llaviuco (Figura 10) utilizando la técnica de espuma las especies más comúnmente identificadas son: *Alatospora acuminata* (18%), *Articulospora tetracladia* (5%) y *Anguillospora crassa* (12%); las técnicas de esporulación en Llaviuco y Mazán también comparten especies semejantes, con *Lunulospora cúrvula* (67%), *Alatospora acuminata* (22%), *Anguillospora furtiva* (2%) y *Tetracladium marchalianum* (2%); y en muestras de agua, al igual que en Mazán, *Lunulospora cúrvula* es la especie

dominante (39%), pero también aparece *Pseudoanguillospora stricta* (22%) y *Alatospora acuminata* (10%). (Ver numeración de especie en Anexo 3).

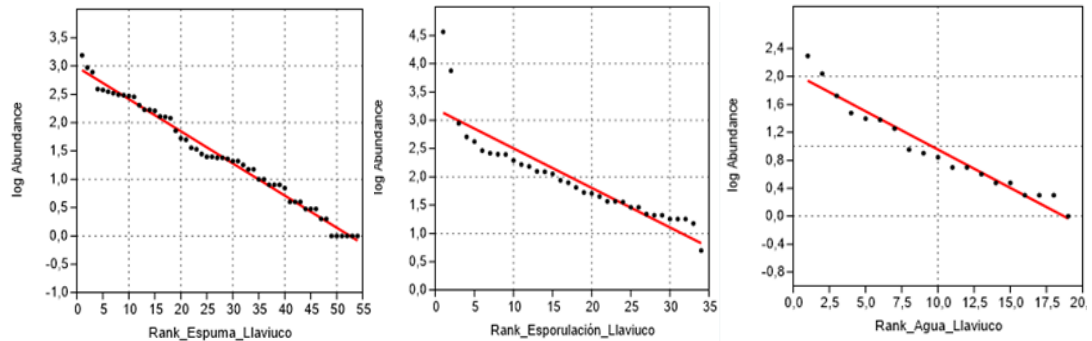


Figura 10. Curva de rango-abundancia de hifomicetos acuáticos en muestras de espuma, esporulación y agua, en la microcuenca de Llavivuco.

En Matadero (Figura 11) con la técnica de espuma tiene especies dominantes idénticas a Mazán y Llavivuco (*Alatospora acuminata* (49%), *Triscelophorus acuminatus* (11%) y *Anguillospora crassa* (8%); con la técnica de esporulación se repite de forma general el patrón de dominancia (*Lunulospora cúrvula* (43%), *Alatospora acuminata* (4%) y *Tetrachaetum elegans* (44%); y en muestras de agua se repite la tendencia de las microcuencas anteriores en cuanto a *Lunulospora cúrvula* (28%), pero en las siguientes posiciones aparecen especies como *Lemoniera acuática* (16%) y *Dwayaangam cornuta* (8%). (Ver numeración de especie en Anexo 3).

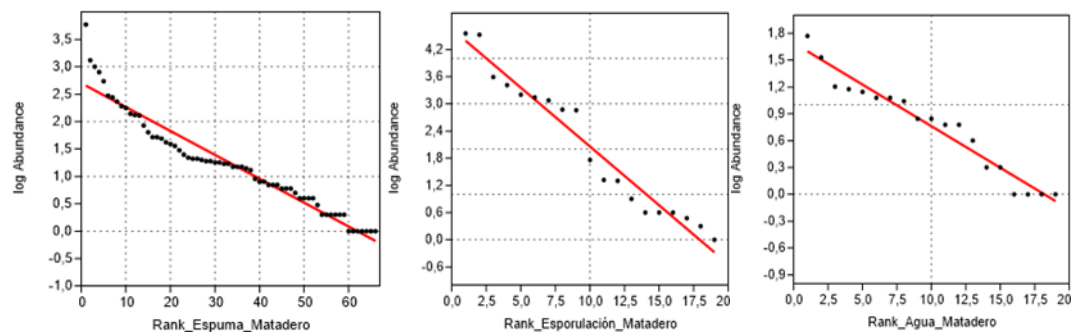


Figura 11. Curva de rango-abundancia en muestras de espuma, esporulación y agua, en la microcuenca del río Matadero.

En cuanto a especies raras o de baja dominancia, independientemente de la técnica de estudio y de la microcuenca, encontramos a *Heliscus lugdunensis*, *Heliscus submersus*, *Articulospora atra*, *Camposporium hyalinum*, *Culicidospora grávida*, *Dactyella submersa*, *Enantióptera tetra-alata*, *Flabellospora acuminata*, *Triscelophorus ponapensis*, entre otras.

2.3.3.1 Variación temporal de conidios de hifomicetos en espuma.

En la (Figura 12) podemos ver que la mayor variación temporal del número de conidios de hifomicetos en muestras de espuma (Anexo 4) se da en el mes de agosto (época de muchas lluvias), en Mazán y sobre todo en Matadero. Mientras que, para las 3 microcuencas, la menor variación de conidios de hifomicetos se presenta en septiembre (época de verano).

La microcuenca con menor variación temporal y menor número de conidios de hifomicetos a lo largo de todos los meses es Mazán, la cual ni siquiera en el mes de agosto (380 conidias) sobrepasa las 400 conidias. Matadero es la microcuenca con mayor variación, con picos muy altos sobre todo en agosto, con cerca de 1800 conidias, y Llaviuco presenta una variación intermedia, con su pico más alto en julio, con 1200 conidias.

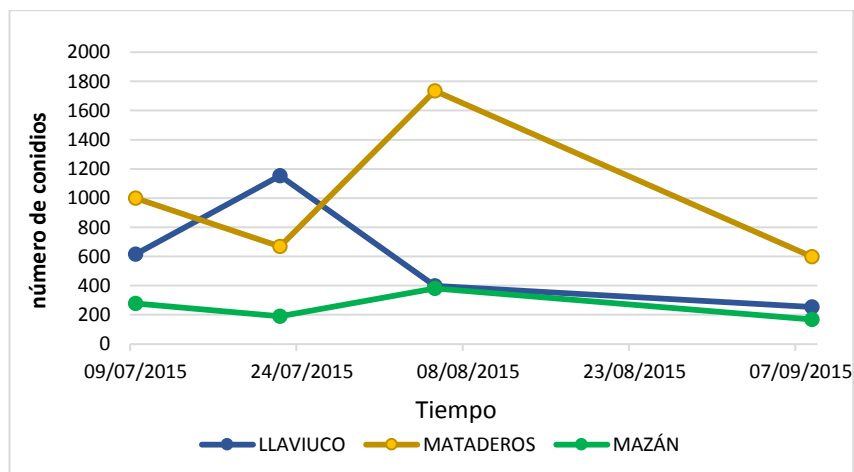


Figura 12. Variación temporal de conidios de hifomicetos en muestras de espuma de Mazán, Llaviuco y Matadero.

El análisis de varianza (ANOVA) confirmó una diferencia estadísticamente significativa en la variación del número de conidios de hifomicetos entre Mazán vs Matadero, con un valor de $p=0.0129 < \alpha=0.05$, mientras que entre Mazán vs Llaviuco y Llaviuco vs Matadero, no se encontraron diferencias estadísticamente significativas.

En la Figura 13 podemos ver la variación estacional de las comunidades de hifomicetos más dominantes en muestras de espuma, en donde *Alatospora acuminata* es la especie con mayor variación, alcanzando valores máximos en julio (invierno) y mínimos en septiembre (verano), seguida de *Triscelophorus acuminatus* con el mismo patrón de variación. Al contrario, especies como *Tetrachaetum elegans* y *Tetracladium marchalianum* alcanzan su máxima variación en el mes de agosto que también se corresponde con el periodo de invierno, mientras que su mínima variación, al igual que las especies anteriores, es en septiembre.

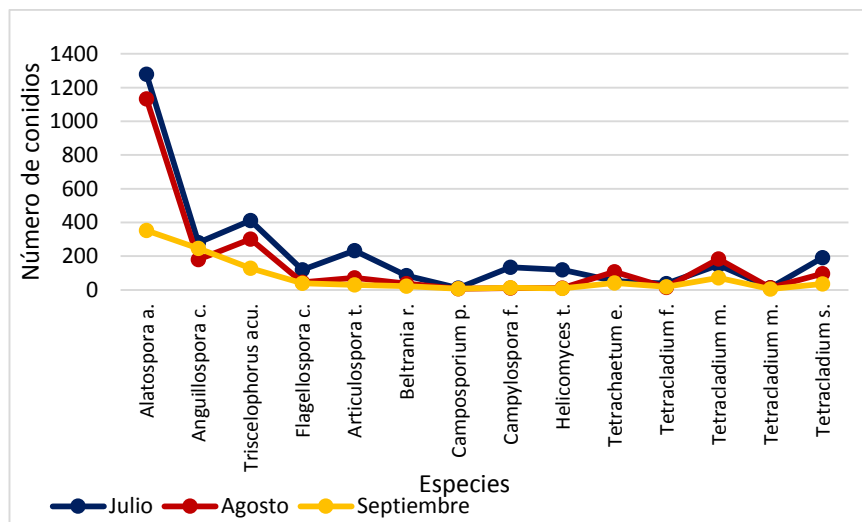


Figura 13. Variación estacional de las especies de hifomicetos más dominantes en muestras de espuma.

En la Figura 14 podemos ver las especies de hifomicetos acuáticos menos dominantes o que aparecieron rara vez en las muestras de espuma. Independientemente de la especie, hifomicetos como: *Articulospora atra*, *Campylospora párvula*, *Colispora elongata*, *Camporium hyalinum*, *Flabellospora acuminata*, *Flabellospora*

penicillioides alcanzaron su máxima variación en julio (época de abundantes lluvias), y su menor variación en septiembre (escasas lluvias por el verano). La mayoría de estas especies no sobrepasaron los 10 conidios, y especies como *Culicidospora* grávida, *Dactyella* submersa, *Dwayaangam* sp y *Flabellospora* multiradiata aparecieron solo en agosto de 1 a 2 ocasiones.

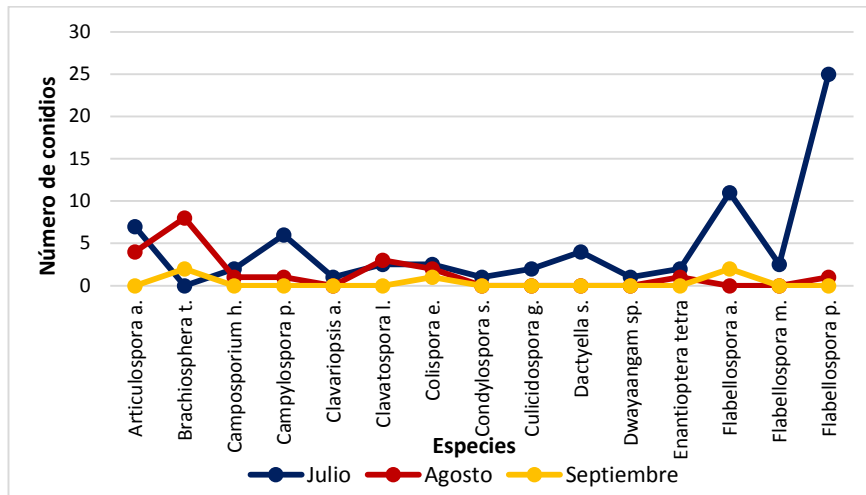


Figura 14. Variación estacional de las especies de hifomicetos menos dominantes en muestras de espuma.

2.3.3.2 Variación de comunidades de hifomicetos entre Aliso y Miconia

Las especies en rojo como *Alatospora acuminata*, *Anguillospora furtiva*, *Articulospora tetracladia*, *Clavariopsis acuática*, *Lunulospora cúrvula*, *Tetrachaetum elegans*, presentan mayor variación en la colonización de Aliso que en Miconia. En cambio, *Anguillospora crassa*, *Diplocladiella scalaroides*, *Lemoniera acuática* y *Camposporium pellucidum* presentan mayor variación de sus conidios en hojas de Miconia que en Aliso. En cuanto a las especies que prefieren exclusivamente las hojas de Aliso, tenemos: *Heliscus lugdunensis*, *Tetracladium maxiliforme* y *Tumularia tuberculata*; al contrario, *Campylospora filicladia*, *Gyoerffyella speciosa* y *Tetracladium furcatum* fueron encontradas exclusivamente en hojas de Miconia (Anexo 4.1)

2.4 Dinámica de descomposición de la hojarasca.

2.4.1 Porcentaje de descomposición.

Si analizamos el porcentaje de descomposición (Anexo5) por tiempo de recolección (14, 28 y 63 días) encontramos que la mayor pérdida se da a los 14 días, donde alcanza ya una tasa de descomposición entre el 30 a 33%. A los 28 días hay un incremento en la descomposición de 6 a 9%, y a los 63 días apenas un incremento del 3-5%. La prueba de ANOVA de los porcentajes de descomposición es significativa, con valores de $F=7.894$ y $p= 0.0209$. Las pruebas Post hoc con el test de Bonferroni es estadísticamente significativa cuando compara los porcentajes de descomposición a los 14 vs 63 días, con un valor de $p=0.0209$

En cuanto a las microcuencas, a los 14 días, Matadero presenta el mayor porcentaje de descomposición (33% y SE 2.93) mientras que Mazán registra el menor porcentaje (30% y SE 0.91). A los 63 días, que es el último periodo de recolección, Matadero mantiene el mayor porcentaje de descomposición en 43% (SE 1.32), seguida de Mazán con 42.6% y Llaviuco con 38%. (Figura 15). No existen diferencias estadísticamente significativas en los porcentajes de descomposición entre los sitios de estudio.

Las diferencias en cuanto a porcentaje de descomposición entre Matadero y Mazán, tendrían que ser mayores a favor de Matadero (por su mayor patrón de descomposición), pero fue la microcuenca donde se produjo una mayor pérdida de bolsas de descomposición debido a incrementos del caudal, sobre todo hacia el último período de recolección (63 días), lo cual dificulta estimar con precisión su diferencia.

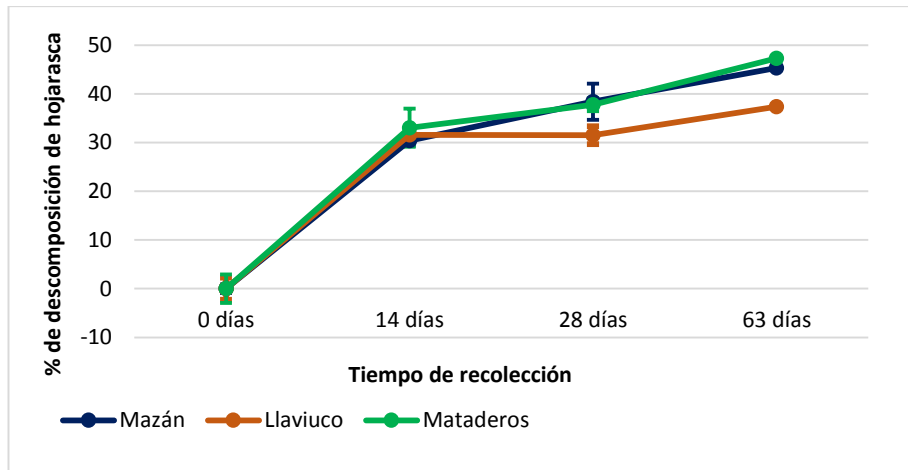


Figura 15. Porcentaje de descomposición de la hojarasca en las tres microcuencas de estudio a los 14, 28 y 63 días de recolección de las bolsas.

2.4.2 Tasa de descomposición (-K/día)

En el caso del Aliso, por puntos de muestreo, MT3 presentó mayor tasa de descomposición ($-K=0.3940/\text{día}$), mientras que LV5 presentó la menor tasa ($-K=0.00982/\text{día}$). En el análisis por microcuenca, Matadero presenta la mayor tasa de descomposición ($-K=0.02118/\text{día}$), seguida de Mazán ($-K=0.01451/\text{día}$) y Llaviuco ($-K=0.01318/\text{día}$). (Tabla 7).

En el análisis de Miconia, los puntos MT1 ($-K=0.03018/\text{día}$) y MZ1 ($-K=0.0092/\text{día}$) son los de mayor y menor tasa de descomposición de entre las 15 estaciones de estudio. Si analizamos la tasa de descomposición por microcuenca, Matadero presenta la mayor tasa ($-K=0.02096/\text{día}$), mientras que las menores tasas están en Llaviuco ($-K=0.01381/\text{día}$) y Mazán ($-K=0.01153/\text{día}$). (Tabla 7).

Tabla 7. Tasas de descomposición ($-K/\text{día}$) de Aliso y Miconia, en bolsas de malla fina, en las 3 microcuencas de estudio.

Pvalue	0,0048 Aliso														
Pvalue	0,0007 Miconia														
95% Confidence Intervals															
	MZ1	MZ2	MZ3	MZ4	MZ5	LV1	LV2	LV3	LV4	LV5	MT1	MT2	MT3	MT4	MT5
K-Aliso	0,01174	0,01604	0,0132	0,01208	0,01948	0,01017	0,01702	0,0172	0,01167	0,00982	0,01651	0,02013	0,03937	0,01271	0,01718
K-Miconia	0,00920	0,01445	0,0115	0,01224	0,01024	0,01248	0,02248	0,0133	0,01034	0,01047	0,03018	0,02451	0,02667	0,01000	0,01342

El Análisis de Regresión no lineal para las tasas de descomposición de las bolsas de hoja en malla fina, mostró valores de p estadísticamente significativos tanto para Aliso ($p=0.0048$) como para Miconia ($p=0.0007$), a un nivel de confianza del 95%. Es decir que cada conjunto de datos de cada punto de muestreo presenta una diferencia estadísticamente significativa.

Si obtenemos un promedio de las tasas de descomposición ($-K/\text{día}$) de Aliso y Miconia por microcuenca, vemos que Matadero tiene la mayor tasa de descomposición ($-K=0.02107/\text{día}$), seguida de Llaviuco ($-K=0.01349/\text{día}$) y Mazán ($-K=0.01301/\text{día}$), aunque la diferencia entre Llaviuco y Mazán es mínima (Tabla 8).

Tabla 8. Promedios de tasas de descomposición de Aliso y Miconia, por microcuenca.

	Mazán	Llaviuco	Mataderos
K-Aliso	0,01451	0,01318	0,02118
K-Miconia	0,01152	0,01381	0,02096
Promedio	0,01302	0,01349	0,02107

Sin considerar los puntos de muestreo y microcuenca, obtenemos un promedio total para Aliso y Miconia, encontrando que Aliso tiene la mayor tasa de descomposición ($-K=0.01629/\text{día}$) frente a ($-K=0.01543$) de Miconia. (Figura 16). El análisis de varianza (ANOVA) no mostró diferencias estadísticamente significativas en las tasas de descomposición entre Aliso y Miconia.

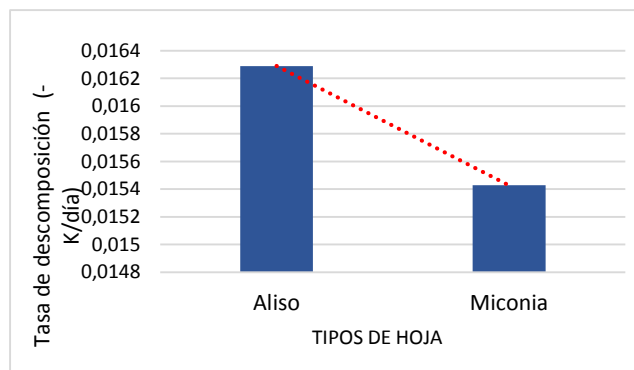


Figura 16. Comparación de tasas de descomposición entre Aliso y Miconia.

De acuerdo al Modelo Lineal Generalizado (procedimiento ANOVA), los predictores Tiempo (14,28 y 63 días) y Cuenca (Mazán, Llaviuco y Matadero), actuando cada uno por separado, muestran valores p de 0.006462 y 0.000000 respectivamente; por lo que podemos decir que estos factores ejercen un efecto estadísticamente significativo en las diferencias de las tasas de descomposición (Tabla 9).

En cuanto a los demás predictores (factores), estos no son estadísticamente significativos para explicar las diferencias en las tasas de descomposición, o, dicho de otra forma, no ejercen ningún efecto significativo en ella. Ya sea el factor de variación especie actuando por separado, así como tampoco por el aporte de la interacción de los factores, Cuenca*Especie, Tiempo*Especie y Cuenca*Tiempo*Especie.

Tabla 9. Modelo Lineal Generalizado (procedimiento ANOVA) de los remanentes de descomposición de las hojas de Aliso y Miconia.

Effect	Univariate Test of Significance for Remanente LogN. Sigma- restricted parameterization Type I decomposition.				
Effect	SS	Degr.of Freedom	MS	F	p
Intercept	0,376203	1	0,376203	25,5568	0,000001
CUENCA	0,15200	2	0,076	5,17	0,006462
TIEMPO	0,67600	2	0,338	22,96	0,000000
ESPECIE	0,02000	1	0,02	1,35	0,247
CUENCA*ESPECIE	0,07500	2	0,037	2,54	0,081
TIEMPO*ESPECIE	0,01300	2	0,007	0,46	0,634
CUENCA*TIEMPO	0,10100	4	0,025	1,72	0,146
CUENCA*TIEMPO*ESPECIE	0,02100	4	0,005	0,36	0,835
RIO	0,04300	1	0,043	2,91	0,09
ESPECIE*RIO	0,02000	1	0,02	1,37	0,243

2.5 Ordenamiento de las comunidades de hifomicetos acuáticos y Análisis de Correspondencia Canónica (ACC).

2.5.1 Ordenamiento de las comunidades de hifomicetos acuáticos.

2.5.1.1 Análisis de Escalamiento Multidimensional (NMDS)

El NMDS en 2 dimensiones nos dio un valor de Stress de 0.05, lo cual significa que el ajuste de nuestros datos es “bueno”; pues su escala va de 0.01 (excelente ajuste) a 0.15 (pobre ajuste).

Si vemos la (Figura 17) tenemos que a un nivel de Similaridad del 50% los 14 puntos de muestreo de las 3 microcuencas (Llaviuco, Mazán y Matadero) son percibidas como 2 grandes grupos, diferenciándose claramente entre ellos. En donde el primer grupo engloba a Matadero y Llaviuco que, aunque muestran cierta distancia dentro del grupo, en definitiva, estas microcuencas tienen mayor similitud entre ellas, que si las comparamos con Mazán (grupo 2) la cual tiene muy poco en común con estas microcuencas.

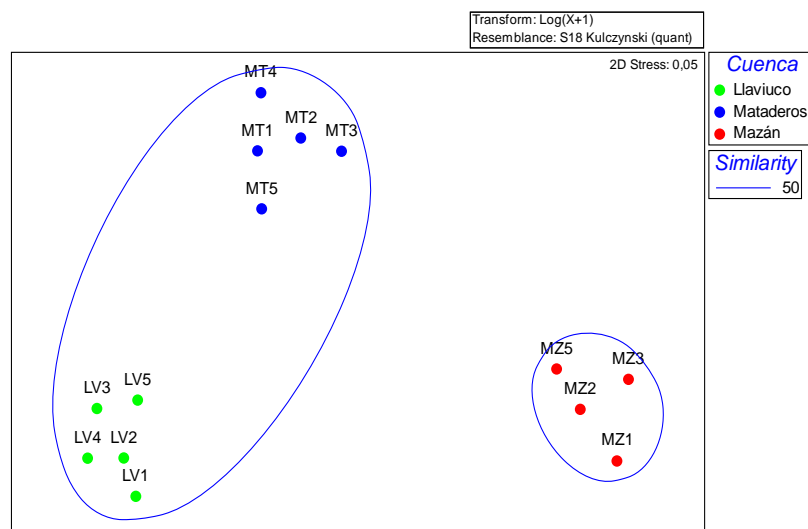


Figura 17. NMDS de las comunidades de hifomicetos acuáticos de Mazán, Llaviuco y Matadero en muestras de espuma, a un nivel de similaridad del 50%.

A medida que aumentamos o disminuimos el nivel de semejanza se produce una configuración diferente de los grupos; a un “nivel de semejanza del 70%” cada microcuenca se separa de las otras, formando 3 grupos definidos con marcada disimilitud entre sí; pero a una “nivel de semejanza del 40%” las 3 microcuencas son percibidas como muy semejantes, formando un solo grupo entre ellas (Figura 18).

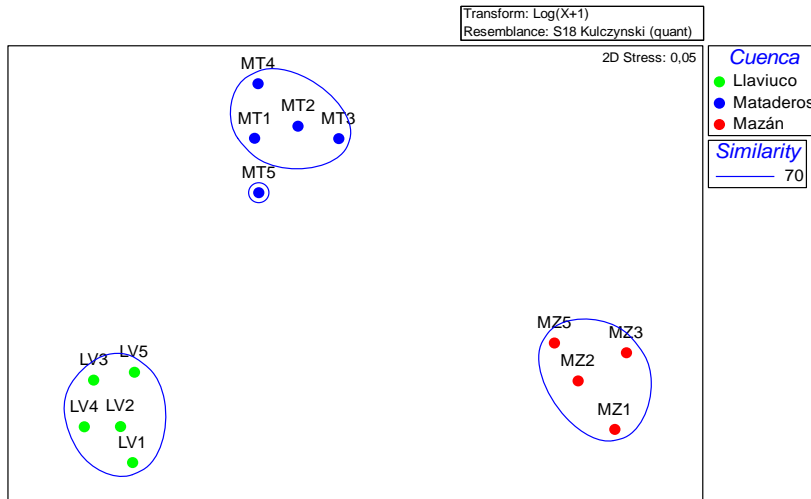


Figura 18. NMDS de las comunidades de hifomicetos acuáticos de Mazán, Llaviuco y Matadero en muestras de espuma, a un nivel de similaridad del 70%.

En la (Figura 19) podemos ver la misma representación espacial de los puntos de la (Figura 12), pero nos indica que los ejes obtenidos por el NMDS para localizar los puntos, son arbitrarios; pues si realizamos una rotación de los ejes en cualquier dirección, veremos que la distancia entre los puntos es invariante, lo que significa que no se altera la solución.

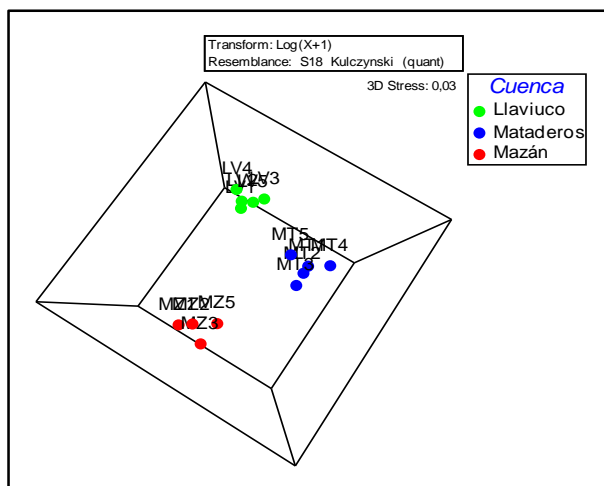


Figura 19. Análisis tridimensional de las comunidades de hifomicetos acuáticos, en las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero, en muestras de espuma.

2.5.1.2 ANOVA de similitudes (ANOSIM)

Si vemos la (Tabla 10) tenemos que entre Llaviuco y Matadero, la R tiene un valor cercano a 1 (0,996); entre Llaviuco y Mazán, una R con valor de 1; y entre Mataderos y Mazán una R con valor de 1. Así, con un valor de R estadísticamente significativo para cada una de las comparaciones entre las microcuencas, podemos decir que existe evidencia de que las muestras dentro de los grupos son más similares de lo que cabría esperar por el azar, o que existe disimilitud entre todos nuestros grupos de muestreo.

Tabla 10. ANOVA de similitudes entre las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero, en muestras de espuma.

Global Test					
Sample statistic (Global R): 0,999					
Significance level of sample statistic: 0,1%					
Number of permutations: 999 (Random sample from 126126)					
Number of permuted statistics greater than or equal to Global R: 0					
Pairwise Tests Groups	R Statistic	Significance Level %	Possible Permutations	Actual Permutations	Number \geq Observed
Llaviuco, Mataderos	0,996	0,8	126	126	1
Llaviuco, Mazán	1	0,8	126	126	1
Mataderos, Mazán	1	0,8	126	126	1

2.5.2 Análisis de Correspondencia Canónica (ACC).

Al introducir las matrices de especies y variables ambientales, el ACC determinó el par de condiciones lineales con máxima correlación (F1-F2). Luego, nos dio un valor de inercia total de 0.92, que es un indicador de la dispersión de los datos con respecto a su centro de gravedad.

Determinó también un valor de inercia restringida de 0.71, que es el espacio canónico donde hallamos las dimensiones F1 y F2 que explican los datos de las especies; y un valor de inercia no restringida de 0.21, que es el espacio no canónico, donde hallamos las dimensiones que no se han relacionado.

La prueba de permutación de Monte-Carlo nos dio un valor de $p=0.036 < \alpha=0.05$ por lo cual rechazamos la H_0 y aceptamos la H_1 , es decir que los datos sitios/objetos están linealmente relacionados con los datos sitios/variables.

Los valores de las dimensiones F1 y F2 presentan mayor porcentaje de inercia restringida, explicando en conjunto el 58.28% de la inercia total, por eso son seleccionados para explicar la relación lineal de las variables. En las figuras 20 y 21 podremos ver la relación sitios/variables ambientales y especies/sitios/variables ambientales.

En la (Figura 20) vemos que la conductividad, la altitud, las concentraciones de O_2 disuelto y el índice de calidad de ribera (QBR) son los factores más importantes en el ordenamiento de los sitios y variables, esto se determina por la mayor longitud de sus vectores.

En cuanto a la correlación de las variables con los ejes; la temperatura, flujo y conductividad se correlacionan con el eje inferior derecho, donde se ubica MT5, MT4 y MT2; mientras que el Índice de Hábitat fluvial (IHF), la Materia Orgánica Suspendida (MOS) y el QBR tiene mayor correlación con el eje superior izquierdo donde se ubican los puntos de muestreo de Mazán, esto se determina por la dirección del vector.

En lo que se refiere a la correlación de las variables ambientales entre sí, las que presentan mayor correlación son: flujo-conductividad, temperatura-altura y NO_3-O_2 , esto se demuestra por el menor ángulo existente entre sus vectores. Y la mayor asociación entre sitios y variables podemos ver entre MT5 con temperatura; MT1, MT2, MT3 y MT4 con la altitud; MZ5 con NO_3 y O_2 , esto se demuestra por el grado de aproximación entre sitios y vectores.

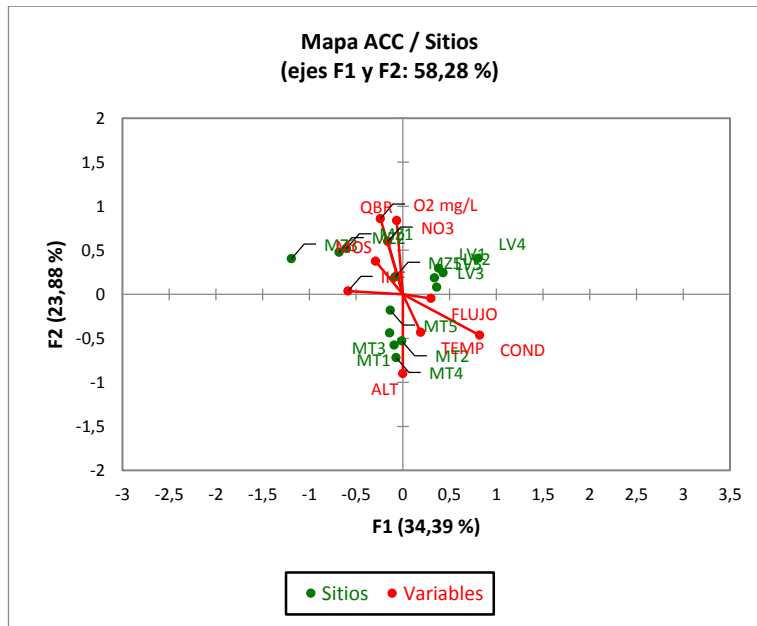


Figura 20. Mapa de correlación sitios/variables ambientales en muestras de espuma.

Si partimos de que *Alatospora acuminata* y *Triscelophorus acuminatus* fueron las especies más dominantes en muestras de espuma en las tres microcuencas de estudio; y que *Lunulospora cúrvula* y *Tetrachaetum elegans* fueron las más comunmente identificadas en filtros de esporulación y agua, en la Figura 21 podemos ver su relación con las variables ambientales.

Así, *Alatospora acuminata* presenta una mayor asociación con la variable conductividad, siendo esta muy fuerte, por la gran aproximación con su vector. *Triscelophorus acuminatus* en Mazán se relaciona más con la variable MOS, aunque se percibe una correlación muy lejana, mientras que en Matadero parece relacionarse más con la variable temperatura, y en Llaviuco no existe ningún factor de correlación.

Si analizamos a *Lunulospora cúrvula* esta muestra una mayor correlación con la variable flujo, aunque esta variable no es tan importante en el ordenamiento, ya que tiene una mínima longitud de su vector, mientras que *Tetrachaetum elegans* mantiene una mayor correlación con la conductividad.

También podemos analizar la correlación de especies un poco raras, con las variables ambientales. En Matadero, especies como *Culicidospora grávida*, *Isthmtricladia gombakiensis*, *Lemoniera aquática* y *Nodulospora inconstans* se correlacionan con la altitud, aunque su proximidad con el vector es un poco lejana.

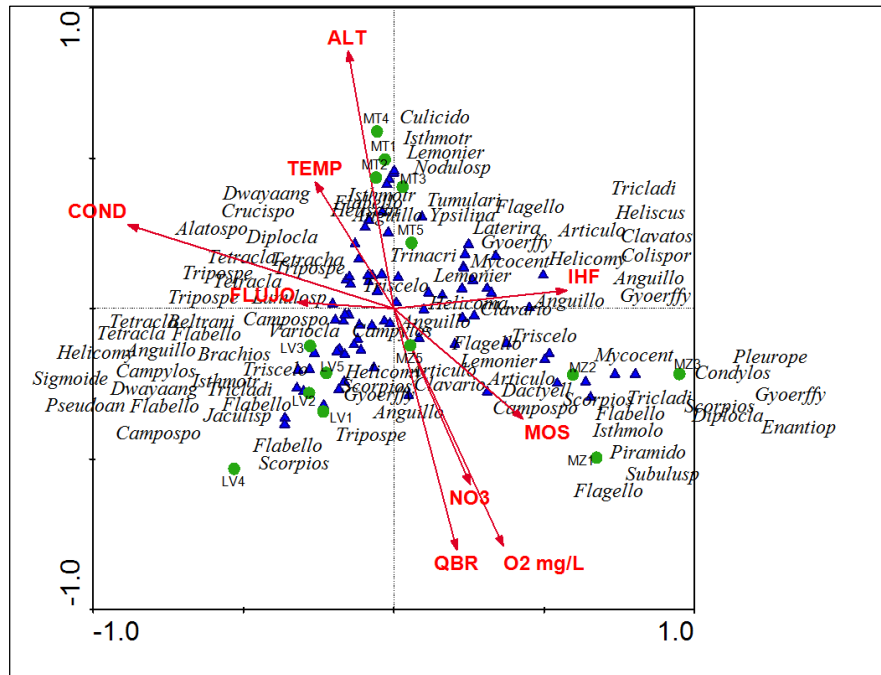


Figura 21. Correlación especies/sitios/variables ambientales, en muestras de espuma.

CAPÍTULO 3

DISCUSIÓN

Parámetros físico-químicos o ambientales de los sitios de estudio

En base a nuestros resultados del Análisis de Correlación Canónica (ACC) los parámetros físico-químicos y ambientales explican una relación lineal de las variables ambientales con los sitios y especies en aproximadamente el 58,28% de su varianza y que resultó estadísticamente significativo. Además, estos resultados se corresponden a los registrados por Fernández Da Silva & Smits Briedis (2013) en los que el Análisis de Componentes Principales (ACP) explicó el 73,20 % de la varianza total de sus comunidades en un estudio de Diversidad de hifomicetos acuáticos en la quebrada “La Estación” de la Hacienda Ecológica “La Guáquira”.

Registramos una serie de factores físico, químicos y ambientales que afectan la diversidad de hifomicetos acuáticos en nuestras microcuencas de estudio.

Así, podemos explicar la mayor diversidad de Mazán en términos del pH, en donde encontramos valores cercanos a la neutralidad ($\text{pH}=7.65$), en comparación con los valores de pH alcalinos de Matadero y Llaviuco (8.13, 8.10) respectivamente, lo cual es coincidente con los trabajos de Wood-Eggenschwiler & Barlocher, (1983) en donde encontraron que la diversidad de hifomicetos es mayor en ríos neutros que en ríos ácidos o alcalinos.

Las menores temperaturas registradas en Mazán (9.9°C) en comparación Llaviuco (10.9°C) y Matadero (10.3°C) podría explicar la mayor diversidad de hifomicetos acuáticos en Mazán. La abundante cobertura vegetal impide el paso de los rayos solares, lo cual favorece la colonización de hifomicetos en espuma y de la vida acuática en general; lo cual se corresponde además con los estudios de Diversidad de

hifomicetos acuáticos de Fernández Da Silva & Smits Briedis (2013). Pero, además las bajas temperaturas favorecen la esporulación (El-Hissy et al., 1992; Chauvet & Suberkropp, 1998), lo cual es concordante con los resultados de nuestro estudio, donde Mazán presentó la mayor tasa de esporulación.

La baja conductividad es otro de los factores que influyen en la riqueza y diversidad de los hifomicetos (Sridhar & Sudheep, 2010), encontramos en Mazán valores bajos de conductividad (54.82 $\mu\text{S}/\text{cm}$) en comparación con los de Matadero y Llaviuco (153.3 y 137.4 $\mu\text{S}/\text{cm}$) respectivamente, lo cual es otro factor que apoya la mayor diversidad de Mazán.

La concentración de oxígeno disuelto (mg/l) también influye en la diversidad de hifomicetos, siendo mayor la comunidad de hongos en aquellos sitios con corrientes bien aireadas (Abdel-Raheem, 1997b; El Hissy et al., 1992), lo cual coincide con los datos encontrados en Mazán, cuya concentración de O_2 disuelto es de 8.1 mg/l , mayor que las de Matadero y Llaviuco, con concentraciones de 7.9 y 7.46 mg/l respectivamente.

La estructura comunitaria de los hifomicetos acuáticos, ya sea en su diversidad, frecuencia de esporulación o descomposición de la materia vegetal, está directamente relacionado a factores físicos, químicos y biológicos (Webster et al., 1976; Barlocher, 1982; Gessner & Chauvet, 1994).

Composición química de *Alnus Acuminata* y *Miconia bracteolata*

Las mayores tasas de descomposición ($-\text{K}=0.01628/\text{día}$) y esporulación (425 conidias/ $\text{mg}/\text{día}$) de Aliso con respecto a Miconia ($-\text{K}=0.0154/\text{día}$; 73 conidias/ $\text{mg}/\text{día}$), puede ser explicada por la composición química de su hoja, al tener mayores concentraciones de N y P y bajos niveles de fibra y metabolitos secundarios como lignina y polifenoles (Encalada et al., 2010) lo cual favorece su mayor colonización, descomposición y esporulación (Gulis, 2001). Lo cual explica la mayor

variación de hifomicetos como *Alatospora acuminata*, *Anguillospora furtiva*, *Anguillospora gigantea*, *Articulospora tetracladia*, *Clavariopsis acuática*, *Lunulospora cúrvula* y *Tetrachaetum elegans*, encontradas en nuestro estudio con la técnica de esporulación, en comparación con variaciones bajas de estas mismas especies en hojas de Miconia. Al igual que estos mismos factores podrían ser los responsables de la presencia exclusiva de especies como *Heliscus lugdunensis*, *Tetracladium maxiliforme*, *Triscelophorus acuminatus* y *Tumularia tuberculata* en hojas de Aliso.

Mientras que Miconia tiene bajos niveles de N y P, altos niveles de fibra, y concentraciones intermedias de metabolitos secundarios (Escobar & Agudelo, s/a), lo cual estaría inhibiendo la esporulación asexual de los hifomicetos acuáticos (Sridhar & Barlocher, 1997), su colonización, y por ende el grado de descomposición de este tipo de hoja. Estos parecen ser los factores determinantes para explicar la mayor variación de hifomicetos como *Anguillospora crassa*, *Camposporium pellucidum*, *Diplocladiella scalaroides* y *Lemoniera acuática* en hojas de Miconia, en comparación con la menor variación registrada en Aliso. Pero también podría explicar en algo la presencia exclusiva de especies como *Campylospora filicladia*, *Gyoerfyella speciosa* y *Tetracladium furcatum*, que no fueron registradas en Aliso. Lo cual se confirma con los datos obtenidos en laboratorio, tanto para las determinaciones de N, P y fibra como para las tasas de descomposición y esporulación de estas dos especies vegetales.

Diversidad de especies de hifomicetos acuáticos.

En general, nuestro estudio de hongos hifomicetos registra una alta riqueza y diversidad, que difiere de otros estudios en zonas tropicales, como los de (Capps et al., 2011; Ferreira et al., 2012; Jabiol et al., 2013) que encontraron pocos conidios y baja masa fúngica en la hojarasca sumergida; pero que es concordante con lo reportado por Barlocher et al., (2010) en Panamá y Santos-Flores & Betancourt-López, (1997) en Puerto Rico, donde informaron de un alto número de especies. Aunque debemos mencionar que nuestra investigación se realizó en corrientes tropicales de gran altitud, que podrían tener condiciones parcialmente equivalentes a las corrientes de zonas templadas (Graca et al., 2015).

La mayor diversidad fue encontrada en Mazán y Matadero, sobre todo con las especies más comúnmente identificadas, como *Alatospora acuminata*, *Articulospora tetracladia* y *Triscelophorus acuminatus* en muestras de espuma, se podría explicar por su interacción con las variables ambientales. Siendo la conductividad ($\mu\text{S}/\text{cm}$), la materia orgánica suspendida (MOS), la temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y el flujo (l/s), las variables ambientales más importantes en la diversidad de estas especies, lo cual es confirmado con el Análisis de Correspondencia Canónica, que encontró una relación lineal significativa de estas especies con las variables ambientales.

La afectación del sistema, con lo cual la diversidad de hifomicetos aumenta o disminuye dependiendo del grado de contaminación de los ríos (Sridar & Barlocher, 1998). Mazán, según la cartografía del Sistema Nacional de Información (2013) es de las microcuencas menos intervenidas, con 29 % de pastos y maíz plantado en su superficie total, aunque el área de estudio, a diferencia de Llaviuco y Matadero, se encontró totalmente intacta, esto explica parcialmente el mayor índice de diversidad de Mazán. Contrariamente a lo que se podría pensar, Matadero tiene un índice de diversidad más alto que Llaviuco, a pesar de ser la microcuenca más intervenida (50% de maíz y pastizal), con lo que podríamos decir que la diversidad de hifomicetos no se afecta significativamente con el efecto antrópico, como lo demuestran los trabajos de Tsui et al., (2001) y Pascoal et al., (2003), por lo que sería necesario evaluar la acción conjunta de múltiples factores (Rajashekhhar & Kaveriappa, 2003). Resultados similares también fueron reportados en los trabajos de Pinto & Smits, (2012) en una vertiente de la costa en Aragua-Venezuela, donde los ríos con mayor presión antrópica fueron los que tuvieron mayor diversidad.

La mayor diversidad y abundancia de hifomicetos encontrados en las muestras de espuma de los ecosistemas lóticos, recolectadas entre julio y agosto, en comparación con las colectadas en septiembre, puede explicarse teniendo en cuenta que julio y agosto correspondieron a meses con máximas precipitaciones, alto caudal, alta turbulencia y abundante cantidad de espuma natural en los remansos de agua. En cambio, la recolección de espuma en septiembre correspondió a la estación de verano, donde las quebradas y ríos habían disminuido considerablemente su caudal, con baja

turbulencia y con escasa cantidad de espuma, en cuyas burbujas se concentran los hifomicetos (Ingold, 1975; Barlocher, 1992b). Lo cual se corresponde con los trabajos realizados por Karamchand & Sridhar, (2008) y Paliwal & Sati, (2009) que encontraron mayor diversidad de especies y de conidios en la estación lluviosa por la mayor disponibilidad de materia orgánica y oxígeno. Mientras que, si analizamos la mayor abundancia de conidios en Matadero, independientemente del periodo de recolección de espuma (invierno o verano), este puede ser explicado por la mayor disponibilidad de nutrientes (Gulis & Suberkropp, 2004), ya que la microcuenca del río Matadero es una zona con actividad ganadera (lo cual se corroboró en la fase de campo) en la que se emplea anualmente cerca de 5000 sacos (de 30kg) de gallinaza para abonar los pastos y mejorar la producción de *Rye Grass*, con el que alimentan al ganado ; siendo el N el componente principal de este abono, el cual luego es depositado en el río, a través de la escorrentía, según los estudios de tesis de grado sobre agentes contaminantes del río Tomebamba en el sector de Cruzpamba (PNC), realizado por Segarra (2006), de la Universidad del Azuay.

La alta diversidad de hifomicetos en muestras de espuma colectadas en ríos en comparación con las de quebradas (Gulis & Suberkropp, 2004), solo fue significativamente estadístico cuando se compara el río Mazán con el río Llaviuco, lo cual podría explicarse por la vegetación de ribera, encontrando el río Mazán que está bordeado de grandes y abundantes árboles, mientras que en Llaviuco el río en su mayor parte está rodeado de vegetación herbácea y arbustiva, lo cual podría ser un factor que determina su baja diversidad (Iqbal & Webster, 1973a; Rajashekhar & Kavariappa, 2003). Estos resultados coinciden con los estudios de Fabre, (1996) que encontró una correlación significativa entre la diversidad de hongos hifomicetos y la riqueza y diversidad de árboles de ribera.

La dominancia en muestras de espuma, de conidias como: *Alatospora acuminata*, *Triscelophorus acuminatus*, *Tetracladium marchalianum* y *Articulospora tetracladia* puede explicarse por la relación lineal significativa de variables ambientales como conductividad ($\mu\text{S}/\text{cm}$), materia orgánica suspendida (MOS), temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y NO_3 , con estas especies, de acuerdo a los resultados de nuestro estudio a través del Análisis

de Correlación Canónica. Además, estas especies más comunes pueden ser explicadas por la forma tetraradiada de sus conidios (Webster & Descals, 1981) lo cual les permite adherirse fácilmente al sustrato, gracias a sus tres puntos de anclaje (Dang et al., 2007) y mayor eficacia en el atrapado en la espuma (Cole, 1986). Mientras que conidias filiformes como *Anguillospora crassa*, también abundante en muestras de espuma, aunque posee solo dos puntos de anclaje al sustrato, también mantiene una cierta ventaja competitiva en la comunidad de hifomicetos (Dang et al., 2007). Tanto la forma tetraradiada como la filiforme parecen ser producto de evolución, al perfeccionar su anclaje a sustratos de ríos o quebradas turbulentas (Gulis & Suberkropp, 2006; Dang et al., 2007; Barlocher, 2009).

Mientras que especies como *Clavariopsis azlanii*, *Tetrachaetum elegans*, *Clavatospora longibrachiata*, *Clavariopsis acuática*, *Heliscus lugdunensis*, *Condylospora spumígena*, *Culicidospora grávida*, *Dactyella submersa*, *Enantioptera tetra-alata*, *Flabellospora multiradiata*, *Flagellospora fusarioides*, *Flagellospora penicilloides*, *Gyoerffyella gemillipara*, *Jaculispora submersa*, *Piramidospora sp.*, *Pleuropedium tricladioides*, *Scorpiosporium minutum*, *Sigmoidea aurantiaca*, *Subulospora procurvata*, *Tricladium attenuatum*, entre otras, que juntas representan un 0.2%. Estas son especies raras, encontradas de una a tres veces durante toda la fase de estudio; muchas de las cuales coinciden con las encontradas en los estudios de Betancourt & Caballero, (1983) y Betancourt et al., (1987) en ríos de Puerto Rico, donde se reportó la baja presencia de estas especies.

Sin embargo, no podríamos afirmar con certeza que especies dominantes como *Alatospora acuminata*, *Triscelophorus acuminatus* o *Articulospora tetracladia* sean las más importantes en el mantenimiento de las funciones ecológicas de los ecosistemas fluviales, quizá solo sea un sesgo a favor de las mayores productoras de esporas (Duarte et al., 2009).

La mayor diversidad de hifomicetos acuáticos encontrada con la técnica de espuma, en comparación con la técnica de esporulación y filtración de la columna de agua; y

cuya diferencia es estadísticamente significativa, puede ser explicada porque la espuma natural (blanca) posee burbujas de aire de gran tamaño, dispersas y de rápida formación, lo cual privilegia el atrapamiento de las conidias y su manutención (Pinto et al., 2009), y ha dado excelentes resultados según lo reportado por Harrington (1997) en la que encontró 68 especies de hifomicetos en muestras de espuma recolectada de 21 ríos en el suroeste de Irlanda, en 1993. Al contrario, en la filtración del agua mediante un milliporo (papel filtro de 0.45µm), en la que el volumen mínimo requerido es de 1000 ml, las esporas se encuentran dispersas (Gonczol et al., 2001) y es muy difícil el atrapamiento de esporas tetra radiadas, como *Alatospora acuminata* o *Triscelophorus acuminatus*. Aunque el estudio de Smits et al., (2007) registró 50 especies de hifomicetos en muestras tomadas de 7 cursos de agua de Venezuela.

Hifomicetos acuáticos como indicadores de contaminación.

Existe también una serie de hongos acuáticos que han desarrollado respuestas de estrés a altas concentraciones de contaminantes, sobre todo metales pesados (Nies & Plata., 2007; Krauss et al., 2008; Gadd, 2010), como: *Heliscus submersus*, *Heliscus lugdunensis*, *Tetracladium marchalianum*, *Varicosporium elodeae*. De los cuales registramos los 3 primeros en nuestro estudio, con presencia indistinta en las 3 microcuencas, pero con mayor abundancia en Matadero, donde, por ejemplo, *Tetracladium marchalianum* presenta valores 12 a 15 veces superiores a los registrados en Mazán, en muestras de espuma.

La existencia de metales pesados en Matadero podría explicarse por la intensa agricultura de la zona, que emplea pesticidas para combatir las plagas de sus cultivos. A su vez, estos pesticidas contienen metales pesados como: Manganeso, Plomo, Cadmio, Cobre, y Zinc, que se depositan en el suelo y son llevados por escorrentía hacia los cauces naturales, lo cual se confirma por los resultados de tesis de grado sobre agentes contaminantes del río Tomebamba en el sector de Cruzpamba (PNC), realizado por Segarra (2006). Además, el río Matadero corre a lo largo de la vía Cuenca-Molleturo, por lo que la combustión de la gasolina libera a la atmósfera, metales pesados como el plomo (Sanín et al., 1998); cuyas partículas luego son

depositadas en el suelo y de allí hacia el lecho fluvial, a través de escorrentía, provocando su contaminación.

Los hifomicetos acuáticos a través de una serie de propiedades bioquímicas como síntesis de quelantes de péptidos y cambios en la permeabilidad de su pared celular (Krauss et al., 2008, Schlosser et al., 2008) interactúan con los metales tóxicos para proteger los servicios ecosistémicos y atenuar la contaminación. Así, estos hifomicetos parecen tener especiación distinta, *Heliscus lugdunensis* es sensible al Cu (Braha et al., 2007) pero puede desintoxicar los ambientes contaminados con Cd (Jaekel et al., 2005); *Heliscus submersus*, muestra gran tolerancia al Cu (Azevedo et al., 2009) al igual que *Tetracladium marchalianum* (Miersch et al., 1997, 2005), por lo que podrían ser usados para combatir la contaminación por cobre.

En base a los resultados encontrados en nuestro estudio, la diversidad de los hifomicetos por sí misma, parece no tener un impacto tan decisivo en la regulación de las funciones ecológicas, sino son los rasgos específicos de ciertas especies, los que ejercen un papel determinante en dicha regulación (Pascoal & Cassio, 2008). Además, aunque en la literatura revisada se ha demostrado que especies puntuales responden a ciertos contaminantes, como metales pesados; lo cierto es que la mayoría de hifomicetos acuáticos no tienen funciones específicas, ya que, al disminuir la presencia de unas especies, las otras especies pueden cumplir las mismas funciones (Dang et al., 2005).

Esporulación de hifomicetos acuáticos.

Aunque se obtuvieron tasas altas de esporulación, su tasa máxima se alcanzó a los 28 días de incubación del material vegetal, lo cual difiere de los estudios de Flores et al., (2013) en el arroyo Malbazar del parque Natural de Aiako Harria (España) que reportaron una tasa máxima de esporulación a los 15 días de incubación; y es contrario también a lo expresado por Pozo et al., (1998) que encontraron que a los 14 días se da la fase de crecimiento de los micelios en la hojarasca, con una alta producción de esporas fúngicas (Chauvet et al., 1997). En base a nuestros resultados podemos decir

que la temperatura de incubación juega un papel decisivo en la esporulación; ya que la mayor tasa de esporulación registrada en agosto coincide con el mayor rango de temperatura de 19 a 21°C que se registró en ese mes durante el proceso de esporulación llevado a cabo en el laboratorio. En cambio, las tasas de esporulación de julio y septiembre son un poco más bajas y coincide con los menores rangos de temperatura de 17 a 19 °C que se registró en esos meses en el laboratorio, durante la esporulación.

Las mayores tasas de esporulación registrada en Mazán, que junto a Llaviuco fueron las microcuencas que tuvieron la menor tasa de descomposición; y la baja tasa de esporulación en Matadero (aunque un poco mayor que Llaviuco) que tuvo la mayor tasa de descomposición, se puede explicar por un comportamiento inverso entre esporulación y descomposición (Flores et al., 2013). Es decir, que las mayores tasas de esporulación se encuentran donde las tasas de descomposición fueron más bajas, lo cual coincide por lo reportado en los trabajos de Casado et al., (2014) en seis arroyos de la Sierra de Guadarrama en la Comunidad de Madrid.

Este comportamiento inverso entre esporulación y descomposición se debe a que, en las hojas recién caídas, hasta un 18% de su masa original son hidratos de carbono (Suberkropp, Gogshalk & Klug, 1976; Barlocher et al., 1989), pero que esta concentración se reduce hasta en un 80% en pocos días, por la lixiviación y el consumo de los microorganismos. Los hifomicetos acuáticos, para sacar el máximo provecho de los nutrientes de las hojas, suspenden temporalmente su fase de esporulación (ya que implicaría gasto de energía), hasta que se haya agotado el recurso. Esto explicaría que, en Matadero al existir mayor disponibilidad de nutrientes, como el N, aportado en gran cantidad por la gallinaza (Segarra, 2006); se inhiba temporalmente su esporulación, por la presencia de compuestos de fácil degradación como polisacáridos y aminoácidos e incluso de degradación compleja como celulosa, hemicelulosa y pectina (Sridhar & Barlocher, 1997). Mientras que Mazán, tiene baja concentración de moléculas orgánicas de fácil degradación, pues no existe el aporte de N a través de fertilizantes, lo cual dispara su abundante esporulación asexual, cuando se detecta la baja disponibilidad de nutrientes (Webster, 1975).

Pero, además, aunque menos importante, las altas tasas de esporulación de Mazán parecen correlacionarse con parámetros físico-químicos como la conductividad baja, el pH cercano a la neutralidad y el oxígeno disuelto; siendo la conductividad reportada también en los trabajos de Casado et al., (2014).

Con respecto a los ensamblajes fúngicos registrados en la esporulación, se identificaron 49 especies, esta es mucho menor a la encontrada en espuma (90 especies); pero lo importante de resaltar es la dominancia de sus taxones, la cual es muy diferente a la que se observó en espuma; siendo en esporulación: *Lunulospora cúrvula* (53%), *Tetrachaetum elegans* (26%) y *Alatospora acuminata* (13%) las especies más dominantes en las 3 microcuencas, representando en conjunto más del 90% de la abundancia total. *Tetrachaetum elegans* y *Alatospora acuminata* ya fueron reportados como especies codominantes (por encima del 5% de las tasas totales de esporulación) en los trabajos de Casado et al., (2014). Aunque en las hojas de *Anacardium excelsum*, *Lunulospora cúrvula* también ha sido identificada como especie colonizadora junto a *Flagellospora cúrvula*, *Clavatospora tentaculata*, *Tetracladium marchalianum*, *Campylospora Chaetocladia*, *Clavatospora azlanii* y *Triscelophorus acuminatus*, en los trabajos de Rincón et al., (2005) en una corriente intermitente tropical del noroeste de Venezuela.

La dominancia de *Lunulospora cúrvula* o *Alatospora acuminata* en Mazán, Llaviuco o Matadero, a pesar de que Mazán tiene un pH cercano a la neutralidad que favorece la mayor esporulación, puede ser explicada porque estas dos especies pueden prosperar tanto en corrientes alcalinas como ácidas (Suberkropp, 2001).

En definitiva, los cambios en las comunidades de hifomicetos que se observa en la técnica de esporulación, en comparación con la técnica de espuma, parecen responder a los cambios en los valores nutricionales y química de las hojas (Arsuffi & Suberkropp, 1984); el mayor aprovechamiento de estas sustancias por parte de estas 3 especies parece estar determinando su ventaja competitiva frente al resto.

Descomposición de hojarasca en las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero.

La descomposición es de gran importancia en el funcionamiento de los ecosistemas, ya que su productividad depende del reciclaje de nutrientes, y este a su vez de la descomposición de la materia orgánica y de la liberación de sus nutrientes (Alvarez-Sánchez & Harmon, 2003).

Existen una serie de factores que intervienen en la degradación de la materia orgánica, pero esencialmente los hifomicetos acuáticos, las bacterias y los macroinvertebrados detritívoros (Gessner, 1999) son lo que juegan un rol fundamental en su procesamiento; los cuales son afectados por parámetros físico-químicos y biológicos (Webster et al., 1976; Barlocher, 1982; Gessner & Chauvet, 1994; Suberkropp & Chauvet, 1995; Sridhar & Barlocher, 1977).

Dado que nuestro estudio empleó únicamente bolsas de malla fina, descartamos la acción de los macroinvertebrados, y explicaremos la descomposición de *Alnus acuminata* (Aliso) y *Miconia bracteolata* (Miconia), en base a los hifomicetos y los factores físico-químicos, sobre los porcentajes remanentes de material vegetal. Además, de los 5 puntos de estudio en Matadero, los 4 se encontraban en plena zona de actividad ganadera; lo que implica mayor nivel y circulación de nutrientes (N aportado por la gallinaza para abonar el pasto) y esto al parecer está estimulando la alta producción de conidios para bajar los niveles de contaminación (Au et al, 1992; Raviraja et al., 1998b) por la alta carga de N, o disminuir la presencia de metales pesados (Birmingham et al., 1996; Sridhar et al., 2001; Niyogi et al., 2002; Duarte et al., 2004).

En base al tiempo, la mayor pérdida de masa vegetal se dio a las 2 primeras semanas donde alcanzó el 29%, a las 4 semanas se incrementó al 36.7% y a las 8 semanas alcanzó el 45.95% de pérdida; la mayor pérdida en las primeras fases puede ser explicada por la abundancia de recurso vegetal que estimula la producción de conidios, y por ende un mayor consumo y descomposición; por el contrario la disminución en los porcentajes de descomposición en las fases finales es producto del agotamiento de

los recursos, o de las bajas concentraciones de nutrientes, que a su vez baja el número de conidios (Stallard, 2002; Boulton, 2008). Pero además dado que la fase de campo concluyó en época de verano, algunas variables como ancho del cauce, profundidad, velocidad de la corriente, O₂ disuelto, sufrieron una severa reducción; esto es importante porque, por ejemplo, la velocidad de la corriente contribuye a la abrasión física de las hojas y acelera su fragmentación, incrementa los niveles de O₂ disuelto (Paul et al., 2006), lo cual acelera la descomposición de la hojarasca (Langhans et al., 2008). Factores como la temperatura, el pH, no variaron significativamente a lo largo del tiempo, así que no parecen estar explicando estos resultados.

En cuanto a las tasas de descomposición o valores de $-K/\text{día}$ de los diferentes ríos y quebradas de nuestras 3 microcuencas, la mayor tasa para los ríos de Mataderos puede ser explicada por el mismo razonamiento seguido en nuestra discusión para el porcentaje remanente de material vegetal, donde básicamente la descomposición consiste en la degradación de polisacáridos estructurales, la adición de micelios y la liberación de conidios; aunque el análisis de varianza no mostró una diferencia estadísticamente significativa entre ellos.

El contenido de lignina y polifenoles son buenos indicadores de las tasas de descomposición de la hojarasca (Campbell & Fuchshuber, 1995; Ostrofsky, 1997; Gessner & Chauvet, 1994); estos metabolitos secundarios de naturaleza fenólica actúan durante el proceso de descomposición inhibiendo o disminuyendo el crecimiento de hifomicetos acuáticos (Canhoto & Graca, 1999), lo cual incide en la menor colonización y esporulación (Gulis, 2001). Pero profundizando un poco más, lo que se afecta en definitiva es la capacidad de los hifomicetos de romper los polisacáridos en las paredes vegetales, a través de enzimas como: endoglucanasa, endoxilansa, B-glucosidasa, lacasa, peroxidasa, polifenolasa, tirosinasa y B-xilosidasa (Abdel-Raheen & Ali, 2004), lo que ablanda el tejido e incrementa los niveles de Nitrógeno disponible (Kauskik & Hynes, 1986; Khan, 1987).

Debemos anotar también que, de las 3 microcuencas de estudio, Matadero es la que presenta las tasas más altas de descomposición (-K/día) tanto para Aliso como para Miconia, por la interacción de la serie de factores físicos, químicos y biológicos que ya hemos explicado.

Ordenamiento de los sitios de estudio a través del Análisis de Escalamiento Multidimensional (NMDS)

La mayor proximidad entre los puntos de estudio de Matadero y Llaviuco encontrado con el NMDS, en comparación con los puntos de Mazán que presenta una mayor distancia espacial, puede ser explicada por una serie de factores. Si observamos los resultados de los parámetros físico-químicos registrados encontramos que los valores de sólidos disueltos (mg/l), pH, O₂ disuelto (mg/l), temperatura (°C), ancho del cauce (m), profundidad (cm), materia orgánica suspendida (MOS), son más similares entre estas dos microcuencas que los valores de estos mismos parámetros registrados en Mazán.

Además, otro resultado que confirma la mayor proximidad espacial entre Llaviuco y Matadero es la mayor variación temporal de conidios de hifomicetos entre estas dos microcuencas, muy diferente a la variación temporal de conidios baja en Mazán. El clima es otro factor determinante en su mayor proximidad, tanto Llaviuco como Matadero comparten un clima Ecuatorial de Alta montaña, con características un poco diferentes al Ecuatorial Mesotérmico Semihúmedo de Mazán. Por último, la vegetación de ribera, en Matadero y Llaviuco encontramos pasto y arbustos en muchos de sus puntos de estudio, y que denota cierto grado de intervención; en cambio en Mazán la vegetación de ribera está formada por grandes árboles y que muestra un excelente grado de conservación.

Diversidad de hifomicetos en zonas tropicales vs templadas, y su papel en la conservación y manejo del PNC.

Estudios realizados por Shearer et al., (2007) concluyeron que la riqueza de hifomicetos acuáticos era mayor en Zonas Templadas que en las Tropicales debido a

su mayor variación de nichos ecológicos como consecuencia de su marcada estacionalidad; lo cierto es que estas conclusiones merecen una revisión dado que no es equiparable la intensidad de estudios que se han dado entre una y otra zona climática, siendo mayor, obviamente la de zonas templadas, donde se han registrado 335 especies (Roldán & Honrubia, 1988; Roldán et al, 1987; 1988; Barlocher 1992a; Goh & Hyde, 1996), etc, mientras que para Zonas tropicales existe un registro bajo de especies, encontrando para Ecuador apenas 5 especies registradas (Shoenlein-Crusius & Piccolo, 2003), lo cual difiere con los resultados de nuestro estudio, donde se registraron cerca de 90 especies de hifomicetos acuáticos en muestras de espuma recolectadas durante los meses de julio a septiembre en las microcuencas de los ríos Mazán, Llaviuco y Matadero; con la influencia de 2 tipos de climas: Ecuatorial de Alta Montaña (Matadero y Llaviuco) y Ecuatorial Mesotérmico Semi-húmedo (Mazán). Además, es importante anotar que la identificación de los hifomicetos se realizó con las principales claves de referencia, como (Descals et al., 1989, Santos-Flores & Betancourt-López, 1997; Marvanová et al., 1967). Por lo que en base a nuestros resultados podemos pensar que conforme aumente el número de estudios de hifomicetos acuáticos en zonas tropicales y empleando técnicas de muestreo como la recolección de espuma natural en los remansos de agua, mejorará significativamente el registro de especies para esta zona, con lo cual se deberá revisar esas conclusiones.

Por otro lado, el uso de hifomicetos acuáticos como indicadores de actividad antropogénica, es un enfoque útil, pero se necesita avanzar en la investigación de los mecanismos que les confieren resistencia a ciertas especies para incluso prosperar en ambientes con presiones antropogénicas severas (Krauss et al., 2011); porque propiedades enzimáticas como la degradación de polisacáridos de la masa vegetal (Cha-Mier, 1985) no explica por sí sola su resistencia, que más bien debe estar basada en sus genes y sus mecanismos de desintoxicación de metales pesados u otros contaminantes tóxicos (Krauss et al., 2011).

Así, en términos generales, la alta diversidad de hifomicetos del PNC, no implica necesariamente un excelente grado de conservación, sobre todo en lo que respecta a la Microcuenca del río Matadero. Debemos entender que los hifomicetos acuáticos

actúan atenuando (Krauss et al., 2003) el efecto de los contaminantes orgánicos, producto de actividades ganaderas y agrícolas, como materia orgánica y fertilizantes (Storaci et al., 2013), o eliminando metales pesados (Krauss et al., 2003) que alterarían sus procesos funcionales de descomposición y por ende el estado funcional de los ríos (Gessner & Chauvet, 2002). A pesar de que podríamos hablar de un aceptable grado de conservación del Parque Nacional Cajas; la calidad funcional de sus ríos (sobre todo en Matadero) pudiera verse seriamente afectada si no se consigue controlar la actividad ganadera y agrícola en los márgenes de sus ríos (Storaci et al., 2013) ya que sobrepasaría la capacidad de los hifomicetos de atenuar los contaminantes ambientales.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Conclusiones:

- La alta diversidad de hifomicetos acuáticos no es un componente exclusivo de microcuencas con baja intervención antropogénica (Mazán); porque parece existir una redundancia de hifomicetos que solapan sus funciones en el mantenimiento de la calidad ecológica de los ecosistemas fluviales. Sin embargo, especies puntuales indicadoras de contaminación como *Tetracladium marchalianum* y *Heliscus lugdunensis*, con mayor abundancia en Matadero, indicaría una mayor contaminación en esta microcuenca. Además, nuestros resultados demostraron que la diversidad y composición de las comunidades de hifomicetos están linealmente relacionados con factores ambientales como la conductividad ($\mu\text{S}/\text{cm}$), temperatura ($^{\circ}\text{C}$), materia orgánica suspendida (MOS), pH, flujo (l/s).
- Las mayores tasas de descomposición (-K/día) de material vegetal registradas en Matadero es consecuencia de un mayor flujo de nutrientes en sus ríos debido a la intensa actividad ganadera en esta zona (que usa abundante gallinaza rico en N, para abonar los pastos), estos nutrientes ingresan a las bolsas y se adicionan a los nutrientes de las hojas, estimulando la mayor colonización de los hifomicetos, y su biomasa. Pero no solo los nutrientes, sino también el pH, temperatura, conductividad, velocidad de la corriente, saturación de oxígeno, etc, son factores que se conjugan e intervienen en la descomposición.
- La mayor descomposición de *Alnus acuminata* (Aliso) con respecto a *Miconia bracteolata* (Miconia) es producto de la composición química de su hoja, en donde los mayores niveles de N, P y bajas concentraciones de polifenoles, lignina y fibra, estimula la mayor colonización de los hifomicetos, y por ende su mayor descomposición; algo que ha sido demostrado ya científicamente en múltiples trabajos tanto en zonas templadas como en los trópicos.

- Mazán es la microcuenca con las mayores tasas de esporulación, estimulada por los bajos niveles de nutrientes; mientras que en Matadero y Llaviuco la mayor cantidad de nutrientes disminuye su esporulación. Por lo que hablamos de un patrón inverso entre esporulación y descomposición; y que contrariamente a los que muchos se plantean, no existe una lógica para creer que los sitios con mayores tasas de descomposición, tendrán las mayores tasas de esporulación.
- La alta diversidad de hifomicetos en el PNC no implica necesariamente un alto grado de conservación. Los hifomicetos parecen atenuar el efecto de contaminantes orgánicos y metales pesados; pero si no se corrige el problema de la actividad ganadera y cultivos de maíz en los márgenes de sus afluentes, se afectará severamente los procesos de descomposición de los hifomicetos y por ende la calidad funcional de sus ríos.
- El mejor método para estudiar la biodiversidad de los hifomicetos acuáticos mediante el atrapamiento de sus esporas, es con la técnica de espuma recolectada en los remansos de agua, sobre todo en época de lluvia donde la cantidad de espuma es abundante, con lo cual se ha visto también que se incrementa su número de esporas. Mientras que la filtración del agua recolectada, es la técnica con los peores resultados, siendo muy grande la diferencia con respecto a la técnica de espuma, ya que, en esta, las esporas se encuentran muy dispersas.

Recomendaciones:

- El uso de hifomicetos acuáticos como indicadores de actividad antropogénica, es un enfoque útil, pero se necesita avanzar en la investigación de los mecanismos que les confieren resistencia a ciertas especies para incluso prosperar en ambientes con presiones antropogénicas severas. Su resistencia debe estar basada en sus genes y sus mecanismos de desintoxicación de metales pesados u otros contaminantes tóxicos.
- Dado que la diversidad en los hifomicetos es un componente complejo de entender, y que más bien ciertos rasgos de algunas especies parecen influir más que la diversidad misma, creemos necesario realizar comparaciones del papel de los hifomicetos en los ríos de zonas industriales con alta carga de metales pesados, versus aquellos ríos de zonas en conservación; de esa forma podremos evaluar realmente cómo se afecta la diversidad y el papel puntual de ciertos hifomicetos como indicadores de contaminación ambiental.
- Para aportar información a los estudios de diversidad de hifomicetos en zonas tropicales, que han sido identificadas como áreas de baja diversidad en comparación con las zonas templadas, recomendamos realizar estudios en aquellos ríos a nivel del mar, con características propias de las zonas tropicales; ya que, aunque nuestro estudio corresponde a una zona tropical, fueron corrientes de gran altitud que se asemejan mucho a las corrientes de zonas templadas, por lo cual las conclusiones deben ser tomadas con mucho cuidado.
- Como en algunas quebradas o ríos debido a su baja turbulencia, ya sea por características propias del cauce o por la época de verano en la que disminuye el caudal, es imposible recolectar espuma natural, recomendamos probar la técnica de espuma artificial en el atrapado de las esporas, cuando la situación lo amerite; de esta manera podremos cubrir el estudio de todos los puntos de muestreo, sin que la ausencia de datos en uno de sus puntos pudiera alterar los

resultados globales. Además, que podremos comparar la eficacia de esta técnica, de la que hay pocos reportes.

- Algo importante que debemos considerar es mejorar la técnica empleada para asegurar las bolsas de descomposición en los lechos de los ríos y quebradas, ya que las continuas crecidas pueden provocar muchas pérdidas de bolsas durante la fase de campo, lo cual luego puede complicar el análisis de las tasas de descomposición ($-K/\text{día}$) y de esporulación (conidios/mg/día), e incluso alterar los resultados globales.

BIBLIOGRAFÍA

- Abdel-Raheem, A. M. & Ali, E. H. (2004). Lignocellulolytic enzyme production by aquatic hyphomycetes species isolated from the Nile's delta region. *Mycopathologia*, 157(3), 277-286
- Arbeláez, E., Vega, A. (2008). Guía de anfibios, reptiles y peces del Parque Nacional Cajas.
- Artigas, J., Camacho, A., Graca, M., Pascoal, C., y Romaní, A. (2009) Conceptos y técnicas en ecología fluvial. La biota de los ríos: los microorganismos heterotróficos. España. Pag. 168-218
- Bärlocher, F. (2007). Molecular approaches applied to aquatic hyphomycetes. *Fungal Biology Reviews* 21, 19-24
- Bärlocher, F. & Kendrick, B. (1974). Dynamics of the fungal population on leaves in a stream. *The Journal of Ecology*, 62(3), 761-791
- Bärlocher, F. & Graça, M. A. S. (2002). Exotic riparian vegetation lowers fungal diversity but not leaf decomposition in Portuguese streams. *Freshwater Biology*, 47(6), 1123-1135.
- Badii, M.H., Castillo, J., y Wong, A. (2008). Uso de Análisis de Covarianza (ANCOVA) en investigación científica. *InnOvaciOnes de Negocios*, 5(1), 25-38
- Casado, C., L. Losada & S. Mollá. 2011. Efecto de las áreas de protección especial en la comunidad de macroinvertebrados de los ríos de la cuenca alta del Manzanares (Sierra de Guadarrama, Madrid). *Limnética*, 30(1): 71-88

Cappello, S., Heredia, G., Martínez, K., y Rosique, E. (2014). Hongos anamorfos asociados a restos vegetales del parque estatal " Agua Blanca", Macuspana- Tabasco-México. *Acta Botánica Mexicana*, 107: 99-119.

Cássio, F., Marvanova, L., y Pascoal, C. (2005). Aquatic hyphomycete diversity in streams of Northwest Portugal. *Fungi Diversity*. 19: 109-128.

Chauvet, E. 1991. "Aquatic hyphomycete distribution in South-Western France". *Journal of Biogeography* 18: 699–706.

Chauvet, E. y Suberkropp, K. 1998. "Temperature and sporulation of aquatic hyphomycetes". *Applied and Environmental Microbiology* 64(4): 1522-1525.

Clarke, K. R (1993). Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. *Australian Journal of Ecology* 18:117-143.

Clarke, KR y Gorley, RN (2006). *PRIMER v6. User Manual / Tutorial*. PRIMER-E, Plymouth, 192pp.

Cressa, C., Fernández, R., y Smits, G. (2007). Estudio preliminar de hifomicetes acuáticos en cursos de agua dulce de Venezuela. *Acta Botánica Venezolana*, 30(2), 345-355.

Cressa, C., y Smits, G. (2007). Hifomicetos acuáticos de dos ríos de aguas negras de Venezuela. *Ecotrópicos*, 20(2), 82-85.

Dang, Ch.K., M.O. Gessner, E. Chauvet, 2007. Influence of conidial traits and leaf structure on attachment success of aquatic hyphomycetes on leaf litter. *Mycologia* 99: 24-32.

Delgado-Rodríguez, G. & J. Mena-Portales (2000). Diversidad y distribución geográfica de los Hifomicetos de la Reserva de la Biosfera Sierra del Rosario (Cuba). *Bol. Soc. Micol. Madrid* 25: 59-69.

Duarte, S., Bärlocher, F., Pascoal, C. & Cassio, F. 2015. "Biogeography of aquatic hyphomycetes: Current knowledge and future perspectives". *Fungal Ecology* (en prensa).

Descals, E., Sanders, P., y Ugalde, U. (1977). Hifomicetos Ingoldianos del país Vasco. *Munibe*, 3, 237-260.

Descals, E., et.al. (1989). Aquatic hyphomycetes. Claves de identificación. 1-36

Descals, E., Honrubia, M., y Roldán, A. (1987). Hifomicetos acuáticos en las cuencas altas de los ríos Segura y Guadalquivir. *Anales de Biología*, 13 (Biología vegetal 3) 3-13.

Descals, E., Honrubia, M., y Roldán, A. (1988). Hifomicetos acuáticos de Sierra Nevada y Sierra de los Filabres. *Acta Botánica Malacitana*, 13, 77-90.

El-Hissy, F., A. Khallil, A., Abdel-Raheem (1992). Occurrence and distribution of zoosporic fungi and aquatic hyphomycetes in Upper Egypt. *Journal of IAS*. 5(3): 173-179

Elosegi, A., & Sabater, S. (2009). Conceptos y técnicas en Ecología Fluvial. Ed.1 España.

Escobar, L., & Agudelo, C. (s/a). Actividad alelopática en maceta del extracto isopropanol-agua (65:35) de *Miconia caudata* (Melastomataceae).

Fernández, R., y Smits, G. (2009). Registro de la presencia de hifomicetos acuáticos en ríos de la Cordillera de la Costa, Venezuela. *Interciencia*, 34(8), 589-592.

Fernández, R., y Smits, G. (2011). Hifomicetos acuáticos de la cabecera del río Guárico, Estado Carabobo, Venezuela. *Interciencia*, 36 (11), 831-834.

Fernández, R., y Smits, G. (2013). Diversidad de Hifomicetos acuáticos en la quebrada "La Estación" de la Hacienda ecológica "La Guáquira", Yaracuy - Venezuela. *Interciencia*, 38 (7) 496-501.

Fernández, R., Smits, G., Y Storaci, V. (2013). Evaluación de la calidad del agua del río Cúpira (La Cumaca, Estado Carabobo, Venezuela) mediante bioindicadores microbiológicos y parámetros físico químicos. *Interciencia*, 38 (07), 480- 487.

Ferreira, V. & Chauvet, E. (2010). Synergistic effects of water temperature and dissolved nutrients on litter decomposition and associated fungi. *Global Change Biology*, 17(1), 551-564

Graça, M. 1994. "Effects of water pollution on assemblages of aquatic fungi". *Limnética* 10(2): 41-43.

Graca, M., y Canhot, C. (2006). Leaf litter processing in low order streams. *Limnetica*, 25(1-1), 1-10

Gessner, M. y Chauvet, E. 1997. "Growth and production of aquatic hyphomycetes in decomposing leaf litter". *Limnology and Oceanography* 42: 496–505.

Gessner, M. O., & Van Ryckegem, G. (2003). Water fungi as decomposers in freshwater ecosystems. In G. Bitton (Ed.), *Encyclopaedia of Environmental Microbiology*, Wiley, New York. ISBN 9780471263395

Gonczol, J., Revay, A., & Csontos, P. (1999). Studies on the aquatic hyphomycetes of the Morgo stream, Hungary. Longitudinal changes of species diversity and conidial concentration. *Arch. Hydrobiol.* 144 (4): 473-493.

Gulis, V. (2001). Are there any substrate preferences in aquatic hyphomycetes? *Mycological Research*, 105(9), 1088-1093.

Gulis, V. & Suberkropp, K. (2004). Effects of whole-stream nutrient enrichment on the concentration and abundance of aquatic hyphomycete conidia in transport. *Mycologia*, 96(1), 57-65

Gulis, V., Kuehn, K. A., & Suberkropp, K. (2009). Fungi. In G. Likens (Ed.), *Encyclopedia of Inland Waters* (pp. 233-243). Elsevier, Oxford. doi: 10.1002/0471263397.env314

Harrington, T.J. (1997). Aquatic hyphomycetes of 21 rivers in southern Ireland. *Biology and environment*. 97b. (2): 139-148.

Hyde, K., Bussaban, B. et al. (2007). Diversity of saprobic microfungi. *Biodiversity and Conservation*, 16(1), 7-35

Hyde, K. D. & Lee, S. Y. (1995). Ecology of mangrove fungi and their role in nutrient cycling: what gaps occur in our knowledge? *Hydrobiologia*, 295(1), 107-118

Honrubia, M., Puig, M., y Roldán, A. (1989). Comunidades fúngicas asociadas a sustratos leñosos en un río mediterráneo. *Annls Limnol*, 25 (3), 191-195

Ingold, C.T., 1975. An illustrated guide to aquatic and water-borne hyphomycetes (fungi imperfecti) with notes on their biology. *Freshwater Biological Association* 30: 1-95.

Instituto Geográfico Militar, (2013). Geodescargas: cartografía, software, manuales, enlaces. Recuperado de <http://www.geoportalmgm.gob.ec/portal/index.php/cartografia-de-libre-acceso-escala-50k/>

Iqbal, S.H. 1993. "Efficiency of artificial foam in trapping conidia of Ingoldian fungi". *Annales Botanici Fennici* 30: 153-160.

Iqbal, S.H. y Webster, J. 1973b. "The trapping of aquatic hyphomycetes spores by air bubbles". *Transactions of the British Mycological Society* 60: 37-48.

Jabiol, J., Bruder, A., Gessner, N., Makkonen, M., Mckie, N., Peeters, E., Vos, E. y Chauvet, E. 2013. "Diversity patterns of leaf-associated aquatic hyphomycetes along a broad. Actualización de inventario de especies de hifomicetos acuáticos en Venezuela 167 Volumen 18 (2): 153-180 diciembre de 2015 issn 0124.177X Gestión y Ambiente latitudinal gradient". *Fungal Ecology* 6(5): 439-448.

Krauss, G., Barlocher, F., Krauss, G-J. (2002). Efectos de la contaminación sobre hifomicetos acuáticos.

Krauss, G.-J., Solé, M., Krauss, G., Schlosser, D., Wesenberg, D., & Bärlocher, F. (2011). Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. *FEMS Microbiology Reviews*, 35, 620-651. doi: 10.1111/j.1574-6976.2011. 00266.x

Linares, G. (2001). Escalamiento multidimensional: Conceptos y Enfoques. *Revista Investigación Operacional*, 22 (2), 173-182

Marvanova. L. 1997. Freshwater Hyphomycetes: a survey 424 J. Rincón & R. santelloco [Volume 28 with remarks on tropical taxa. Pages 169–225 in K. K.

Marvanová, L. & P. Marvan (1969). Aquatic hyphomycetes in Cuba. *Ceská Mycol.* 23: 135-139.

Matsushima, T. (1971). *Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea*. Published by the author, Kobe.

Ministerio del Ambiente del Ecuador (MAE), s/a. Sistema Nacional de Áreas Protegidas del Ecuador. Recuperado de <http://areasprotegidas.ambiente.gob.ec/es/areas-protegidas/parque-nacional-cajas>

Fecha de consulta: 20 de mayo de 2015.

Molina, M. (2014). Engañando a Gauss.

Moreno, C. E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M&T- Manuales y Tesis SEA, vol. 1. Zaragoza, 84pp.

Nawawi, A. (1985). Basidiomycetes with branched, water-borne conidia. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 91(1-2), 51-60

Obispo, A. (2015). Caracterización de la calidad de agua del río Vigirima (Municipio Guacara, Edo. Carabobo) a través de la diversidad de hifomicetos acuáticos. Departamento de Biología, Facultad Experimental de Ciencias y Tecnología (Facyt), Universidad de Carabobo. Trabajo Especial de Grado de Licenciatura en Biología.

Pascoal, C., M. Pinho, F, Cassio & P. Gómez. 2003. Assessing structural using leaf breakdown: studies on a polluted river. *Freshwater Biology* 48:2033-2044.

Pascoal, C., Marvanová, L. y Cassio, F. 2005. "Aquatic hyphomycete diversity in streams of Northwest Portugal". *Fungal diversity* 19:109-128.

Peláez, M., y Ruiz, G. (2013). Registro de Hifomicetos acuáticos para la región Andino - Amazónica colombiana. *Biota Colombiana*, 14 (2) 337-340.

Pinto, M., Fernández, R. & Smits, G. (2009). Comparación de métodos de muestreo en la caracterización de la biodiversidad de hifomicetos acuáticos en el río Cúpira, Estado de Carabobo, Venezuela. *Interciencia* 34:7.

Pinto, M., y Smits, G. (2012). Evaluación preliminar de la riqueza de especies de hifomicetos acuáticos en ríos de la vertiente Norte de la cordillera de la costa, Estado Aragua-Venezuela. *Intrópica*, 7, 31-36.

Rajashekhar, M., & K. M. Kaveriappa. 2003. Diversity of aquatic hyphomycetes in the aquatic ecosystems of the western Ghats of India. *Hydrobiologia* 501:167–177.

Ryan, P.D., Harper, D.A., Whalley, J.S (1995). PAST- PAleotological Statistics, v 1.34

Roldan, A., E. Descals, M. Honrubia, 1987. Hifomicetos acuáticos en las cuencas altas de los ríos Segura y Guadalquivir. *Anales de Biología* 13: 3-13.

Rendón, M. J. (2012). Hifomicetes tropicales de páramo y su rol en la descomposición de hojarasca. (Tesis de Pregrado no publicada). Facultad de Ciencias Biológicas y Ambientales, Universidad San Francisco de Quito, Quito. Recuperado de <http://repositorio.usfq.edu.ec/bitstream/23000/2295/1/104055.pdf>

Rice, E., Baird, R., Eaton, A., y Clesceri, L. (2012). Standard Methods For the Examination of Water and Wastewater. American Public Health Association. Edition 22ND, 155-156.

Rincón, J., I. Martínez, E. León & N. Ávila. 2005. Procesamiento de la Hojarasca de *Anacardium excelsum* en una corriente intermitente tropical del noroeste de Venezuela. *Interciencia* 30: 228-234.

Rincón, J., y Santelloco, R. (2009). Aquatic fungi associated with decomposing *Ficus* sp. leaf litter in a neotropical stream. *J.N:Am.Benthol.Soc*, 28(2), 416-425.

Sanín, L et al., (1998). Acumulación de plomo en hueso y sus efectos en la salud. *Salud Pública de México*. 40:4

Santos-Flores, C.J., C. Betancourt-Lopez, 1997. Aquatic and waterborne hyphomycetes (Deuteromycotina) in streams of Puerto Rico (including records from other Neotropical locations). *Caribbean Journal of Science* 2: 1-116.

Schoenlein-Crusius, I.H., R.A. Piccolo, 2003. The diversity of aquatic hyphomycetes in South America. *Brazilian Journal of Microbiology* 34: 183-193.

Segarra, J. (2006). Determinación de agentes patógenos contaminantes del agua del río Tomebamba, por efecto de abonadura orgánica de pastos con gallinaza, en la zona de Cruzpamba (Cajas). (Tesis de grado no publicada). Escuela de Ingeniería Agropecuaria, Universidad del Azuay, Cuenca. Recuperado de <http://dspace.uazuay.edu.ec/bitstream/datos/444/1/05609.pdf>

Shearer, C. A. (1992). The role of woody debris. In *The Ecology of Aquatic Hyphomycetes* (ed. F. Barlocher), pp. 77-98. Springer-Verlag : Berlin & New York.

Smits, G., R. Fernandez, AND C. Cressa. 2007. Preliminary study of aquatic hyphomycetes from Venezuelan streams. *Acta Botánica Venezolana* 30:345–355.

Solé, M., I. Fetzner, R. Wennrich, K.R. Sridhar, H. Harms & G. Krauss. 2008. Aquatic hyphomycete communities as potential bioindicators for assessing antropogenic stress. *Science of the Total Enviroment* 389: 557-565.

StatSoft, 1991. *Statística v7.0.61 0* Recuperado de <http://www.statsoft.com/> Fecha de consulta: 25 de agosto de 2015

Storaci, V., Fernández Da Silva, R., Smits, G. (2013). Evaluación de la calidad del agua del río Cúpira (La Cumaca, Estado de Carabobo, Venezuela) mediante indicadores microbiológicos y parámetros físicoquímicos. *Interciencia* 38,07: 480-487

Suberkropp, K., & E. Chauvet. 1995. Regulation of leaf breakdown by fungi in streams: influences of water chemistry. *Ecology* 76:1433–1445.

Suberkropp, K., & J. M. Klug. 1976. Fungi and bacteria associated with leaves during processing in a woodland stream. *Ecology* 57:707–719.

Suberkropp, K., Godshalk, G. L. & Klug, M. J. (1976). Changes in the chemical composition of leaves during processing in a woodland stream. *Ecology* 57, 720-727.

Suberkropp, K. (2001). Fungal Growth, Production, and Sporulation during Leaf Decomposition in Two Streams. *Microbiology* 67,11:5063-5068

Valle, C. (s.a). Metabolitos secundarios de las plantas. Recuperado el 6 de mayo de 2015, de http://www.psicostasia.com/nueva/psicostasia/?page_id=13

Vila, N., (1995). El análisis de escalamiento multidimensional. Recuperado de: <https://www.yyy.files.wordpress.com/2013/03/escalamiento-multidimensional.pdf>

Webster, J., & E. Descals. 1981. Morphology, distribution and ecology of conidial fungi in freshwater habitats. Pages 295–355 in G. T. Cloe and B. Kendrick (editors). *Biology of conidial fungi*. Volume 1. Academic Press, New York.

ANEXOS

Anexo 1. Determinaciones de N, P y fibra en Aliso y Miconia.

MÉTODO DE KJELDAHL PARA DETERMINACIÓN DE NITRÓGENO (N)

Peso Caja Alum	Caj Alum + 1g aprox. de muestra	PESO REAL (Peso total - Caj. Alum)	PROCESO DE DIGESTIÓN DE LA MUESTRA ÁCIDO BÓRICO	TITULACION:		
				HCL + H2O a 0.1N	g N/ 100 g muestra = $\frac{14 \cdot V \cdot N \cdot 100}{m \cdot 1000}$	g proteínas = $\frac{14 \cdot V \cdot N \cdot 100}{m \cdot 1000} \times 6.25$
Miconia1	0,4369	1,4418	1,0049	4,4 ml	0,613 gN/100g muestra	3,831 g Protein/100g muestr
Miconia2	0,4681	1,4810	1,0129	4,4 ml	0,608 gN /100 g muestra	3,800 g Prot/100g muestra
Miconia3	0,4832	1,4979	1,0147	3,5ml	0,483 gn/100gmuestra	3,019 g Prot/100 g muestra
Miconia4	0,4445	1,4596	1,0151	3,5ml	0,4827 gn/100gmuestra	3,017 g Prot/100 g muestra
Miconia5	0,456	1,4562	1,0002	4,8ml	0,672 gN/100gmuestra	4,200 g Prot/100 g muestra
Aliso1	0,4641	1,4719	1,0078	10,5ml	1,459 gN/100 gmuestra	9,119 g Prot / 100 g muestra
Aliso2	0,4203	1,4230	1,0027	10,65ml	1,486 gN/100 g muestra	9,288 g Prot/100 g muestra
Aliso3	0,4584	1,4660	1,0076	11,3ml	1,570 gN/100 g muestra	9,813 g Prot/100 g muestra
Aliso4	0,4643	1,4758	1,0115	9,95ml	1,377 gN/100 g muestra	8,606 g Prot/100 g muestra
Aliso5	0,4604	1,4756	1,0152	10,45ml	1,441 gN /100 g muestra	9,006 g Prot /100 g muestra

MÉTODO DEL ÁCIDO ASCÓRBICO PARA DETERMINAR EL FÓSFORO (P).

Peso del crisol	Crisol +2g aproximado de muestra	Peso total - peso del crisol	Peso crisol con muestra luego de la MUFLA	Crisol luego de MUFLA - peso crisol	MUFLA de Crisol +Acido Nitrico concentrado	Peso de crisol con muestra - MUFLA	Absorbancia en el espectrofotómetro	mg P/L = $\frac{mg P \times 1000}{ml ejemplo}$
Miconia1	23,5129	25,5293	2,0164	23,7885	0,2756	23,7339	1,7954	3,518
Miconia2	24,3976	26,4112	2,0136	24,6754	0,2778	24,6216	1,7896	3,447
Miconia3	21,6813	23,6822	2,0009	21,9447	0,2634	21,8923	1,7899	3,72
Miconia4	21,8387	23,8400	2,0013	22,1004	0,2617	22,0481	1,7919	4,217
Miconia5	21,2627	23,2812	2,0185	21,5173	0,2546	21,4635	1,8177	4,052
Aliso1	23,5158	25,6151	2,0993	23,5494	0,0336	23,5489	2,0662	4,822
Aliso2	31,2578	33,3529	2,0951	31,2927	0,0349	31,2899	2,063	4,668
Aliso3	33,1702	35,9598	1,9896	33,9873	0,8171	33,9831	1,9767	4,360
Aliso4	30,2983	32,3405	2,0422	30,3154	0,0171	30,3121	2,0284	4,822
Aliso5	31,6855	33,7027	2,0172	31,7015	0,0160	31,6990	2,0037	4,265

MÉTODO DE LA FIBRA CRUDA O TOTAL

Peso Crisol Vacío	Crisol de lect + 0,5 g aproxim. de muestra	F0	PROCESAMIENTO DE LA MUESTRA EN EL EXTRACTOR DE ÁCIDOS	Peso Crisol		Peso crisol		% fibra = $\frac{F1 - F2}{F0} \times 100$	PROMEDIO%
				Despues estufa (1 día a 105°C)	F1	Después de MUFLA	F2		
Miconia 1	30,02713	30,52861	0,50148	30,07002	0,45859	29,99269	0,07733	76,03	73,9
Miconia 2	29,92021	30,42090	0,50069	29,96633	0,45457	29,88735	0,07898	75,01	
Miconia 3	29,66908	30,16432	0,49524	29,72074	0,44358	29,63919	0,08155	73,10	
Miconia 4	29,5077	30,0088	0,5011	29,5618	0,4470	29,4806	0,0812	72,99	
Miconia 5	29,2989	29,8191	0,5202	29,3579	0,4612	29,2733	0,0846	72,39	
Aliso1	29,6920	30,2048	0,5128	29,7981	0,1061	29,6666	0,0254	15,74	46,5
Aliso2	29,47846	29,98729	0,50883	29,89438	0,41592	29,45484	0,02362	77,1	
Aliso3	29,27100	29,77712	0,50612	29,54590	0,2749	29,25043	0,02565	49,25	
Aliso4	29,65585	30,15308	0,49723	29,91516	0,25931	29,62935	0,0265	46,82	
Aliso5	30,51685	31,02568	0,50883	30,75612	0,26956	30,47112	0,045738	43,99	

Anexo 2. Promedios de tasas de esporulación de Aliso y Miconia.

ESPORULACIÓN	MICROC/RÍO	Especie	JULIO-1E				AGOSTO-2E				SEPTIEMBRE-3E			
			TasEsp	Prom	DS	Se	TasEsp	Prom	DS	Se	TasEsp	Prom	DS	Se
Mazán1	ALISO	206,01				1326,73				1979,76				
Mazán2	ALISO	12,21				1945,99				531,93				
Mazán3	ALISO	83,09	139,61	107,46	48,06	1411,19	1334,35	524,44	234,54	348,53	753,06	724,11	323,83	
Mazán4	ALISO	286,27				1488,04				768,28				
Mazán5	ALISO	110,48				499,81				136,80				
Llaviuco 1	ALISO	22,08				276,91				24,78				
Llaviuco 2	ALISO	5,46				276,91				0,00				
Llaviuco 3	ALISO	59,28	70,22	77,69	34,74	183,57	212,29	60,17	26,91	0,00	175,13	272,89	122,04	
Llaviuco 4	ALISO	61,96				150,86				214,92				
Llaviuco 5	ALISO	202,30				173,18				635,94				
Mataderos 1	ALISO	532,63				1057,79				72,57				
Mataderos 2	ALISO	695,55				515,90				607,43				
Mataderos 3	ALISO	10,55	325,23	306,58	137,11	22,70	455,45	390,96	174,84	279,84	359,90	223,23	99,83	
Mataderos 4	ALISO	17,37				465,31				564,56				
Mataderos 5	ALISO	370,02				215,55				275,10				
Total			535,06				2002,1				1288			
Mazán1	MICONI	1,4379				24,2938				14,6889				
Mazán2	MICONI	65,399				113,445				31,4604				
Mazán3	MICONI	48,771	30,37	28,48	12,74	105,249	62,83	47,15	21,09	32,5222	23,44	12,91	5,77	
Mazán4	MICONI	34,579				63,5361				33,5571				
Mazán5	MICONI	1,6765				7,62612				4,98423				
Llaviuco 1	MICONI	1,235				52,3714				127,868				
Llaviuco 2	MICONI	5,3156				261,347				0				
Llaviuco 3	MICONI	2,1793	45,25	68,52	30,64	141,274	116,85	88,19	39,44	0	159,14	176,66	79,01	
Llaviuco 4	MICONI	57,162				67,5986				411,747				
Llaviuco 5	MICONI	160,36				61,6428				256,086				
Mataderos 1	MICONI	99,951				79,8185				173,279				
Mataderos 2	MICONI	7,0793				48,1654				231,987				
Mataderos 3	MICONI	0,8232	39,60	50,10	22,40	74,9804	70,89	28,28	12,65	2,2479	109,79	92,09	41,18	
Mataderos 4	MICONI	1,6352				40,1087				83,7196				
Mataderos 5	MICONI	88,532				111,375				57,712				
Total			115,23				250,57				292,37			

1E: PRIMERA ESPORULACIÓN A LOS 14 DÍAS, 2E: SEGUNDA ESPORULACIÓN A LOS 28 DÍAS, 3E: TERCERA ESPORULACIÓN A LOS 63 DÍAS

MAZÁN. TASAS DE ESPORULACIÓN POR REPETICIÓN DE MUESTREO.

		1E-JULIO						2E-AGOSTO						3E-SEPTIEMBRE					
CÓDIGO		N	G/DISCOS	MG/DISCOS	T.E	PRO	DS	N	G/DISCOS	MG/DISCOS	T.E	PRO	DS	N	G/DISCOS	MG/DISCOS	T.E	PRO	DS
ALISO	MAZP1A1	133	0,00192	1,92	34,6			9252	0,003	3	1542,0			2640	0,00147	1,47	898,0		
	MAZP1A2	1736	0,00153	1,53	567,3	206,0	313,0	9360	0,00218	2,18	2146,8	1326,7	946,24	2684	0,00038	0,38	3531,6	1979,8	1378,3
	MAZP1A3	110	0,00342	3,42	16,1			2372	0,00407	4,07	291,4			2476	0,00082	0,82	1509,8		
	MAZP2A1	60	0,00255	2,55	11,8			8116	0,00146	1,46	2779,5			2008	0,00095	0,95	1056,8		
	MAZP2A2	23	0,00271	2,71	4,2	12,2	8,2	5524	0,0017	1,7	1624,7	1946,0	728,09	2938	0,00564	5,64	260,5	531,9	454,7
	MAZP2A3	139	0,00337	3,37	20,6			4072	0,00142	1,42	1433,8			2640	0,00474	4,74	278,5		
	MAZP3A1	1856	0,00496	4,96	187,1			1515	0,001	1	757,5			2499	0,0022	2,2	568,0		
	MAZP3A2	19	0,00212	2,12	4,5	83,1	93,9	1592	0,00034	0,34	2341,2	1411,2	827,20	1616	0,0019	1,9	425,3	348,5	266,2
	MAZP3A3	525	0,00455	4,55	57,7			3904	0,00172	1,72	1134,9			199	0,0019	1,9	52,4		
	MAZP4A1	383	0,00093	0,93	205,9			2224	0,00079	0,79	1407,6			1938	0,00139	1,39	697,1		
	MAZP4A2	555	0,00062	0,62	447,6	286,3	139,7	2044	0,00078	0,78	1310,3	1488,0	228,87	2032	0,00119	1,19	853,8	768,3	79,3
	MAZP4A3	464	0,00113	1,13	205,3			2340	0,00067	0,67	1746,3			2684	0,00178	1,78	753,9		
	MAZP5A1	270	0,00047	0,47	287,2			2020	0,00208	2,08	485,6			2528	0,00308	3,08	410,4		
	MAZP5A2	81	0,00097	0,97	41,8	110,5	154,3	2412	0,0026	2,6	463,8	499,8	44,81	0	0	0	0	136,8	236,9
	MAZP5A3	6	0,00122	1,22	2,5			1980	0,0018	1,8	550,0			0	0	0	0		
MICONIA	MAZP1M1	0	0,00829	8,29	0,0			43	0,00755	7,55	2,8			499	0,01042	10,42	23,9		
	MAZP1M2	32	0,00807	8,07	2,0	1,4	1,3	389	0,00336	3,36	57,9	24,3	29,5	59	0,00196	1,96	15,1	14,7	9,4
	MAZP1M3	29	0,00622	6,22	2,3			43	0,00177	1,77	12,1			64	0,00631	6,31	5,1		
	MAZP2M1	2521	0,01194	11,94	105,6			560	0,00545	5,45	51,4			55	0,00452	4,52	6,1		
	MAZP2M2	20	0,00925	9,25	1,1	65,4	56,3	614	0,0014	1,4	219,3	113,4	92,1	191	0,00298	2,98	32,0	31,5	25,1
	MAZP2M3	1576	0,0088	8,8	89,5			595	0,00427	4,27	69,7			198	0,00176	1,76	56,3		
	MAZP3M1	2072	0,00756	7,56	137,0			1484	0,00389	3,89	190,7			341	0,004	4	42,6		
	MAZP3M2	13	0,00384	3,84	1,7	48,8	76,5	621	0,00417	4,17	74,5	105,2	75,0	271	0,00368	3,68	36,8	32,5	12,8
	MAZP3M3	32	0,00211	2,11	7,6			840	0,00831	8,31	50,5			270	0,00745	7,45	18,1		
	MAZP4M1	79	0,00299	2,99	13,2			2120	0,00657	6,57	161,3			470	0,00276	2,76	85,1		
	MAZP4M2	47	0,00487	4,87	4,8	34,6	44,5	306	0,00599	5,99	25,5	63,5	85,4	30	0,00515	5,15	2,9	33,6	44,9
	MAZP4M3	833	0,00486	4,86	85,7			43	0,00577	5,77	3,7			111	0,0044	4,4	12,6		
	MAZP5M1	10	0,00156	1,56	3,2			18	0,00823	8,23	1,1			106	0,00641	6,41	8,3		
	MAZP5M2	6	0,00733	7,33	0,4	1,7	1,4	25	0,01182	11,82	1,1	7,6	11,3	81	0,01183	11,83	3,4	5,0	2,8
	MAZP5M3	6	0,00212	2,12	1,4			342	0,00825	8,25	20,7			51	0,00782	7,82	3,3		

N=número de esporas, TE= tasa de esporulación, PRO=promedio, DS=desvío estándar.

1E= primera esporulación, 2E= segunda esporulación, 3E= tercera esporulación.

LLAVIUCO. TASA DE ESPORULACIÓN POR REPETICIÓN DE MUESTREO.

	1E-JULIO							2E-AGOSTO						3E-SEPTIEMBRE					
	CÓDIGO	N	G/DISCOS	MG/DISCOS	T.E	PRO	DS	N	G/DISCOS	MG/DISCOS	T.E	PRO	DS	N	G/DISCOS	MG/DISCOS	T.E	PRO	DS
ALISO	LLAP1A1	84	0,0028	2,8	15,0			943	0,00343	3,43	137,5			97	0,00128	1,28	37,89		
	LLAP1A2	27	0,0018	1,8	7,5	22,1	19,1	542	0,00051	0,51	531,4	276,9	220,71	141	0,00198	1,98	35,61	24,78	20,8
	LLAP1A3	140	0,0016	1,6	43,8			667	0,00206	2,06	161,9			12	0,00708	7,08	0,85		
	LLAP2A1	11	0,00147	1,47	3,7			282	0,00074	0,74	190,5			0	0	0	0		
	LLAP2A2	17	0,01473	14,73	0,6	5,5	5,9	793	0,00101	1,01	392,6	276,9	104,15	0	0	0	0	0	0
	LLAP2A3	35	0,00145	1,45	12,1			832	0,00168	1,68	247,6			0	0	0	0		
	LLAP3A1	12	0,00153	1,53	3,9			812	0,00284	2,84	143,0			0	0	0	0		
	LLAP3A2	275	0,00083	0,83	165,7	59,3	92,2	1405	0,00254	2,54	276,6	183,6	80,76	0	0	0	0	0	0
	LLAP3A3	33	0,002	2	8,2			1212	0,00462	4,62	131,2			0	0	0	0		
	LLAP4A1	51	0,00159	1,59	16,0			690	0,00241	2,41	143,2			191	0,00042	0,42	227,4		
	LLAP4A2	44	0,00165	1,65	13,3	62,0	81,9	601	0,00159	1,59	189,0	150,9	34,93	2038	0,00274	2,74	371,9	214,9	163,6
	LLAP4A3	576	0,00184	1,84	156,5			790	0,00328	3,28	120,4			281	0,00309	3,09	45,5		
LLAP5A1	124	0,00146	1,46	42,5			821	0,0028	2,8	146,6			1498	0,00053	0,53	1413,2			
LLAP5A2	422	0,00166	1,66	127,1	202,3	207,9	1095	0,0024	2,4	228,1	173,2	47,59	771	0,00207	2,07	186,2	635,9	675,9	
LLAP5A3	586	0,00067	0,67	437,3			753	0,0026	2,6	144,8			1400	0,00227	2,27	308,4			
MICONIA	LLAP1M1	10	0,00452	4,52	1,1			560	0,00694	6,94	40,3			1823	0,00323	3,23	282,2		
	LLAP1M2	22	0,00608	6,08	1,8	1,2	0,5	612	0,0081	8,1	37,8	52,4	23,1	925	0,00528	5,28	87,6	127,9	138,7
	LLAP1M3	6	0,0038	3,8	0,8			1346	0,00852	8,52	79,0			179	0,00648	6,48	13,8		
	LLAP2M1	15	0,00251	2,51	3,0			605	0,00204	2,04	148,3			0	0	0	0,0		
	LLAP2M2	5	0,00688	6,88	0,4	5,3	6,4	793	0,00069	0,69	574,6	261,3	274,8	0	0	0	0,0	0	0,0
	LLAP2M3	33	0,00131	1,31	12,6			786	0,00643	6,43	61,1			0	0	0	0,0		
	LLAP3M1	42	0,00497	4,97	4,2			678	0,00298	2,98	113,8			0	0	0	0,0		
	LLAP3M2	16	0,0057	5,7	1,4	2,2	1,8	603	0,0012	1,2	251,2	141,3	99,1	0	0	0	0,0	0	0,0
	LLAP3M3	11	0,00605	6,05	0,9			694	0,0059	5,9	58,8			0	0	0	0,0		
	LLAP4M1	469	0,00247	2,47	94,9			187	0,00651	6,51	14,4			2683	0,00118	1,18	1136,9		
	LLAP4M2	591	0,00399	3,99	74,1	57,2	48,5	922	0,0085	8,5	54,2	67,6	61,0	1345	0,01043	10,43	64,5	411,7	628,2
	LLAP4M3	35	0,00704	7,04	2,5			1138	0,00424	4,24	134,2			579	0,00854	8,54	33,9		
	LLAP5M1	659	0,00146	1,46	225,7			51	0,00018	0,18	141,7			1931	0,00308	3,08	313,5		
	LLAP5M2	1106	0,00517	5,17	107,0	160,4	60,3	356	0,0081	8,1	22,0	61,6	69,3	2090	0,00752	7,52	139,0	256,1	101,4
	LLAP5M3	1039	0,0035	3,5	148,4			364	0,00855	8,55	21,3			2116	0,00335	3,35	315,8		

N=número de esporas, TE= tasa de esporulación, PRO=promedio, DS= desvío estándar.

1E= primera esporulación, 2E= segunda esporulación, 3E= tercera esporulación.

MATADEROS. TASAS DE ESPORULACIÓN POR CADA PUNTO Y REPETICIÓN DE MUESTREO.

		1E-JULIO						2E-AGOSTO						3E-SEPTIEMBRE					
CÓDIGO	N	G/DISCOS	MG/DISCOS	T.E	PRO	DS	N	G/DISCOS	MG/DISCOS	T.E	PRO	DS	N	G/DISCOS	MG/DISCOS	T.E	PRO	DS	
ALISO	MATP1A1	2380	0,00159	1,59	748,4		1295	0,00027	0,27	2398,1			484	0,00141	1,41	171,6			
	MATP1A2	1812	0,00189	1,89	479,4	532,6	194,7	704	0,00117	1,17	300,9	1057,8	1164,0	129	0,0014	1,4	46,1	72,6	88,8
	MATP1A3	1436	0,00194	1,94	370,1			740	0,00078	0,78	474,4			0	0	0	0,0		
	MATP2A1	2636	0,00209	2,09	630,6			1766	0,00095	0,95	929,5			1776	0,00119	1,19	746,2		
	MATP2A2	2132	0,00244	2,44	436,9	695,6	296,5	1089	0,00168	1,68	324,1	515,9	358,5	1932	0,00147	1,47	657,1	607,4	169,2
	MATP2A3	1916	0,00094	0,94	1019,1			100	0,00017	0,17	294,1			1860	0,00222	2,22	418,9		
	MATP3A1	30	0,00309	3,09	4,9			62	0,00363	3,63	8,5			1360	0,00081	0,81	839,5		
	MATP3A2	73	0,00199	1,99	18,3	10,6	7,0	251	0,00272	2,72	46,1	22,7	20,4	0	0	0	0,0	279,8	484,7
	MATP3A3	45	0,00266	2,66	8,5			123	0,00458	4,58	13,4			0	0	0	0,0		
	MATP4A1	47	0,00239	2,39	9,8			910	0,00231	2,31	197,0			490	0,00108	1,08	226,9		
	MATP4A2	138	0,00196	1,96	35,2	17,4	15,5	1559	0,00079	0,79	986,7	465,3	451,6	708	0,00032	0,32	1106,2	564,6	473,9
	MATP4A3	30	0,00212	2,12	7,1			1125	0,00265	2,65	212,3			1226	0,0017	1,7	360,6		
	MATP5A1	1854	0,00298	2,98	311,1			1392	0,00259	2,59	268,7			1380	0,00261	2,61	264,4		
	MATP5A2	142	0,00218	2,18	32,6	370,0	370,5	1061	0,0028	2,8	189,5	215,5	46,1	1331	0,01313	13,13	50,7	275,1	230,0
	MATP5A3	2100	0,00137	1,37	766,4			1093	0,0029	2,9	188,4			847	0,00083	0,83	510,2		
MICONIA	MATP1M1	1936	0,00826	8,26	117,2			1687	0,00642	6,42	131,4			312	0,00471	4,71	33,1		
	MATP1M2	203	0,0116	11,6	8,7	100,0	83,92	842	0,00867	8,67	48,6	79,8	45,0	1680	0,00326	3,26	257,7	173,3	122,2
	MATP1M3	2800	0,00805	8,05	173,9			657	0,00552	5,52	59,5			1924	0,0042	4,2	229,0		
	MATP2M1	144	0,00613	6,13	11,7			678	0,00535	5,35	63,4			1312	0,00247	2,47	265,6		
	MATP2M2	70	0,00905	9,05	3,9	7,1	4,14	550	0,0064	6,4	43,0	48,2	13,4	1752	0,00211	2,11	415,2	232,0	202,1
	MATP2M3	81	0,0072	7,2	5,6			806	0,01056	10,56	38,2			132	0,00434	4,34	15,2		
	MATP3M1	9	0,01537	15,37	0,3			1447	0,00858	8,58	84,3			19	0,00393	3,93	2,4		
	MATP3M2	39	0,00951	9,51	2,1	0,8	1,07	919	0,0069	6,9	66,6	75,0	8,9	37	0,00744	7,44	2,5	2,2	0,4
	MATP3M3	2	0,00792	7,92	0,1			1553	0,01049	10,49	74,0			17	0,00462	4,62	1,8		
	MATP4M1	26	0,00346	3,46	3,8			320	0,00658	6,58	24,3			1088	0,00753	7,53	72,2		
	MATP4M2	5	0,00678	6,78	0,4	1,6	1,85	605	0,00834	8,34	36,3	40,1	18,0	977	0,00904	9,04	54,0	83,7	36,8
	MATP4M3	16	0,01026	10,26	0,8			687	0,00575	5,75	59,7			507	0,00203	2,03	124,9		
	MATP5M1	112	0,00827	8,27	6,8			1475	0,00655	6,55	112,6			580	0,01029	10,29	28,2		
	MATP5M2	1704	0,00632	6,32	134,8	88,5	71,01	1125	0,00732	7,32	76,8	111,4	33,9	1047	0,01091	10,91	48,0	57,7	35,4
	MATP5M3	2200	0,00887	8,87	124,0			1878	0,00649	6,49	144,7			1216	0,00627	6,27	97,0		

N=número de esporas, TE= tasa de esporulación, PRO=promedio, DS= desvío estándar.

1E= primera esporulación, 2E= segunda esporulación, 3E= tercera esporulación.

Anexo 3. Número de la especie en los gráficos de rango-abundancia en muestras de espuma, esporulación y agua; en las microcuencas Mazán, Llaviuco y Matadero.

MAZÁN

Espuma:

1 Alatospora acuminata 2 Triscelophorus acuminatus 3 Articulospora tetracladia 4 Flagellospora cúrvula 5 Anguillospora crassa 6 Flabellospora crassa 7 Triscelophorus monosporus 8 Lemoniera acuática 9 Articulospora moniliforme 10 Tetracladium setigerum 11 Helicomyces torquatus 12 Anguillospora pseudolongissima 13 Tumularia tuberculata 14 Scorpisporium angulatum 15 Tetracladium marchalianum 16 Pseudoanguillospora stricta 17 Anguillospora longísima 18 Helicomyces roseus 19 Tricladium biappendiculatum 20 Tricladium angulatum 21 Campylospora filicladia 22 Mycocentrospora acerina 23 Gyoerffyyella speciosa 24 Helicoma sp. 25 Clavariopsis aquatica 26 Mycocentrospora clavata 27 Tetracladium furcatum 28 Anguillospora gigantea 29 Beltrania rhombica 30 Gyoerffyyella rotula 31 Anguillospora rosea 32 Helicomyces colligatus 33 Articulospora atra 34 Camposporium pellucidum 35 Clavatospora longibrachiata 36 Colispora elongata 37 Dactyella submersa 38 Heliscus lugdunensis 39 Lemoniera terrestres 40 Camposporium hyalinum 41 Enantioptera tetra-alata 42 Flagellospora fusarioides 43 Gyoerffyyella entomobryoides 44 Isthmolongispora sp. 45 Campylospora párvula 46 Gyoerffyyella gemillipara 47 Isthmotricladia gombakiensis 48 Lateriramulosa uniinflata 49 Lemoniera pseudoflóscula 50 Piramidospora sp. 51 Scorpisporium minutum 52 Sigmoidea aurantiaca 53 Camposporium marylandicum 54 Clavariopsis azlanii 55 Condylospora spumígena 56 Diplocladiella sp. 57 Flabellospora verticillata 58 Isthmotricladia laensis 59 Lunulospora cúrvula 60 Pleuropodium tricladioides 61 Scorpisporium patulum 62 Subuluspora procurvata 63 Tetrachaetum elegans 64 Trinacrium sp. 65 Tripospermum camelopardus

Esporulación

1 Lunulospora cúrvula 2 Tetrachaetum elegans 3 Alatospora acuminata 4 Lemoniera pseudoflóscula 5 Lemoniera aquatica 6 Articulospora tetracladia 7 Tetracladium marchalianum 8 Clavatospora longibrachiata 9 Clavariopsis aquatica 10 Flagellospora cúrvula 11 Tripospermum myrti 12 Triscelophorus acuminatus 13 Tripospermum prolongatum 14 Tripospermum camelopardus 15 Tricladium angulatum 16 Lemoniera terrestres 17 Tetracladium maxiliforme 18 Tetracladium setigerum 19 Heliscus lugdunensis 20 Camposporium marylandicum 21 Gyoerffyyella speciosa 22 Mycocentrospora acerina 23 Tumularia tuberculata 24 Beltrania rhombica 25 Dwayaangam cornuta 26 Tetracladium furcatum

Agua

1 Lunulospora cúrvula 2 Alatospora acuminata 3 Clavariopsis acuática 4 Lemoniera aquatica 5 Tetrachaetum elegans 6 Articulospora tetracladia 7 Anguillospora crassa 8 Lemoniera pseudoflóscula 9 Clavatospora longibrachiata 10 Tripospermum camelopardus 11 Beltrania rhombica 12 Tripospermum myrti 13 Dwayaangam cornuta 14 Flagellospora cúrvula 15 Helicomyces roseus 16 Lemoniera terrestris 17 Tricladium angulatum 18 Triscelophorus acuminatus 19 Triscelophorus monosporus

LLAVIUCO

Espuma

1 Alatospora acuminata 2 Anguillospora crassa 3 Triscelophorus acuminatus 4 Articulospora tetracladia 5 Tetracladium marchalianum 6 Tetracladium setigerum 7 Campylospora filicladia 8 Helicomyces torquatus 9 Helicomyces roseus 10 Beltrania rhombica 11 Anguillospora rosea 12 Flabellospora fusarioides 13 Pseudoanguillospora stricta 14 Tetrachaetum elegans 15 Camposporium marylandicum 16 Tetracladium furcatum 17 Crucispora ponapensis 18 Gyoerffyyella rotula 19 Flabellospora verticillata 20 Isthmotricladia gombakiensis 21 Flagellospora curvula 22 Camposporium pellucidum 23 Lemoniera aquatica 24 Tripospermum prolongatum 25 Flabellospora penicillioides 26 Triscelophorus ponapensis 27 Heliscina campanulata 28 Tetracladium maxiliforme 29 Dwayaangam cornuta 30 Diplocladiella scalaroides 31 Flabellospora acuminata 32 Lunulospora curvula 33 Campylospora párvula 34 Scorpisporium patulum 35 Brachiosphera tropicalis 36 Helicoma sp. 37 Scorpisporium gracile 38 Tripospermum camelopardus 39 Tripospermum myrti 40 Anguillospora gigantea 41 Anguillospora longísima 42 Mycocentrospora acerina 43 Tripospermum porosporiferum 44 Anguillospora fustiformes 45 Lemoniera terrestris 46 Trinacrium sp. 47 Tricladium attenuatum 48 Variocladium rargiferinum 49 Clavariopsis aquatica 50 Dwayaangam sp cf dichotoma 51 Flabellospora multiradiata 52 Isthmotricladia laensis 53 Jaculispora submersa 54 Triscelophorus monosporus.

Esporulación

1 Lunulospora curvula 2 Alatospora acuminata 3 Tetracodium marchalianum 4 Anguillospora furtiva 5 Lemoniera aquatica 6 Camposporium marylandicum 7 Camposporium pellucidum 8 Beltrania rhombica 9 Anguillospora fustiformes 10 Triscelophorus acuminatus 11 Anguillospora crassa 12 Articulospora tetracladia 13 Anguillospora longissima 14 Tripospermum porosporiferum 15 Clavariopsis aquatica 16 Tetrachaetum elegans 17 Flabellospora penicillioides 18 Anguillospora rosea 19 Tetracodium setigerum 20 Helicomycetes roseus 21 Dwayaangam cornuta 22 Diplocladiella scalaroides 23 Variocladium rargiferinum 24 Anguillospora gigantea 25 Isthmotricladia laensis 26 Tricladium terrestris 27 Crucispora ponapensis 28 Brachiosphera tropicalis 29 Pseudoanguillospora stricta 30 Alatospora constricta 31 Flagellospora curvula 32 Triscelophorus acuminatus 33 Heliscina campanulata 34 Polycladium equiseti.

Agua

1 Lunulospora curvula 2 Pseudoanguillospora stricta 3 Alatospora acuminata 4 Flabellospora penicillioides 5 Lemoniera aquatica 6 Tetracodium marchalianum 7 Anguillospora crassa 8 Mycocentrospora acerina 9 Anguillospora fustiformes 10 Clavatospora longibrachiata 11 Beltrania rhombica 12 Heliscina campanulata 13 Tetracodium setigerum 14 Crucispora ponapensis 15 Helicomycetes roseus 16 Anguillospora rosea 17 Lemoniera pseudofloscula 18 Triscelophorus acuminatus 19 Dwayaangam cornuta.

MATADERO

Espuma

1 Alatospora acuminata 2 Triscelophorus acuminatus 3 Anguillospora crassa 4 Tetracodium marchalianum 5 Tetracodium setigerum 6 Tumularia tuberculata 7 Tetrachaetum elegans 8 Articulospora tetracladia 9 Heliscina campanulata 10 Flagellospora curvula 11 Lemoniera pseudofloscula 12 Beltrania rhombica 13 Campylospora filicladia 14 Crucispora ponapensis 15 Anguillospora fustiformes 16 Dwayaangam cornuta 17 Helicomycetes roseus 18 Tetracodium furcatum 19 Isthmotricladia gombakiensis 20 Pseudoanguillospora stricta 21 Gyoerffylla speciosa 22 Helicomycetes torquatus 23 Diplocladiella scalaroides 24 Camposporium pellucidum 25 Anguillospora pseudolongissima 26 Anguillospora rosea 27 Tripospermum camelopardus 28 Isthmotricladia laensis 29 Mycocentrospora acerina 30 Clavariopsis aquatica 31 Lemoniera aquatica 32 Tetracodium maxilliforme 33 Tricladium angulatum 34 Anguillospora longissima 35 Lemoniera terrestris 36 Triscelophorus monosporus 37 Tripospermum myrti 38 Helicoma sp. 39 Gyoerffylla rotula 40 Heliscus lugdunensis 41 Nodulospora inconstans 42 Articulospora atra 43 Lunulospora curvula 44 Trinacrium sp. 45 Flabellospora verticillata 46 Isthmotricladia britanica 47 Lateriramulosa uniiinflata 48 Articulospora moniliforme 49 Clavatospora longibrachiata 50 Colispora elongata 51 Flabellospora multiradiata 52 Ypsilina graminea 53 Flabellospora acuminata 54 Camposporium marylandicum 55 Campylospora parvula 56 Culicidospora grávida 57 Flagellospora penicillioides 58 Helicomycetes colligatus 59 Tripospermum porosporiferum 60 Brachiosphera tropicalis 61 Flabellospora penicillioides 62 Gyoerffylla gemillipara 63 Scorpiosporium angulatum 64 Scorpiosporium patulum 65 Tricladium biappendiculatum 66 Variocladium rargiferinum.

Esporulación

1 Tetrachaetum elegans 2 Lunulospora curvula 3 Alatospora acuminata 4 Lemoniera aquatica 5 Tetracodium marchalianum 6 Tetracodium setigerum 7 Lemoniera pseudofloscula 8 Articulospora tetracladia 9 Clavatospora longibrachiata 10 Clavariopsis aquatica 11 Heliscus lugdunensis 12 Triscelophorus acuminatus 13 Tricladium angulatum 14 Campylospora filicladia 15 Subulispora procurvata 16 Tripospermum myrti 17 Brachiosphera tropicalis 18 Flabellospora penicillioides 19 Anguillospora crassa.

Agua

1 Lunulospora curvula 2 Lemoniera aquatica 3 Dwayaangam cornuta 4 Clavatospora longibrachiata 5 Pseudoanguillospora stricta 6 Anguillospora crassa 7 Lemoniera pseudofloscula 8 Flabellospora penicillioides 9 Heliscina campanulata 10 Tetrachaetum elegans 11 Alatospora acuminata 12 Helicomycetes roseus 13 Clavariopsis aquatica 14 Tetracodium marchalianum 15 Triscelophorus acuminatus 16 Anguillospora rosea 17 Articulospora moniliforme 18 Heliscus submersus 19 Tripospermum camelopardus.




















Anexo 4. Variación de las comunidades de hifomicetos en muestras de espuma.

	R1	PROM	DS	ES	R2	PROM	DS	ES	R3	PROM	DS	ES	R4	PROM	DS	ES
LLAP1M1	83				202				49				60			
LLAP1M2	25	116,3	111,8	64,5	232	200,7	32,0	18,5	0	16,3	28,3	16,3	26	29,0	29,6	17,1
LLAP1M3	241				168				0				1			
LLAP2M1	151				140				36							
LLAP2M2	115	110,3	43,2	24,9	182	176,0	33,4	19,3	40	25,3	22,0	12,7	0	0,0	0,0	0,0
LLAP2M3	65				206				0				0			
LLAP3M1	163				266				144				246			
LLAP3M2	136	132,3	32,7	18,9	59	108,7	139,3	80,4	140	152,7	18,6	10,7	0	119,3	123,2	71,1
LLAP3M3	98				1				174				112			
LLAP4M1	243				640				182				0			
LLAP4M2	79	120,7	107,7	62,2	355	429,0	185,4	107,1	6	80,3	91,1	52,6	0	0,0	0,0	0,0
LLAP4M3	40				292				53				0			
LLAP5M1	169				259				81				124			
LLAP5M2	73	137,0	55,4	32,0	223	239,7	18,1	10,5	7	124,3	144,0	83,1	82	105,0	21,3	12,3
LLAP5M3	169				237				285				109			
MATP1M1	172				71				493				103			
MATP1M2	148	148,3	23,5	13,6	30	113,7	111,3	64,3	448	331,3	242,1	139,8	42	55,7	42,2	24,4
MATP1M3	125				240				53				22			
MATP2M1	90				114				833				56			
MATP2M2	239	172,7	75,8	43,8	50	102,0	47,2	27,2	1	278,0	480,6	277,5	184	117,0	64,2	37,1
MATP2M3	189				142				0				111			
MATP3M1	62				54				59				10			
MATP3M2	139	71,7	63,1	36,4	147	100,7	46,5	26,8	55	66,0	15,7	9,1	8	6,0	5,3	3,1
MATP3M3	14				101				84				0			
MATP4M1	358				68				238				24			
MATP4M2	282	317,0	38,4	22,1	83	86,3	20,2	11,7	1271	1040,3	715,5	413,1	0	9,0	13,1	7,5
MATP4M3	311				108				1612				3			
MATP5M1	154				191				48				1093			
MATP5M2	506	290,0	189,1	109,2	335	266,3	72,2	41,7	0	18,3	25,9	15,0	15	410,3	593,7	342,8
MATP5M3	210				273				7				123			
MAZP1M1	97				82				101				19			
MAZP1M2	148	135,0	33,5	19,3	164	95,0	63,5	36,7	24	90,3	61,7	35,6	79	39,0	34,6	20,0
MAZP1M3	160				39				146				19			
MAZP2M1	75				12				189				27			
MAZP2M2	25	40,7	29,8	17,2	17	14,3	2,5	1,5	9	75,0	99,1	57,2	87	43,7	37,9	21,9
MAZP2M3	22				14				27				17			
MAZP3M1	56				69				115				14			
MAZP3M2	60	60,3	4,5	2,6	82	60,3	27,1	15,6	47	130,3	92,0	53,1	21	28,0	18,5	10,7
MAZP3M3	65				30				229				49			
MAZP5M1	51				18				104				72			
MAZP5M2	47	41,7	12,9	7,4	20	19,3	1,2	0,7	101	86,0	28,6	16,5	87	58,3	37,4	21,6
MAZP5M3	27				20				53				16			

PROM=promedio DS=desvío estándar, ES= error estándar

R1=10 julio, R2=23 julio, R3=8 agosto y R4= 10 septiembre

Anexo 4.1 Variación de comunidades de hifomicetos por tipo de hoja (Aliso y Miconia).

Especies	ALISO	MICONIA	
 <i>Alatospora acuminata</i>	24105	7810	Especies con mayor variación de conidios en hojas de Aliso
<i>Alatospora constricta</i>	14	4	
 <i>Anguillospora crassa</i>	34	132	Especies con mayor variación de conidios en hojas de Miconia
 <i>Anguillospora furtiva</i>	481	28	
<i>Anguillospora fustiformes</i>	83	166	Especies con presencia exclusiva en hojas de Aliso.
 <i>Anguillospora gigantea</i>	31	5	
<i>Anguillospora longissima</i>	53	72	Especies con presencia exclusiva en hojas de Miconia.
<i>Anguillospora rosea</i>	21	44	
 <i>Articulospora tetracladia</i>	1186	452	
<i>Beltrania rhombica</i>	124	128	
<i>Brachiosphaera tropicalis</i>	13	11	
<i>Camposporium marylandicum</i>	148	147	
 <i>Camposporium pellucidum</i>	80	182	
 <i>Campylospora filicladia</i>		4	
 <i>Clavariopsis aquatica</i>	346	65	
 <i>Clavatospora longibrachiata</i>	815	256	
<i>Crucispora ponapensis</i>	13	9	
 <i>Diplocladiella scalaroides</i>	2	35	
<i>Dwayaangam cornuta</i>	22	24	
<i>Flabellospora penicillioides</i>	43	38	
<i>Flagellospora curvula</i>	45	25	
 <i>Gyoerffyyella speciosa</i>		2	
<i>Helicomycetes roseus</i>	27	24	
<i>Heliscina campanulata</i>	5	10	
 <i>Heliscus lugdunensis</i>	28		
<i>Isthmotricladia laensis</i>	17	12	
 <i>Lemoniera aquatica</i>	1649	2427	
<i>Lemoniera pseudofloscula</i>	548	1852	
<i>Lemoniera terrestris</i>	8	7	
 <i>Lunulospora curvula</i>	83355	46599	
<i>Mycocentrospora acerina</i>	1	1	
<i>Polycladium equiseti</i>	1	4	
<i>Pseudoanguillospora stricta</i>	12	9	
<i>Subulispora procurvata</i>	3	1	
 <i>Tetrachaetum elegans</i>	43049	20548	
 <i>Tetracladium furcatum</i>		1	
<i>Tetracladium marchalianum</i>	1451	1520	
 <i>Tetracladium maxiliforme</i>	9		
 <i>Tetracladium setigerum</i>	507	945	
<i>Tricladium angulatum</i>	20	5	
<i>Tricladium terrestris</i>	19	10	
<i>Tripospermum camelopardus</i>	14	6	
<i>Tripospermum myrti</i>	29	6	
<i>Tripospermum porosporiferum</i>	58	65	
<i>Tripospermum prolongatum</i>	14	9	
<i>Triscelophorus acuminatus</i>	121	122	
 <i>Tumularia tuberculata</i>	2		
<i>Variocladium rargiferinum</i>	13	24	

Anexo 5. porcentajes remanentes de descomposición de Aliso y Miconia.

% REMANENTES DE BOLSAS DE DESCOMPOSICIÓN/ ALISO Y MICONIA/ A LAS 2,4 Y 8 SEMANAS

ALISO																
TIEMPO	MZ1	MZ2	MZ3	MZ4	MZ5	LV1	LV2	LV3	LV4	LV5	MT1	MT2	MT3	MT4	MT5	
0 SEMANAS	0	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	
A LAS 2 SEMANAS	15	73,1	76,4	67,3	73	67,4	75,2	72,3	64,3	59,1	71,1	61,9	62,6	55,1	68,4	65,5
	15	68,6	64,9	54,4	81,3	75,2	70,8	67,6	64,6	62,1	71,3	68,4	72,3	50,1	67,4	77,2
A LAS 4 SEMANAS	15	62,5	72,5	82,8	62,6	61,7	75,3	75,9	69,6	61,3	65,5	81,4	69,6	61	73	70,4
	28	60,5	64,8	59	63,2	68,5	71,3	69,8	71,1	76,6	61,3	58,9	63,5		72,8	58,5
A LAS 8 SEMANAS	28	55,8	57,3	65,5	68,3	61	68,8	64	74,7	61,6	74,1	58,4	69,7		71	68,4
	28	73,7	55,4	54,6	51,6		71	63,6		62,6	64,1	41,7	49,6		72,3	63,1
A LAS 8 SEMANAS	63	63,3	38	43,9	61,6		68,2			59	68,9	70,9			49	50,6
	63	51,2	48,5	59,9	52,4		56			60	70,9				53,8	57,5
	63	65,9	44,9	65,4	61,2		57,2			64,2	59					0

MICONIA																
TIEMPO	MZ1	MZ2	MZ3	MZ4	MZ5	LV1	LV2	LV3	LV4	LV5	MT1	MT2	MT3	MT4	MT5	
A LAS 0 SEMANAS	0	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	
A LAS 2 SEMANAS	15	70,9	64,1	72,6	75,7	67,3	66,2	70,6	83,5	64,7	72,3	57,8	69,6	59,4	78,6	65,4
	15	71	68,2	59,4	69,4	68,4	68	67,8	70,3	69,9	77,7	55,3	60,9	67,8	70,4	70,2
A LAS 4 SEMANAS	15	87,9	63,7	75,6	65,5	71,4	45,1	68,6	67,7	66,1	51,3	61,9	77,2	73,9	69,4	65,3
	28	77,3	63,1	65,2	59,9	66,1	65,2	56	84,5	62,4	74	51,3			68,2	53,9
A LAS 8 SEMANAS	28	72,9	59,9	59,6	64,3	70,2	63,4	51,6		63	70,7	47,1			70,4	64,2
	28	59,2	49,5	71,2	72,7	76,6	71	57,4		70,3	67,3				69,5	62,3
A LAS 8 SEMANAS	63	58,2	57,6	68,3	59,6	62	55,9			59,5	75,2				64,3	45,2
	63	69,2	50,9	61,6	54,9	64,5	60,9			63,9	62,6				69,3	51,2
	63	66,1	54,3		51,9	58,2	58,2			73,4	46,5					70,8

* LAS CELDAS EN BLANCO CORRESPONDEN A LAS BOLSAS PERDIDAS DURANTE LA FASE DE CAMPO

Anexo 6. Abundancia de conidios de hifomicetos en Mazán, Llaviuco y Matadero en muestras de espuma.

MATRIZ ESPUMA/TRANSFORMADA/															
Especies (LOG X+1)	LV1	LV2	LV3	LV4	LV5	MT1	MT2	MT3	MT4	MT5	MZ1	MZ2	MZ3	MZ5	
1	Alatospora acuminata	4,739	4,618	4,787	4,331	4,691	5,709	5,644	4,533	6,886	5,769	4,522	3,784	4,508	3,989
2	Anguillospora crassa	2,660	3,603	4,485	4,267	4,673	3,681	2,542	2,230	2,485	5,587	2,833	2,728	2,728	2,708
3	Anguillospora fustiformes	0,000	0,693	0,000	0,000	0,000	2,116	0,000	0,000	0,000	2,708	0,000	0,000	0,000	0,000
4	Anguillospora gigantea	0,000	0,000	0,833	0,693	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,531	0,531	0,000	0,693
5	Anguillospora longissima	0,262	0,000	0,693	0,000	0,000	0,993	0,833	0,693	0,531	0,262	0,262	0,833	1,609	0,693
6	Anguillospora pseudolongissima	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,833	0,000	0,000	0,693	1,740	0,693	0,993	2,565	0,262
7	Anguillospora rosea	1,459	3,030	3,321	2,617	3,526	1,386	0,993	0,531	0,693	0,531	0,693	0,693	0,000	0,000
8	Articulospora atra	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,993	0,000	0,000	0,000	0,531	0,000	0,000	0,833	0,000
9	Articulospora moniliforme	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,262	0,262	0,000	0,531	2,303	1,609	2,272	0,993
10	Articulospora tetracladia	3,475	3,535	2,754	2,754	3,630	3,444	2,773	2,163	0,993	3,165	4,083	2,960	3,367	3,105
11	Beltrania rhombica	3,258	3,122	3,135	2,370	3,045	2,079	2,272	1,099	2,272	2,929	0,000	1,099	0,000	0,262
12	Brachiosphaera tropicalis	0,000	0,000	0,531	0,993	0,693	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
13	Camposporium hyalinum	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,000	0,531
14	Camposporium marylandicum	0,531	1,099	2,754	3,444	1,988	0,000	0,000	0,000	0,531	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000
15	Camposporium pellucidum	0,000	0,000	1,609	2,041	0,833	1,459	0,000	0,262	0,000	1,548	0,000	0,531	0,531	0,000
16	Campylospora filicladia	3,270	1,792	0,993	4,200	2,639	2,116	0,833	1,386	1,609	3,343	0,531	0,833	1,194	0,262
17	Campylospora parvula	0,000	0,000	1,194	0,000	1,308	0,000	0,000	0,000	0,531	0,000	0,000	0,000	0,531	0,000
18	Clavariopsis aquatica	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	1,902	0,000	0,993	0,993	0,531
19	Clavariopsis azlanii	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262
20	Clavatospora longibrachiata	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,693	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,531	0,531
21	Colispora elongata	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,531	0,262	0,262	0,262	0,000	0,531	0,262
22	Condylospora spumigena	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000
23	Crucispora ponapensis	0,000	0,262	3,332	1,609	2,460	0,833	1,841	1,099	2,370	2,398	0,000	0,000	0,000	0,000
24	Culicidospora gravida	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
25	Dactyella submersa	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,531	0,531
26	Diplocladiella scalaroides	0,000	0,000	1,194	0,000	1,740	0,000	0,000	0,262	1,946	1,099	0,000	0,000	0,000	0,000
27	Diplocladiella sp.	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000
28	Dwayaangam cornuta	0,000	0,531	1,841	0,531	0,693	1,792	0,833	1,099	2,230	0,531	0,000	0,000	0,000	0,000
29	Dwayaangam sp cf dichotoma	0,000	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
30	Enantioptera tetra-alata	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,531	0,000

31	<i>Flabellospora acuminata</i>	1,609	0,000	1,386	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,693	0,000	0,000	0,000	0,000
32	<i>Flabellospora crassa</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	2,688	2,163	2,542	1,194
33	<i>Flabellospora fusarioides</i>	2,303	2,116	1,386	3,761	2,041	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
34	<i>Flabellospora multiradiata</i>	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,531	0,531	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
35	<i>Flabellospora penicillioides</i>	0,531	0,833	0,833	1,609	0,693	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
36	<i>Flabellospora verticillata</i>	2,041	1,548	0,833	0,000	2,588	0,000	0,693	0,000	0,000	0,693	0,000	0,262	0,000	0,000
37	<i>Flagellospora curvula</i>	0,000	0,000	0,262	2,425	1,946	1,386	1,668	2,791	2,851	3,045	3,575	3,059	3,547	3,270
38	<i>Flagellospora fusarioides</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,693	0,000	0,000	0,000
39	<i>Flagellospora penicillioides</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,531	0,000	0,000	0,000	0,000
40	<i>Gyoerffyella entomobryoides</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,693	0,000
41	<i>Gyoerffyella gemillipara</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,262
42	<i>Gyoerffyella rotula</i>	0,000	1,668	0,000	3,378	2,116	0,000	0,833	0,531	0,000	0,693	0,993	0,000	0,262	0,262
43	<i>Gyoerffyella speciosa</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	1,740	0,262	2,041	0,262	0,000	1,308	0,833
44	<i>Helicoma sp.</i>	0,833	0,262	0,993	0,000	0,000	0,531	1,099	0,833	0,262	0,000	1,194	0,262	0,262	0,833
45	<i>Helicomycetes colligatus</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	1,099	0,000
46	<i>Helicomycetes roseus</i>	1,308	3,681	2,079	3,731	2,617	0,531	1,459	1,548	2,041	1,386	0,693	0,833	0,993	1,099
47	<i>Helicomycetes torquatus</i>	2,754	2,398	1,668	3,976	3,165	0,531	0,531	0,993	1,308	1,668	2,230	1,308	1,609	1,308
48	<i>Heliscina campanulata</i>	0,693	0,531	0,693	0,531	1,740	2,833	2,996	0,833	3,135	1,841	0,000	0,000	0,000	0,000
49	<i>Heliscus lugdunensis</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	1,194	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,693	0,262
50	<i>Isthmolongispora sp.</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,693	0,000	0,000
51	<i>Isthmotricladia britanica</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,531	0,262	0,262	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000
52	<i>Isthmotricladia gombakiensis</i>	1,740	1,194	1,548	1,740	1,194	0,262	0,000	1,194	0,833	2,398	0,000	0,000	0,000	0,531
53	<i>Isthmotricladia laensis</i>	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	1,194	0,993	1,099	0,262	0,000	0,000	0,000	0,262
54	<i>Jaculispora submersa</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
55	<i>Lateriramulosa uniinflata</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,262	0,833	0,000	0,000	0,531	0,000
56	<i>Lemoniera aquatica</i>	0,000	1,194	1,668	0,000	1,740	0,262	1,308	0,531	0,000	1,194	2,510	2,398	1,099	1,609
57	<i>Lemoniera pseudofloscula</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	3,091	2,163	1,194	2,791	0,000	0,000	0,531	0,000	0,000
58	<i>Lemoniera terrestris</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,693	0,262	0,531	0,000	0,000	1,609	0,262	0,531	0,000	0,262
59	<i>Lunulospora curvula</i>	0,262	0,262	1,668	0,693	0,000	0,531	0,262	0,000	0,833	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262
60	<i>Mycocentrospora acerina</i>	0,531	0,000	0,000	0,262	0,262	1,308	0,693	0,993	0,262	0,531	0,693	0,262	1,194	0,693

61	<i>Mycocentrospora clavata</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	1,194	0,693	0,000
62	<i>Nodulospora inconstans</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,693	0,833	0,000	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000
63	<i>Piramidospora sp.</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,531	0,000	0,000	0,000
64	<i>Pleuropedium tricladioides</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000
65	<i>Pseudoanguillospora stricta</i>	2,617	1,946	2,542	2,815	2,425	1,668	2,230	0,000	0,000	0,262	0,262	0,262	1,459	1,386
66	<i>Scorpiosporium angulatum</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,000	1,902	0,000	1,194	0,993
67	<i>Scorpiosporium gracile</i>	0,262	0,833	0,000	0,693	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
68	<i>Scorpiosporium minutum</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,531	0,000
69	<i>Scorpiosporium patulum</i>	0,000	1,099	0,000	1,386	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000
70	<i>Sigmoidea aurantiaca</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,531
71	<i>Subuluspora procurvata</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000
72	<i>Tetrachaetum elegans</i>	2,303	2,460	2,708	2,510	2,485	2,588	2,272	1,841	3,844	3,045	0,000	0,000	0,000	0,262
73	<i>Tetracladium furcatum</i>	2,272	1,902	1,609	2,425	2,728	1,841	0,993	0,262	1,548	1,841	0,000	0,531	0,833	0,693
74	<i>Tetracladium marchalianum</i>	3,434	2,890	3,321	2,542	3,731	3,738	2,944	2,907	4,963	3,912	0,833	0,993	1,194	1,548
75	<i>Tetracladium maxiliforme</i>	1,308	0,693	0,262	1,459	0,531	1,459	0,262	0,262	0,000	0,993	0,000	0,000	0,000	0,000
76	<i>Tetracladium setigerum</i>	1,668	2,996	2,833	3,645	3,738	3,466	2,944	3,332	4,072	3,906	1,308	1,548	1,668	2,565
77	<i>Tricladium angulatum</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,693	0,531	0,833	1,194	0,693	0,531	1,099	1,099
78	<i>Tricladium attenuatum</i>	0,000	0,262	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
79	<i>Tricladium biappendiculatum</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	1,548	0,693	0,833	0,000
80	<i>Trinacrium sp.</i>	0,000	0,000	0,693	0,000	0,000	0,000	0,000	0,531	0,000	0,993	0,000	0,000	0,000	0,262
81	<i>Tripospermum camelopardus</i>	0,000	0,993	0,693	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,693	1,902	0,000	0,000	0,000	0,262
82	<i>Tripospermum myrti</i>	0,833	0,000	0,833	0,000	0,000	0,262	0,262	0,262	0,000	1,548	0,000	0,000	0,000	0,000
83	<i>Tripospermum porosporiferum</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,833	0,531	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
84	<i>Tripospermum prolongatum</i>	2,303	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
85	<i>Triscelophorus acuminatus</i>	3,258	4,007	4,164	4,099	4,094	4,263	5,285	3,190	4,415	4,224	4,215	3,178	3,135	3,466
86	<i>Triscelophorus monosporus</i>	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,833	0,000	0,262	0,833	1,099	3,165	1,308	1,308	1,902
87	<i>Triscelophorus ponapensis</i>	0,000	0,000	2,116	0,000	0,693	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
88	<i>Tumularia tuberculata</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	3,045	3,584	2,332	2,907	2,907	0,000	1,099	1,668	1,740
89	<i>Variocladium rargiferinum</i>	0,531	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,262	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
90	<i>Ypsilina graminea</i>	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,833	0,000	0,000	0,000	0,000

Anexo 7. Abundancia de conidios de hifomicetos de Mazán, Llaviuco y Matadero en filtros de esporulación.

MATRIZ DE ABUNDANCIA: ESPORULACIÓN

Etiquetas de fila	1E									2E									3E									TG												
	ALISO			TOTAL			MICON			TOTAL			T1E	ALISO			TOTAL			MICON			TOTAL			T2E	ALISO			TOTAL			MICON			TOTAL			T3E	
	LV	MT	MZ	LV	MT	MZ	LV	MT	MZ	LV	MT	MZ		LV	MT	MZ	LV	MT	MZ	LV	MT	MZ	LV	MT	MZ		LV		MT	MZ	LV	MT	MZ	LV	MT	MZ				
Alatospora acuminata	116	15	2141	2272	196	8	1396	1600	3872	4361	730	8184	13275	2574	1794	929	5297	18572	162	1124	7272	8558	108	249	556	913	9471	31915												
Alatospora constricta	5			5	2			2	7	6			6	2			2	8	3			3					3	18												
Anguillospora crassa					80			80	80	34			34	51			51	85						1		1	1	166												
Anguillospora furtiva	237			237	9			9	246	244			244	19			19	263										509												
Anguillospora fustiformes	68			68	115			115	183	15			15	10			10	25					41			41	41	249												
Anguillospora gigantea	15			15					15	16			16	5			5	21										36												
Anguillospora longissima	29			29	19			19	48	24			24	53			53	77										125												
Anguillospora rosea	5			5	29			29	34	11			11	15			15	26	5			5					5	65												
Articulospora tetracladia	9	46	64	119	22	4	81	107	226	7	535	60	602	12	53	39	104	706	72	56	337	465	31	55	155	241	706	1638												
Beltrania rhombica	24		1	25	48			48	73	29			29	24			24	53	70			70	56			56	126	252												
Brachiosphaera tropicalis	1			1					1	9	3		12				12						11			11	11	24												
Camposporium marylandicum	48			48	68			68	116	56		4	60	67			67	127	40			40	12			12	52	295												
Camposporium pellucidum	19			19	60			60	79	19			19	60			60	79	42			42	62			62	104	262												
Campylospora filicladia																								4		4	4	4												
Clavariopsis aquatica	10		2	12	12			12	24	11		96	107	5			5	112	59	28	140	227	16	30	2	48	275	411												
Clavatospora longibrachiata		37		37					37		291	8	299		222		222	521		144	335	479		32	2	34	513	1071												
Crucispora ponapensis	2			2	5			5	7	11			11	4			4	15										22												
Diplocladiella scalaroides					35			35	35	2			2				2											37												
Dwayaangam cornuta	12			12	2		1	3	15	5			5	19			19	24	5			5	2			2	7	46												
Flabellospora penicillioides	2			2	9			9	11	41			41	27	2		29	70										81												
Flagellospora curvula					3			3	3	9			9	6			6	15			36	36			16	16	52	70												
Gyoerffyyella speciosa																2	2	2											2											
Helicomycetes roseus	1			1	1			1	2	8			8	7			7	15	18			18	16			16	34	51												
Heliscina campanulata	1			1	3			3	4	4			4	7			7	11										15												
Heliscus lugdunensis		13	3	16					16											8	4	12					12	28												

MATRIZ DE ABUNDANCIA: ESPORULACIÓN

Etiquetas de fila	1E				2E				3E				TG																		
	ALISO		TOTAL		MICON		TOTAL		T1E		ALISO			TOTAL		MICON		TOTAL		T2E		ALISO		TOTAL		MICON		TOTAL		T3E	
	LV	MT	MZ		LV	MT	MZ		LV	MT	MZ			LV	MT	MZ		LV	MT	MZ		LV	MT	MZ		LV	MT	MZ		LV	MT
Isthmotricladia laensis						2		2	2	14			14	10			10	24	3			3						3	29		
Lemoniera aquatica	40	171	157	368	119	62	743	924	1292	30	789	47	866	8	1042	25	1075	1941	113	227	75	415	111	308	9	428	843	4076			
Lemoniera pseudofloscula		217	15	232		477	748	1225	1457		36	4	40		316	54	370	410		72	204	276		75	182	257	533	2400			
Lemoniera terrestris			8	8			7	7	15																				15		
Lunulospora curvula	1665	3324	1003	5992	3117	2094	2135	7346	13338	7086	5014	32828	44928	6510	4506	5904	16920	61848	5456	10474	16505	32435	12751	8253	1329	22333	54768	129954			
Mycocentrospora acerina			1	1					1																	1	1	1	2		
Polycladium equiseti					2			2	2	1			1	2			2	3											5		
Pseudoanguillospora stricta	9			9	4			4	13	2			2	5			5	7	1			1					1	21			
Subulispora procurvata			3	3			1	1	4																				4		
Tetrachaetum elegans	17	12744	2701	15462	13	7472	2143	9628	25090	26	5039	17292	22357	8	5968	1075	7051	29408	23	1258	3949	5230		3407	462	3869	9099	63597			
Tetracladium furcatum																1	1	1											1		
Tetracladium marchalianum	20	188	230	438	8	332	5	345	783	40	375	156	571	119	425	26	570	1141	320	110	12	442	377	162	66	605	1047	2971			
Tetracladium maxiliforme																					9	9						9	9		
Tetracladium setigerum	1	4		5		4		4	9	9	452	8	469	9	901		910	1379	11	22		33	23	8		31	64	1452			
Tricelophorus acuminatus																			18			18					18	18			
Tricladium angulatum			4	4					4				16	16			1	1	17					4	4	4	4	25			
Tricladium terrestris	7			7					7	12			12	10			10	22										29			
Tripospermum camelopardus			10	10			5	5	15				4	4			1	1	5									20			
Tripospermum myrti		4	5	9			6	6	15				20	20				20										35			
Tripospermum porosporiferum	58			58	60			60	118														5		5	5	5	123			
Tripospermum prolongatum			14	14			5	5	19								4	4	4									23			
Triscelophorus acuminatus	6	1	3	10	14	1	1	16	26	93	6		99	25		3	28	127	8		4	12	49	12	17	78	90	243			
Tumularia tuberculata			2	2					2																			2			
Variocladium rargiferinum	10			10	2			2	12	3			3	22			22	25										37			
Total general	2437	16771	6360	25568	4059	10455	7276	21790	47358	12238	13270	58727	84235	9695	15229	8064	32988	117223	6429	13523	28882	48834	13671	12600	2797	29068	77902	242483			

1E: PRIMERA ESPORULACIÓN, 2E: SEGUNDA ESPORULACIÓN, 3E: TERCERA ESPORULACIÓN LV: LLAVIUCO, MT: MATADEROS, MZ: MAZÁN TG: TOTAL GENERAL

Anexo 8. Abundancia de conidios de hifomicetos de Mazán, Llaviuco y Matadero en filtros de la columna de agua.

SUMA DE ABUNDANCIA EN MUESTRAS DE AGUA																	
	1F				2F				3F				4F				T general
Etiquetas de fila	LV	MT	MZ	T 1F	LV	MT	MZ	T 2F	LV	MT	MZ	T 3F	LV	MT	MZ	T 4F	
<i>Alatospora acuminata</i>	7	3	13	23		3	6	9	36		5	41	10		13	23	96
<i>Anguillospora crassa</i>	4	1		5			1	1	12			12	2	11	4	17	35
<i>Anguillospora fustiformes</i>	8			8													8
<i>Anguillospora rosea</i>					2			2						1		1	3
<i>Articulospora moniliforme</i>		1		1													1
<i>Articulospora tetracladia</i>			2	2			2	2							2	2	6
<i>Beltrania rhombica</i>			1	1	5			5							1	1	7
<i>Clavariopsis aquatica</i>		4	1	5			1	1				1	1		7	7	14
<i>Clavatospora longibrachiata</i>									3	10	4	17	4	5		9	26
<i>Crucispora ponapensis</i>	3			3													3
<i>Dwayaangam cornuta</i>		1		1	1		1	2		15							18
<i>Flabellospora penicillioides</i>	6			6	2			2	16							17	41
<i>Flagellospora curvula</i>											1	1					1
<i>Helicomycetes roseus</i>					1			1	1			1	1	6	1	8	10
<i>Heliscina campanulata</i>									3			3	2	7		9	12
<i>Heliscus submersus</i>		1		1													1
<i>Lemoniera aquatica</i>	1	1		2					20	15	3	38	4	18	7	29	69
<i>Lemoniera pseudofloscula</i>			4	4					1	5	1	7	1	7		8	19
<i>Lemoniera terrestris</i>											1	1					1
<i>Lunulospora curvula</i>	27	37	86	150	5	6	13	24	96	5	92	193	69	11	135	215	582
<i>Mycocentrospora acerina</i>	9			9													9
<i>Pseudoanguillospora stricta</i>					7			7	38	1		39	65	13		78	124
<i>Tetrachaetum elegans</i>		6	1	7		1		1			6	6			2	2	16
<i>Tetracladium marchalianum</i>	4	1		5		1		1	13			13	7			7	26
<i>Tetracladium setigerum</i>					1			1	2			2	1			1	4
<i>Tricladium angulatum</i>															1	1	1
<i>Tripospermum camelopardus</i>						1	2	3			1	1					4
<i>Tripospermum myrti</i>			1	1			1	1									2
<i>Triscelophorus acuminatus</i>		2		2	2			2							1	1	5
<i>Triscelophorus monosporus</i>											1	1					1
T general	69	58	109	236	26	12	27	65	241	51	116	408	172	90	174	436	1145

1F: PRIMERA FILTRACIÓN, 2F: SEGUNDA FILTRACIÓN, 3F: TERCERA FILTRACIÓN, 4F: CUARTA FILTRACIÓN. LV: LLAVIUCO, MT: MATADEROS, MZ: MAZÁN.

Anexo 9. Estaciones de estudio en Mazán, Llaviuco y Matadero del Parque Nacional Cajas (PNC). Cuenca – Ecuador.

Mazán.



Llaviuco



Matadero

