



UNIVERSIDAD DE CARABOBO

FACULTAD EXPERIMENTAL DE CIENCIAS Y TECNOLOGÍA



DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA

**CARACTERIZACIÓN DE LA CALIDAD DE AGUA DEL RÍO VIGIRIMA
(MUNICIPIO GUACARA, EDO CARABOBO) A TRAVÉS DE LA DIVERSIDAD
DE HIFOMICETOS ACUÁTICOS**

Trabajo Especial de Grado
presentado por la **Br. Ana Obispo**
ante la Ilustre Universidad de
Carabobo para optar por el título de
Licenciada en Biología.



Tutores: **Dr. Rafael Fernández Da Silva**

MSc. Vincenzo Storaci Koschelow

Centro de Biotecnología Aplicada (CBA)

Valencia, Abril de 2015

DEDICATORIA

A mis padres, pero especialmente a mi Madre, porque es la persona más importante de mi vida, gracias a su amor y entrega puedo hoy alcanzar esta gran meta.

A mis hermanos, que siempre han estado conmigo, especialmente a ti hermanito que constantemente has sacrificado tu propia comodidad para apoyarme.

A toda mi familia porque son el motor que me empuja a continuar en la vida.

Y a ustedes mis queridos amigos que durante este recorrido se convirtieron en mis hermanos.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco primeramente a Dios por permitirme la dicha de haber estudiado esta carrera, en donde aprendí que la Biología no solo es la ciencia que tiene por objeto el estudio de los seres vivos, sino que también es la ciencia que permitió conocer seres vivos excepcionales.

Agradezco a esas personas, que día a día, en el convivir continuo, se convirtieron en parte importante de mi vida, con los que descubrí que la vida siempre tiene un lado bueno y que de las malas experiencias siempre hay un aprendizaje, que los imposibles no existe y que en la unidad esta la fuerza, a ustedes negritos que extraño cada día de mi vida y que a pesar de la distancia y del tiempo siempre al verlos me hacer sentir como en casa con el abrazo más cálido y la mejor sonrisa.

Agradezco a mis tutores, Dr. Rafael Fernández y al MSc. Vincenzo Storaci, por su incansable entrega con este trabajo, por la paciencia y compromiso que me han ofrecido y por enseñarme que la calidad en una investigación es lo más importante.

Agradezco a todo el Departamento de Biología profesores, técnicos, y administrativos que han colaborado arduamente en mi formación profesional, así como también en mi lado humano.

Agradezco a Roiben Noris por su ayuda y colaboración en los procesamientos de los datos estadísticos.

Al Consejo de Desarrollo Científico y Humanístico de la Universidad de Carabobo (CDCH-UC), por haber subvencionado este trabajo según oficio N° CDCH- Am-053 del 2013.

Y agradezco por último, pero no menos importante a mis familiares, que me enseñan cada día que la alegría y el amor son los valores más importantes que se pueden inculcar.

RESUMEN

Los hifomicetos acuáticos son hongos mitosporicos responsables de utilizar degradar y modificar el material vegetal autóctono y aloctono de los ríos, proporcionando así un flujo de materia y energía a los niveles tróficos superiores. De igual forma en virtud de la diversidad que los caracteriza, estos hongos pueden encontrarse en aguas con características fisicoquímicas y microbiológicas óptimas, así como también ciertas especies son tolerantes a perturbaciones ambientales como concentraciones altas de metales pesados, niveles altos de nutrientes y bajas concentraciones de materia orgánica, por esta razón pueden ser considerados como indicadores ambientales. En tal sentido, se caracterizó la calidad del agua del Río Vigirima (Municipio Guacara. Edo. Carabobo) a través de la diversidad de hifomicetos acuáticos. Se tomaron muestras en dos ambientes del río de acuerdo a la afectación ambiental de las mismas: ambiente 1 cabecera del río no perturbada (Protegida por el Parque Nacional San Esteban) y ambiente 2 con perturbación (utilizada como balneario turístico). Asimismo se utilizaron tres métodos de colecta: espuma, agua filtrada e incubación de hojas; así como también se realizaron análisis microbiológicos y fisicoquímicos de calidad del agua. La riqueza total de hifomicetos acuáticos encontrada durante el período de estudio en el Río Vigirima fue de 50 especies, 48 en agua, 40 en espuma natural y 12 en hojas, de las cuales tres son nuevos registros para Venezuela *Helicomycetes roseus*, *Isthmolongispora quadricellularia* y *Trinacrium incurvum*. Por último, de acuerdo a los análisis estadísticos existen potenciales correlaciones entre las variables fisicoquímicas y la composición taxonómica de hifomicetos en ambos ambientes para cada método de colecta, pero no se puede inferir cual es la variable que ejerce la mayor diferencia entre los ambientes.

Palabras clave: hifomicetos acuáticos, bioindicador fúngico, Río Vigirima

Índice General

1. Introducción.....	11
2. Objetivos.	13
2.1. Objetivo general.....	13
2.2. Objetivos específicos.....	13
3. Justificación.....	14
4. Antecedentes.....	15
4.1. Definición y Caracterización de los hifomicetos acuáticos.....	15
4.2. Taxonomía de los hifomicetos acuáticos.....	16
4.2.1. Identificación morfológica de las conidias.....	17
4.3. Distribución de los hifomicetos acuáticos.....	18
4.3.1. Habitat.....	18
4.3.2. Estacionalidad.....	19
4.3.3. Sucesión fúngica.....	20
4.4. Factores que afectan el crecimiento de los hifomicetos acuáticos.....	20
4.4.1. Factores Físicoquímicos.....	21
4.4.1.1. Nutrientes.....	21
4.4.1.2. Temperatura.....	22
4.4.1.3. Oxígeno Disuelto.....	22
4.4.1.4. pH.....	23
4.4.1.5 Conductividad eléctrica.....	23
4.4.2. Factores Biológicos.....	24
4.4.2.1. Vegetación ribereña.....	24
4.4.2.2. Relaciones Interspecificas.....	25
4.5. Metodología para coleccionar muestras.....	27

4.5.1. Colección de hojas o material vegetal.....	27
4.5. 2. Espuma.....	28
4.5.3. Filtración mediante membrana.....	29
4.6. Importancia ecológica.....	30
4.6.1. Bioindicadores.....	30
4.7. Base legal de la investigación.....	31
4.8. Trabajos realizados en el trópico.....	34
5. Materiales y Métodos.....	38
5.1. Área de estudio.....	38
5.2. Métodos de colección de muestras.....	38
5.2.1. Muestra de espuma.....	39
5.2.2. Muestra de agua filtrada.....	39
5. 2.3. Muestra de hojas.....	40
5.2.4. Tinción de esporas.....	40
5.2.5. Identificación y contaje de los conidios.....	41
5.3. Análisis de calidad del agua.....	41
5.3.1. Análisis de parámetros bacteriológicos	41
5.3.2. Análisis de parámetros fisicoquímicos.....	41
5.3.3. Análisis de nutrientes.....	42
5.3.3.1. Sulfatos (SO_4^{2-}).....	42
5.3.3.2. Fosfatos (PO_4^{3-}).....	42
5.3.3.3. Nitritos (NO_2^-).....	43
5.3.3.4. Nitratos (NO_3^-).....	43
5.4. Análisis estadísticos.....	43
6. Resultados y Discusión.....	44
7. Conclusiones.....	71
8. Referencias bibliográficas.....	73

Índice de cuadros

1. Descripción de las variables fisicoquímicas en dos ambientes: perturbado y no perturbado del Río Vigirima.....46
2. Descripción de las variables bacteriológicas en dos ambientes: perturbado y no perturbado del Río Vigirima47
3. Descripción de los nutrientes en dos ambientes: perturbado y no perturbado del Río Vigirima49
4. Comparación de la riqueza de los hifomicetos acuáticos en dos ambientes: perturbado y no perturbado del Río Vigirima50
5. Presencia mensual de especies de hifomicetos acuáticos en el Río Vigirima (Mun. Guacara. Estado Carabobo) en agua.....52
6. Presencia mensual de especies de hifomicetos acuáticos en el Río Vigirima (Mun. Guacara. Estado Carabobo) en espuma natural.53
7. Presencia mensual de especies de hifomicetos acuáticos en el Río Vigirima (Mun. Guacara. Estado Carabobo) en hojas.....55
8. Comparación de la abundancia de los hifomicetos acuáticos en dos ambientes: perturbado y no perturbado del Río Vigirima58
9. Comparación de la composición taxonómica por cada método de muestreo.....62

Índice de Figuras

1. Área de estudio Río Vigrima	37
2. Hifomicetos acuáticos registrados en el Río Vigrima.....	59
3. Ordenamiento no paramétrico multidimensional de muestreo en agua filtrada de acuerdo a los ambientes estudiados (perturbado y no perturbado).....	65
4. Porcentaje de disminución y/o aumento de especies de hifomicetos acuáticos consideradas como indicadoras en este estudio en muestras de agua filtrada del Río Vigrima.	67
5. Porcentaje de disminución y/o aumento de especies de hifomicetos acuáticos consideradas como indicadoras en este estudio en muestras de espuma.	68
6. Porcentaje de disminución y/o aumento de especies de hifomicetos acuáticos consideradas como indicadoras en este estudio en muestras de hojas.	68

1. Introducción

El grupo de los hifomicetos acuáticos u hongos ingoldianos (por ser Ingold, 1942, el primero en describirlos) constituyen un grupo filogenéticamente artificial y heterogéneo (Shearer *et al.*, 2007) y a su vez comprenden hongos que producen conidios exclusivamente en ambientes acuáticos; la morfología de los conidios presenta distintas formas, radiadas o estrelladas, con una parte central desde las cuales tres o cuatro brazos son proyectados en posición divergente, y también se presentan grupos que producen conidios sigmoides, fusiformes enrolladas y esféricas (Ingold, 1974; 1975). Estas estructuras se desarrollan sobre conidióforos (estructuras reproductivas) en la superficie foliar y son liberadas desde las hojas, esta es la característica que identifica la estructura comunitaria de estos hongos. Se consideran como degradadores activos del material vegetal sumergido en los ríos (Arsuffi & Suberkropp, 1984; Bärlocher, 1992), así como hongos dominantes en la colonización de hojas deciduas que caen en las corrientes de agua, constituyendo un importante puente trófico entre las hojas sumergidas y los invertebrados del sistema lótico.

Con el inicio de los estudios de los hifomicetos acuáticos (Ingold, 1942), los métodos de muestreo empleados para el estudio se basan fundamentalmente en la observación directa de conidios en tejido vegetal en descomposición y en agua del río filtrada, mediante la ayuda del microscopio (Bärlocher, 1992; Gessner *et al.*, 2003; Ahmed & Abdel - Raheen, 2004). Uno de los métodos más utilizados se basa en la observación de las especies con microscopio de luz en muestras de espuma encontrada en los remansos de los ríos (Ingold, 1975; Bärlocher, 1992; Descals, 2005), el cual se basa en el hecho de que las esporas se concentran en la espuma formada por la agitación del agua en zonas aledañas a sustratos orgánicos en descomposición, tales como hojas o ramas (Ingold, 1975; Gessner *et al.*, 2003).

Los mayores esfuerzos en el estudio de estos hongos se han concentrado en zonas templadas, identificándose unas 300 especies (Bärlocher, 1992; Graca *et al.*, 2005). En dichas regiones se presenta una tendencia a una variación estacional de las especies de hifomicetos durante el año; las concentraciones máximas de conidios se encuentran en el otoño e inicios del invierno debido a que en estas zonas, durante el otoño las corrientes reciben gran cantidad de restos de árboles y materia orgánica en general, lo cual aumenta la densidad de colonización de los hifomicetos acuáticos (Ingold, 1975). Por su parte, en el trópico se indica que las variaciones están basadas en pequeñas alteraciones en factores tales como tipo de sustrato, cambios químicos y físicos en las corrientes, concatenado a las interacciones con factores climáticos (Betancourt *et al.*, 1987). De igual manera se ha señalado que en el proceso de colonización de hojas, las especies fúngicas son significativamente mayores durante la primavera, verano y otoño que durante el invierno (Iqbal, 1997). No obstante, para la franja tropical se espera superar este número de especies, por ser ésta la zona donde se localiza la mayor diversidad vegetal que contribuye al enriquecimiento de la flora de los sistemas lóticos (Santos-Flores & Betancourt-López, 1997; Schöenlein-Crusius & Grandi, 2003; Cressa & Smits, 2007; Smits *et al.*, 2007).

En tal sentido, en la presente investigación se caracterizó la calidad del agua del río Vigirima a través de la diversidad de estos hongos, pudiendo incrementar los reportes de los mismos en el país, tomando en cuenta cuantitativamente la presencia o ausencia de algunas especies en dicho sistema lótico.

2. Objetivos

2.1. Objetivo General

Caracterizar la calidad del agua del Río Vigirima (Municipio Guacara. Edo. Carabobo) a través de la diversidad de hifomicetos acuáticos.

2.2. Objetivos Específicos

- Describir las variables ambientales que definen la calidad del agua del Río Vigirima en dos ambientes: 1) perturbado y 2) no perturbado.
- Estimar la riqueza y abundancia de los hifomicetos en dos ambientes: 1) perturbado y 2) no perturbado del Río Vigirima utilizando tres métodos de colecta de hifomicetos.
- Determinar la existencia de las especies exclusivas en el ambiente no perturbado, de especies comunes en ambos ambientes y de especies exclusivas en el ambiente perturbado
- Comparar ambos ambientes en función de la composición taxonómica de hifomicetos obtenidos con cada uno de los métodos de colecta
- Evaluar las potenciales correlaciones entre las variables fisicoquímicas y la composición taxonómica de hifomicetos en ambos ambientes para cada método de colecta.

3. Justificación

Los hifomicetos acuáticos constituyen un grupo muy diverso en los sistemas lóticos, con una gran importancia en los ecosistemas acuáticos debido a que tienen un papel preponderante en la cadena trófica, como degradadores de la materia orgánica autóctona y alóctona de los ríos, proporcionando así un flujo de materia y energía a los niveles tróficos superiores. De igual forma en virtud de la diversidad que los caracteriza, estos hongos pueden encontrarse en aguas con características fisicoquímicas y microbiológicas óptimas, así como también ciertas especies son tolerantes a perturbaciones ambientales como concentraciones altas de metales pesados, niveles altos de nutrientes y bajas concentraciones de materia orgánica, por esta razón pueden ser considerados como indicadores ambientales. Sin embargo, en la zona tropical, particularmente en Venezuela, son pocas las investigaciones referentes a la diversidad de dichos organismos y su papel como bioindicador en la calidad de agua de los ríos, para lo cual la estimación de la misma a través de pruebas que permitan evaluar la calidad del agua y su relación con la presencia de estos hongos (número de especies; conidios/ml), a través de diferentes sistemas de toma de muestra, permitiría posteriormente realizar trabajos de aislamiento de hongos que sinteticen enzimas de interés biotecnológico.

4. Antecedentes

Los primeros estudios sobre los hifomicetos acuáticos fueron realizados por Ingold (1942, 1943a, 1943b, 1944), donde reporto que los conidios de estos hongos se caracterizan por presentar diversas formas, estrelladas, sigmoides, fusiformes, enrolladas y esféricas. Así como también señalan que estos hongos se presentan en hojas de plantas, arbustos o herbáceas, que estén sumergidas y en descomposición (Ingold, 1975).

Con el reconocimiento de que los hifomicetos acuáticos representan un papel principal en la descomposición de las hojas en aguas corrientes, y con la conciencia de que la materia vegetal que cae en una corriente es un insumo orgánico importante, se ha prestado creciente atención a la ecología de estos hongos y de su papel en el ecosistema. Diversos estudios se han abocado a la caracterización de los hifomicetos acuáticos en los sistemas lóticos (Ingold, 1979).

4.1. Definición y caracterización de los hifomicetos acuáticos

Los hifomicetos acuáticos son un grupo heterogéneo de hongos mitospóricos específicamente adaptado para ambientes acuáticos, que inician la descomposición de materia orgánica derivada de la vegetación (Torsten *et al.*, 2006). Así tenemos que Bärlocher (1982) y Sakayaroj *et al.* (2005) reportaron que este grupo de hongos crecen en la hojarasca que se encuentra en los arroyos y liberan gran cantidad de conidios, que facilitan la identificación de las especies. Dichos hongos colonizan las hojas deciduas que caen en las corrientes de agua, constituyendo un importante puente trófico entre las hojas sumergidas y los invertebrados del sistema lótico. Su estructura comunitaria está conformada por los conidióforos que se desarrollan sobre la superficie de los sustratos y sus conidios que son eventualmente liberados (Chamier & Dixon, 1982; Bärlocher,

2000; Descals & Moralejo, 2001; Fernández & Smits, 2011). De acuerdo a Ingold (1975) los conidios presentan diversas formas tetraradiadas, sigmoides, fusiformes o esféricas. El tipo de morfología de los conidios les permite a los hongos ingoldianos adherirse fácilmente al material vegetal (tronco, ramas, hojas, raíces entre otros) (Woelkerling & Baxter, 1968). Otra característica de los conidios de estos hongos es que, mientras está suspendido en el agua, no germinan. Sin embargo, al llegar a descansar sobre un sustrato sólido, germinación fácilmente (Ingold, 1979).

Bärlocher (1982) y Sakayaroj *et al.* (2005) reportaron que este grupo de hongos crecen en la hojarasca de aguas muy limpias, sin embargo, hay algunos que se adaptan a aguas con diversos niveles de contaminación. De igual forma ocasionalmente estos hongos pueden soportar condiciones ambientales extremas (bajas concentraciones de oxígeno) pero necesitan altas concentraciones de sustratos para su colonización (Woelkerling & Baxter, 1968).

4.2. Taxonomía de los hifomicetos acuáticos

Los hifomicetos (hongos mitospóricos) también se conocen tradicionalmente como hongos imperfectos, hongos anamórficos o Deuteromicetos que pueden presentar estados sexuales (telemorfos) como Ascomicetos y algunos Basidiomicetos. Los hifomicetos presentan división mitótica para producir estructuras microscópicas asexuales llamados conidios, que son de colores, tamaños, formas y septos diferentes. Sin embargo, pueden reproducirse sexualmente mediante la producción de meiosporas (ascosporas o basidiosporas) (Patil *et al.*, 2012).

Filogenéticamente se presume que los hifomicetos acuáticos pertenecen principalmente a los Ascomycotas, con solo un pequeño porcentaje en relación con los Basidiomycotas (Patil *et al.*, 2012). Sin embargo, Webster (1992) y Shearer *et al.* (2007) indican que solo aquellos hongos acuáticos que se le conoce la reproducción sexual pueden ser clasificados en el Phylum Ascomycota, y un

pequeño porcentaje Basidiomycota. Mientras que aquellos hifomicetos acuáticos cuya reproducción sexual se desconoce, deben ser clasificados en el Phylum Deuteromycota.

De acuerdo a su forma y su ciclo de vida, Goh & Hyde (1996) propusieron una clasificación de los hongos de agua dulce en los siguientes grupos:

- Hifomicetos Ingoldianos: hongos que presentan conidios con forma hidrodinámica y dependen exclusivamente de ambiente acuático para la reproducción.
- Hifomicetos aero-acuáticos: hongos que pueden soportar condiciones sumergidas pero se reproducen fuera de los ambientes acuáticos.
- Hifomicetos acuáticos-terrestre e Hifomicetos acuáticos sumergidos: que se observan en los ambientes acuáticos y terrestres como organismos facultativos (Bärlocher & Rosse 1981).

Basándose en los resultados acumulativos de varios estudios en todo el mundo, alrededor de 100 géneros anamórficos y 300 especies de hifomicetos acuáticos se conocen hasta ahora (Bärlocher, 1992). Asimismo, Schönlein-Crusius & Grandi (2003) compiló los datos de la literatura científica referente a América del Sur y registra 90 especies de hifomicetos acuáticos, resaltando Argentina, Brasil, Chile, Ecuador, Perú y Venezuela.

4.2.1. Identificación morfológica de los conidios

La identificación se basa en la observación de la morfología de las esporas. Según Gessner *et al.* (2003), se pueden encontrar dispersos en la columna de agua o concentrarse en la espuma, principalmente después de zonas de corriente elevada o en períodos de lluvia. En este sentido, Ingold (1975) presenta una guía ilustrada para la identificación de hifomicetos acuáticos (Moniliales), el orden más grande de hongos imperfectos, con notas sobre su biología, y especial referencia

sobre la incidencia de estos hongos en Gran Bretaña. En la franja Tropical del Caribe destaca, el trabajo realizado por Santos-Flores & Betancourt-López (1997) quienes ilustraron la morfología de los conidios de los hifomicetos acuáticos (Deuteromicotina), identificados en corrientes de Puerto Rico.

4.3. Distribución de los hifomicetos acuáticos

Los hifomicetos acuáticos son de distribución mundial, la mayoría de la especies que se han identificado están localizadas en la regiones frías y templadas, mientras que los trópicos son pocos los trabajos realizados a pesar de ser una franja geográfica donde se localizan la mayor diversidad de especies vegetales y animales, que contribuyen al enriquecimiento de la flora y fauna acuática de aguas corrientes (Bärlocher, 1992; Santos-Flores & Betancourt-López, 1997; Schönlein-Crusius & Grandi, 2003; Smits *et al.*, 2007; Fernández & Smits, 2009), observándose repetidamente en la hojarasca en descomposición en la zona templada y corrientes tropicales (El-Hissy *et al.*, 1992).

4. 3.1. Hábitat

Su hábitat consiste principalmente en sistemas lóticos (ríos o quebradas), de agua clara, limpia, bien aireada y con moderada turbulencia, así como en sistemas lénticos (embalses, lagos), sin embargo, algunas especies pertenecientes a este grupo se pueden desarrollar en cuerpos de agua, represas y lagos con diferentes clases o niveles de contaminación. En sistemas de aguas corrientes, estos hongos se encuentran asociados en primer orden a hojas sumergidas en descomposición, y en segundo orden asociados a ramas y semillas entre otros (Ingold, 1975).

Algunos hifomicetos acuáticos tienen distribución cosmopolita, mientras que otros muestran distribución latitudinal o altitudinal que son determinadas en gran parte por la temperatura del agua (Koske & Duncan, 1974; Suberkropp, 1984). En

este sentido, Shearer & Webster (1985) y Gönzöl *et al.* (1999) señalan que el número de especies y concentración de esporas de hifomicetos acuáticos varía longitudinalmente, al comparar localidades de muestreo de diferentes altitudes en una corriente. La tendencia general es que el número de especie incrementa simultáneamente con la altitud y esto parece estar afectado por la heterogeneidad del ambiente lótico (Gönzöl *et al.*, 1999).

4.3.2. Estacionalidad

Las concentraciones máximas de conidios se encuentran en el otoño e inicios del invierno en las zonas templadas (Ingold 1975). En este sentido, Tsui *et al.* (2001) registraron el mayor número de hongos acuáticos durante la primavera y la estación lluviosa, la cual podría ser debido a la alta cantidad de materia orgánica. De igual forma indican que la variación de la diversidad de especies fúngicas entre sequía e invierno, es debido a que el incremento de la descarga de agua probablemente lava los sustratos colonizados por los hongos acuáticos.

En el trópico se presenta una tendencia a una variación estacional de las especies durante el año; así Betancourt & García (1987), indican que esta variación se debe a pequeñas alteraciones en factores tales como tipo de sustrato, cambios químicos y físicos en las corrientes, concatenado a las interacciones con factores climáticos. Sin embargo, de acuerdo a Suberkropp (1984) existe la posibilidad de que interacciones interespecíficas y otros factores estén involucrados en la estacionalidad de este grupo de hongos. De esta manera, la tendencia general dentro de una población de hifomicetos acuáticos es que en el invierno prevalecen las especies que son típicas de zonas templadas, las cuales durante el verano son reemplazadas por especies típicas de zonas tropicales y subtropicales, como lo son *Flagellospora penicilloides* y *Lunulospora curvula*, estas especies a pesar de estar presentes durante todo el año, muestran mayor frecuencia durante los meses de febrero y junio (Justiniano & Betancourt, 1989).

4.3.3. Sucesión fúngica

Los patrones sucesionales están caracterizados por cambios en la abundancia relativa de los conidios liberados por diferentes especies en lugar del reemplazo de especies (Gessner & Robinson, 2003). No obstante, Shearer & Webster (1985), establecieron que el número de conidios en el agua no necesariamente se relaciona directamente con las especies exitosas en la colonización.

Por otra parte, Suberkropp & Klug (1976) plantean que la tendencia general es encontrar especies principales o dominantes asociadas al proceso de descomposición; en este sentido, Bärlocher & Kendrick (1974) reportan que hifomicetos tales como: *Aguillospora*, *Tricladium* y *Heliscus* son grupos dominante durante el proceso de descomposición de la materia vegetal sumergida en corrientes de Canadá. Otros estudios, Chamier & Dixon (1982); y Chamier *et al.* (1984) señalan que las especies dominantes están junto a especies ocasionales, donde las primeras dependen del inóculo disponible en el cuerpo de agua y que la formación y mantenimiento de la asociación entre las especies es el resultado de interacciones competitivas, las cuales llegan a un equilibrio dinámico. En general, las especies que condicionan estos patrones sucesionales y la abundancia de especies en conjunto corresponden a la abundancia de conidios encontradas en muestras de agua y espuma en el sistema lótico (Gessner & Robinson, 2003).

4.4. Factores que afectan el crecimiento de los hifomicetos acuáticos

Se ha comprobado que la distribución de las especies de hifomicetos acuáticos, está influenciada por las propiedades fisicoquímicas del agua de los ríos, así como variables biológicas (Chamier *et al.*, 1984).

4.4.1. Factores fisicoquímicos

Los factores que afectan principalmente a las comunidades de hifomicetos acuáticos son temperatura, latitud y composición química del agua, tales como pH, nutrientes disponibles como el fósforo, nitrógeno y sulfato, oxígeno disuelto, entre otros (Bärlocher, 1982; Gessner & Chauvet, 1994; Sridhar & Bärlocher, 1997).

4.4.1.1. Nutrientes

Las tasas de esporulación parecen ser positivamente afectados por la concentración de nutrientes disueltos, especialmente fósforo (Casas & Descals, 1997). De tal manera, que Gulis & Suberkropp (2004), afirmaron que los hifomicetos acuáticos utilizan fósforo (P) y nitrógeno (N) como nutrientes esenciales para ellos, ya que los mismos pueden crecer en corrientes donde se encuentran presentes estos compuestos, además, señalaron que al enriquecerse la corriente con dichos nutrientes, se incrementó el número de especies, así como la concentración de conidios y el patrón de dominación de los mismos. Por otra parte, Aimer (1989), indicó que la esporulación de hifomicetos acuáticos era estimulada por bajo contenido de nutrientes orgánicos, así como de bajo contenido mineral (Abel-Raheem & Ali, 2004). En algunos aspectos, los hifomicetos acuáticos se comportan al igual que muchos otros indicadores ecológicos, con una reducción en la diversidad de hongos, la biomasa y el rendimiento asociado el estrés (Sridhar *et al.*, 2001; Pascoal & Cassio, 2004; Baudoin *et al.*, 2008).

La mayoría de ellos juegan un papel fundamental en la degradación de la materia orgánica compleja, en una más simple efectuando un reciclaje de nutrientes (Paliwal & Sati, 2009). En este sentido, se sugiere que la abundancia y riqueza de especies de conidios de hifomicetos acuáticos está principalmente relacionado con la disponibilidad de sustrato en lugar de con la química del agua (pH, alcalinidad o la concentración de nutrientes). Este hallazgo ha sido

frecuentemente reportado por otros autores en una variedad de corrientes en los climas templados (Casas & Descals, 1997).

4.4.1.2. Temperatura

La temperatura resulta el valor más importante dentro de estos factores que puede generar variaciones en la diversidad de los hifomicetos acuáticos. El-Hissy *et al.* (1992) señalaron que las muestras de hojas en descomposición que se obtuvieron de 177 sitios donde la temperatura de agua fue moderadamente baja, presentaron la mayor riqueza en hifomicetos acuáticos. Iqbal & Webster (1973) y Michaelides & Kendrick (1978) observaron que la concentración de conidios fue alta durante todo el año, excepto en el período mayo-julio. Además, Willoughby & Archer (1973) informó que los conidios de hifomicetos fueron más abundantes durante el período húmedo que el seco, es decir, aquellas estaciones donde la temperatura no era muy alta (El-Hissy *et al.*, 1992).

Estudios realizados sobre el efecto de la temperatura, concuerdan en que entre 15 y 29°C es el intervalo de temperaturas entre la cual se ve favorecida la esporulación, cuyos óptimos se contemplan entre 15–20°C (Koske & Duncan, 1974; El-Hissy *et al.*, 1992; Chauvet & Suberkropp, 1998). Por su parte, Rajashekhar & Kaveriappa (1996) y Chandrashekar *et al.* (1991) establecen que a 35°C es el máximo intervalo de temperatura en el cual se puede observar esporulación de algunas especies. Además el patrón de temperatura de esporulación y/o desarrollo de estos hongos depende de cada especie (Chauvet & Suberkropp, 1998).

4.4.1.3. Oxígeno disuelto

La aireación favorece el incremento de los hifomicetos acuáticos de acuerdo a lo reportado por Webster (1975) que indica que existe una relación proporcional entre el aumento de oxígeno en el agua y el desarrollo de esporas.

Ahmed & Abdel-Raheen (1997) y El-Hissy *et al.* (1992), han observado una alta riqueza de hifomicetos acuáticos en hojas sumergidas en descomposición en ríos con alto contenido de oxígeno disuelto. Por su parte, Rajashekhar & Kaveriappa (2003), señalan que las diferencias encontradas en corrientes al occidente de la India son debido a bajos niveles de oxígeno disuelto.

4.4.1.4. pH

Los datos disponibles en la literatura sobre la tolerancia de los hifomicetos a pH son algo contradictorios, especialmente cuando se comparan con los estudios de campo (Chamier, 1992). En este sentido, Rajashekhar & Kaveriappa (2003) señalaron, que bajos niveles de pH, junto con otros parámetros (temperatura, oxígeno disuelto y sulfuro) generó diferencias en cuanto a la diversidad de hongos encontrados en corrientes al occidente de la India. Por lo tanto, este resultado se añade al cuerpo de evidencia que apoya, el papel de pH / alcalinidad, como elemento determinante para la composición de especies en comunidades hifomicetos acuáticos. Un estudio muy detallado sobre este tema, el de Suberkropp & Chauvet (1995), quienes reportaron consistentemente menor riqueza y composición de especies de contraste en las corrientes neutrales con respecto a las de los arroyos con concentraciones altas de pH. Por otra parte, Chauvet (1991), estudió los factores ambientales que afectan la composición de la comunidad en la espuma de los arroyos en el sur-oeste de Francia, llegó a la conclusión de que la importancia del pH fue menor que la de altitud, lo que a su vez puede determinar cambios importantes en la calidad, cantidad y el tiempo de descomposición de la hojarasca. Este autor sugirió que el pH puede, no obstante, afectar a la distribución de algunas especies.

4.4.1.5. Conductividad eléctrica

La conductividad eléctrica o conductancia específica es la habilidad de conducir corriente eléctrica a través de un cubo de agua de un centímetro de lado.

El agua pura, tiene una conductividad eléctrica muy baja, la natural tiene iones en disolución y su conductividad es mayor y proporcional a la cantidad y características de esos electrolitos. Por esto se usan los valores de conductividad como índice aproximado de concentración de solutos. La conductividad de la mayoría de las aguas dulces naturales se encuentra entre los 10 a 350 $\mu\text{S}/\text{cm}$, dependiendo del tipo de geología. En zonas con influencia marino costera los valores pueden ir desde los 125 $\mu\text{S}/\text{cm}$ hasta los 2.200 $\mu\text{S}/\text{cm}$, mientras que en lagos y reservorios las conductividades son por lo general más bajas (Beita-Sandi & Barahona-Palomo, 2010).

4.4.2. Factores biológicos

Además de los factores fisicoquímicos, se ha evidenciado que, la incidencia y distribución de hifomicetos acuáticos, también se ve influida por factores biológicos tales como: tipo de vegetación en las riberas de los ríos y la dinámica de las relaciones intraespecíficas (con otros grupos taxonómicos) e interespecíficas (con especies del mismo grupo taxonómico) (Suberkropp, 1992).

4.4.2.1. Vegetación ribereña

Actualmente está bien establecido que las alteraciones de la química del agua y la vegetación ribereña afecta a la diversidad de organismos acuáticos (Lecerf & Chauvet 2008). Además, los cambios drástico en la vegetación ribereña generan un empobrecimiento claro de la comunidad fúngica (Metvalli & Shearer, 1989), lo cual se atribuye a la dilución de los recursos alimenticios disponibles (Bärlocher, 1992).

La naturaleza heterotrófica de estos pequeños arroyos y su fuerte interacción con el medio terrestre (Vannote *et al.*, 1980; Mulholland *et al.*, 2001) los hacen más sensibles a los cambios en la vegetación ribereña, lo que puede resultar de la invasión por especies exóticas, monocultivos forestales o campos

agrícolas, vegetación removida por las prácticas forestales o desarrollo urbano (Chadwick *et al.*, 2006; Ferreira *et al.*, 2006; Lecerf *et al.*, 2007; Castela *et al.*, 2008). Todas estas amenazas han demostrado inducir cambios en la estructura de las comunidades acuáticas (Bärlocher & Graca, 2002; Graca *et al.*, 2002; Pascoal *et al.*, 2005; Ferreira *et al.*, 2006; Castela *et al.*, 2008; Dang *et al.*, 2009), lo que podría tener profundas consecuencias para el mantenimiento de los procesos de los ecosistemas (Ferreira & Chauvet, 2012).

Asimismo, Lecerf *et al.* (2005) y Pascoal *et al.* (2005) determinaron que los hifomicetos acuáticos colonizan la materia orgánica, preferentemente hojas de la vegetación ribereña que utilizan como fuente de carbono primaria. Los hongos descomponedores juegan un papel fundamental en la redes tróficas, por lo que cualquier cambio en la diversidad, la biomasa y la actividad de los hongos asociados a las hojas podría afectar el ritmo de desglose de estas y por lo tanto la energía de flujo en la corrientes.

Por último, una característica única de hifomicetos acuáticos radica en la conexión entre el conjunto de hongos y vegetación ribereña (Bärlocher & Graca, 2002; Graca *et al.*, 2002; Laitung & Chauvet, 2005; Lecerf *et al.*, 2005; 2007), así haciendo de ellas un indicador prometedor para los flujos afectados por la explotación forestal y la invasión por plantas exóticas.

4.4.2.2. Relaciones interespecíficas

Con respecto a las relaciones interespecíficas, algunos estudios, de los cuales destaca el de Rodríguez & Graca (1997) quienes realizaron cultivos entre especies de hongos acuáticos y hongos terrestres, evaluando la capacidad de maceración y producción enzimática, evidenciando que los discos de hojas cultivados con hifomicetos acuáticos tuvieron mayor pérdida de biomasa, en comparación con aquellos inoculados con hongos terrestres. Por su parte, Chamier *et al.* (1984) evaluando la distribución espacial de hongos sobre hojas de

Alnus glutinosa en descomposición en un río, demostraron que los hifomicetos colonizan e inhiben el crecimiento de otros hongos y bacterias; sin embargo, en avanzado el proceso descomposición retorna la colonización por bacterias que durante el proceso se hallaron parcialmente distribuidas sobre el sustrato.

Por su parte, Duarte *et al.* (2006) incubaron monocultivos y cultivos mixtos de algunas especies de hifomicetos acuáticos aislados a partir de hojas en descomposición, demostraron que las relaciones específicas de ciertas especies podrían tener una influencia mayor sobre el funcionamiento del sistema, más que el número de especies. Los resultados de Yuen *et al.* (1999) demuestran relaciones antagónicas entre especies de hifomicetos acuáticos, estos autores destacan que durante el proceso de descomposición de hojas, algunas especies muestran ser menos competidoras, estas habilidades competitivas están influidas por la variedad de enzimas que una especie fúngica produzca.

La relación entre hongos y bacterias durante el proceso de descomposición del material vegetal en los sistemas lóticos obedece a interacciones antagónicas, Mille-Lindblom & Tranvik (2003), constataron que la acumulación de biomasa fúngica fue más alta en ausencia que en presencia de bacterias y viceversa, las estimaciones de biomasa microbiana fue aproximadamente el doble en ausencia de hongos comparado cuando los hongos estuvieron presentes.

En cuanto a la contribución de detritívoros, hongos y bacterias en el rompimiento de las hojas, estudios basados sobre estimaciones de biomasa, han encontrado que los detritívoros aportan 64%, hongos 15% y bacterias 7% (Hieber & Gessner, 2002), esto debido a, que a pesar que los detritívoros requieren de transformación del sustrato por parte de los hongos y bacterias, estos son trituradores, mientras que los otros dos se basan en la utilización de la maquinaria enzimática para la degradación.

4.5. Metodologías para coleccionar muestras

El registro de la comunidad de hifomicetos acuáticos está directamente relacionado con la identificación morfológica y propiedades de los conidios, de esta manera, la estructura, flotabilidad y producción de conidios puede influir en el examen y contaje de la comunidad de estos hongos, debido a que los conidios se distribuyen según su morfología; por ejemplo, los conidios con formas estrelladas se facilitará su almacenamiento en espumas, mientras que aquellas con otras formas se encontrarán diluidas en el cauce del río (Ingold, 1975).

Las técnicas tradicionalmente empleadas para la identificación y caracterización de las esporas derivadas de los hifomicetos acuáticos son: la colección de hojas y/o material vegetal tomados al azar y observación directa de conidios con un microscopio invertido, la espuma, la filtración de agua del río y el cultivo de hojas. Así tenemos, que Iqbal (1994) en un estudio comparativo de las diferentes técnicas de muestreo en un Río de Pakistan, determinó que los mayores índices de diversidad en el río fueron detectados por espuma artificial y en los cebos de paquetes de hojas. Aunque la comunidad de especies en espuma artificial era más rico que en las trampas con paquetes de hojas. De igual forma Abdel-Raheem, (2004), estudio el efecto de las diferentes técnicas de muestreo sobre la diversidad de hifomicetos acuáticos en el Río Nilo, encontrando que la diversidad de hifomicetos acuáticos fue alta utilizando hojas marcadas (23 especies) y hojas de muestreo al azar (30 especies) pero era baja utilizando filtración por un papel de filtro (11 especies) y las técnicas de espuma (8 especies).

4.5.1. Colección de hojas o material vegetal

La colonización comienza con la adhesión de conidios a una superficie del sustrato y es afectado por sus características físicas (energía superficial, dureza, y especificidad) (Harrison *et al.*, 1988; Read *et al.*, 1992). Según Gulis (2001) las

hojas y ramas representan un sustrato importante para la colonización por los hifomicetos acuáticos a orillas de los ríos. Habitualmente mediante este método, se examina la colonización y distribución de los hifomicetos acuáticos, de acuerdo a la capacidad que poseen dichos hongos para degradar polímeros de origen vegetal (Webster & Benfield, 1986).

En este sentido, Dang *et al.* (2007), resaltaron que el anclaje de los conidios sobre las hojas es el primer paso del ciclo de vida de los hifomicetos acuáticos, hecho que obedece a varios factores, por un lado la forma de los conidios que determina el éxito de anclaje, y por otra parte garantizan mayor flotabilidad y por lo tanto mayor eficacia en la dispersión de las mismas en el agua.

Un factor adicional, son los rasgos de la estructura de la superficie de las hojas recientemente caídas en los torrentes juega un papel importante en el éxito del anclaje, particularmente la presencia de pelos, tricomas, ceras, nervaduras, entre otros, en las cuales los conidios pueden quedar atrapadas y con esto aumentar el espesor de la capa límite hoja-agua. (Bärlocher, 1992; Dang *et al.*, 2007). Finalmente las características de los hifomicetos acuáticos, como la eficiencia de la captación de recurso, la tasa de crecimiento, la habilidad competitiva y la resistencia al arrastre por la corriente, probablemente son los factores determinantes adicionales que definen la estructura de la comunidad de hifomicetos acuáticos (Dang *et al.*, 2007).

4.5.2. Espuma

De acuerdo a las diferentes morfologías de los conidios, se facilitan su atrapado y concentración en las burbujas de aire que se forman por las corrientes de ríos y quebradas, congregándose así como espuma natural persistente en los remansos de dichos sistemas lóticos (Ingold, 1975; 1979). Este fenómeno puede inducirse de manera artificial, formando una espuma mediante la adición de detergente a la corriente del río (Iqbal, 1997).

La espuma atrapa los conidios de acuerdo a la morfología de las mismas (Gönczöl *et al.*, 2001), esto se refiere a que en las burbujas de aire, los conidios con formas tetra radiadas y/o estrelladas quedarán atrapadas con mayor facilidad. De igual forma, es pertinente considerar la naturaleza de una muestra de espuma, ya que después de fuertes lluvias, y en especial por debajo de una cascada o rápidos, “tortas” de espuma persistente con frecuencia y se acumulan en los márgenes de un río o detrás de barreras parciales en el mismo. Las esporas que se encuentran en la espuma pueden haber llegado en varias formas. La mayoría probablemente han venido de hifomicetos acuáticos. Los conidios de estos se encuentran atrapados por burbujas de aire, de modo que cuando las burbujas se unen formando una espuma blanquecina (Ingol 1974).

Numerosos estudios han utilizado este método para estudiar la comunidad de hifomicetos acuáticos. Harrington (1997) tomó espuma de 21 ríos en el sur y oeste de Irlanda en otoño de 1993 y principios de la primavera de 1994 reportando un total de 68 especies de hifomicetos acuáticos. Así como también para los trópicos, Fernández & Smits (2009), realizaron un registro de hifomicetos acuáticos en ríos de la Cordillera de la Costa, utilizando una colección de muestras de espuma en tres cursos de agua (Río Cabriales, Río Cúpira y Quebrada Tócome), los resultados indicaron que la flora de hifomicetos acuáticos es variada en cada río y la misma fluctúa en número de especies durante el estudio.

4.5.3. Filtración mediante membrana

Este método se fundamenta, en hacer pasar por un filtro de membrana agua colectada de la corriente del río (Iqbal, 1997), con la premisa de retener en el filtro las esporas que se encuentren en el agua. Por otro lado, Gönczöl *et al.* (2001), establecen que el volumen mínimo requerido para el examen de los hifomicetos acuáticos es de 1000 mL de agua.

Asimismo a pesar de que la mayoría de los estudios realizados sobre la diversidad de hifomicetos acuáticos en el país se basan en muestras de espuma como técnica de muestreo y debido a que las precipitaciones pueden escasear la espuma en los ríos; resulta importante utilizar otras técnicas de muestreo para el registro de hifomicetos acuáticos. En virtud de este problema existen otros trabajos que reportan sus resultados basados en otras técnicas de muestreo como por ejemplo la filtración del agua mediante un milliporo (papel de filtro de 0.45 μm), dentro de estos se encuentra el reportado por Smits *et al.* (2007), en un estudio preliminar de los hifomicetos acuáticos de ríos de agua dulce de Venezuela, en el cual, se tomaron muestras de agua (1L por muestra), obtuvieron un total de 50 especies de hifomicetos acuáticos encontrados en siete cursos de agua, de los cuales seis están ubicados en Parques Nacionales.

4.6. Importancia ecológica

En el ecosistema acuático este grupo de organismos es responsable de utilizar, degradar y modificar el material vegetal que cae al agua permitiendo así la transferencia de energía en la cadena alimentaria en arroyos de bosques y ríos, esto lo logran mediante la degradación del material vegetal particulado y otros escombros arbolados que caen a los ríos convirtiéndola en biomasa fúngica, mediante la cual se alimentan invertebrados detritívoros (Bärlocher, 1985). Así, Fernández & Smits (2005), destacan que índices elevados de diversidad de estos hongos están concatenados a alta calidad ambiental en los sistemas lóticos, debido a que los hifomicetos acuáticos son considerados bioindicadores de pureza en dicho ecosistema.

4.6.1. Bioindicadores

El concepto de organismo indicador se refiere a especies seleccionadas por su sensibilidad o tolerancia (normalmente a la sensibilidad) a varios parámetros.

Por lo tanto, los biólogos emplean bioindicadores de contaminación debido a su especificidad y fácil monitoreo (Washington, 1984).

De tal manera, algunos autores han evidenciado este efecto mediante estudios realizados en ríos contaminados, en los cuales la diversidad de estos hongos es severamente restringida (Sridhar & Bärlocher, 1998), así mismo, en corrientes ácidas cuyas concentraciones de aluminio son elevadas, el crecimiento de hongos acuáticos se inhibe y la actividad enzimática se reduce drásticamente (Chamier & Tipping, 1997), igualmente ocurre en corrientes con elevada concentración de cobre (Sridhar *et al.*, 2005). Por su parte, Solé *et al.* (2008) sugiere que valdría la pena considerar descomponedores microbianos, especialmente hongos, como el potencial indicadores ecológicos. Por su parte, Pascoal *et al.* (2003) y Tsui *et al.* (2001b) indican que en corrientes con contaminación producto de acumulación de nutrientes orgánicos e inorgánicos, la producción de conidios disminuye sin evidencias de cambios significativos en cuanto a la diversidad de las especies de los hongos acuáticos. Por lo que se puede considerar que la producción de esporas podría ser el indicador más sensible del impacto humano sobre los arroyos (Lecerf & Chauvet, 2012). Por otra parte, Lecerf & Chauvet (2008) revelaron mediante una análisis que la dirección y la magnitud del cambio en los indicadores de hongos varía con el tipo de perturbación.

4.7. Base Legal de la Investigación

En Venezuela, esta base legal está sustentada principalmente en la Constitución de la República Bolivariana de Venezuela, así como las leyes y normas promulgadas en este aspecto.

Constitución de la República Bolivariana de Venezuela: el texto constitucional de 1999 resalta la preservación del ambiente y conservación del equilibrio ecológico, como instrumento para impulsar el desarrollo sustentable del país,

estos principios se encuentran contenidos de manera expresa en el artículo 127.

Ley Orgánica del Ambiente: fue dictada el 16 de junio de 1976, por el poder legislativo venezolano, en su artículo 20, correspondiente a las actividades susceptibles a degradar el ambiente la cual menciona: “Se consideran actividades susceptibles a degradar el ambiente, las que directa o indirectamente contaminan o deterioren el aire, el agua, los fondos marinos, el suelo o subsuelo, o incidan desfavorablemente sobre la flora o la fauna”.

Ley Penal del Ambiente: se creó el 03 de Enero de 1992; publicada en Gaceta Oficial con el propósito de establecer las medidas penales que permitieran sancionar los hechos y actos tanto colectivos como individuales que generan peligros, riesgos y daños al medio ambiente. Describe los delitos y aquellos hechos que violen las disposiciones relativas a la conservación, incluyendo las sanciones penales correspondientes, las medidas precautelativas, de restitución y de reparación a las que haya lugar en caso de daño parcial o total del ambiente en cualquiera de sus formas.

Ley de Aguas: Gaceta oficial N° 38.595 del 2 de enero de 2007. Esta ley tiene por objeto establecer las disposiciones que rigen la gestión integral de las aguas, como elemento indispensable para la vida, el bienestar humano y el desarrollo sustentable del país, y es de carácter estratégico e interés de Estado.

Decretos: existen también en la Legislación Venezolana una serie de decretos destinados a regular actividades específicas, entre ellos se encuentran:

Decretos que regulan la calidad de las aguas

Decreto N° 883: “Normas para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos”, promulgado el 11 de octubre de 1995 y tiene como objetivo establecer las normas para el control de los vertidos líquidos y la calidad de los cuerpos de agua. Es aplicable a los sectores del país, donde no exista normativa específica para el control de la calidad de los cuerpos de agua.

Capítulo II. De la clasificación de las aguas.

Según el artículo 3, las aguas de **Tipo 1**, son aquellas destinadas al uso doméstico y al uso industrial que requieran de agua potable, siempre que ésta forme parte de un producto destinado al consumo humano, o que entre en contacto con él. Este tipo de aguas se subdividen en tres sub tipos: 1A, que desde el punto de vista sanitario pueden ser acondicionadas con la sola adición de desinfectantes; 1B, que pueden ser acondicionadas por medio de tratamientos convencionales de coagulación, floculación, sedimentación, filtración y cloración; 1C, pueden ser acondicionadas por un proceso de potabilización no convencional. En cuanto a los intervalos de parámetros físico-químicos y microbiológicos tenemos: que las aguas 1A, presentan oxígeno disuelto mayor a 4,0 mg/L, un pH mínimo de 6,0 y un máximo 8,5, un promedio mensual/mL menor de 100 NMC de coliformes totales (nivel máximo de contaminante). Además tanto este tipo de aguas como las 1B, no deberían exceder los niveles de nitritos + nitratos de 10,0 mg/L, sulfatos de 400 mg/L y los fosfatos de 9,9 mg/L (Decreto 883).

Tipo 2: Aguas destinadas a usos agropecuarios. **Tipo 3:** Aguas marinas o de medios costeros destinadas a la cría y explotación de moluscos consumidos en crudo. **Tipo 4:** Aguas destinadas a balnearios, deportes acuáticos, pesca deportiva, comercial y de subsistencia. **Tipo 5:** Aguas destinadas para usos industriales que no requieren de agua potable. **Tipo 6:** Aguas destinadas a la navegación y generación de energía. **Tipo 7:** Aguas destinadas al transporte, dispersión y desdoblamiento de poluentes sin que se produzca interferencia con el medio ambiente adyacente.

Decreto sobre las actividades susceptibles a degradar el ambiente

Decreto Nº 1257: Fue promulgado el 13 de marzo de 1996 con el propósito de dictaminar las normas que deben seguirse para minimizar las causas de contaminación. Realizar la identificación de las actividades susceptibles a

degradar el ambiente; y las penalizaciones correspondientes para quienes no cumplan las normas allí contenidas.

Normas COVENIN

Norma Venezolana COVENIN 2709:2002. Aguas naturales, industriales y residuales. Técnicas de muestreo. Esta norma establece lineamientos generales sobre las técnicas de captación de muestras de agua, con el fin de determinar sus características. Según la Norma COVENIN 2634:2002 para aguas naturales, industriales y residuales.

Norma Venezolana COVENIN 2409:86. Agua. Método de membrana filtrante para análisis microbiológico. Esta norma establece el procedimiento de análisis a utilizar para la detección y recuento de: coliformes totales, coliformes fecales, estreptococos fecales, *Pseudomonas aeruginosa*, mohos y levadura, por el método de membrana filtrante, en muestras de aguas naturales y tratadas, a excepción de las aguas residuales.

4.8. Trabajos realizados en el Trópico

En la zona tropical no se tiene mucha información acerca de la diversidad de hifomicetos acuáticos, ya que el mayor esfuerzo se ha realizado en zonas templadas. No obstante, Shönlein-Crusius & Piccolo (2003) plantean que pese a los pocos trabajos realizados en el trópico, han totalizado 90 especies para Sur América: 20 especies para Argentina, 49 para Brasil, 14 para Chile, 5 para Ecuador, 29 para Perú y 11 para Venezuela. Para las zonas tropicales de México, Heredia *et al.* (2000) reportaron por primera vez 10 especies de hifomicetos acuáticos asociadas a restos vegetales, la mayoría poco conocidas a nivel mundial. Del mismo modo en Brasil, Fernández & Pascholati (2005) reportaron dos especies de *Speiropsis* asociadas a hojas en descomposición de plantas nativas.

Por su parte, Betancourt *et al.* (1986), reportaron 26 especies en diferentes afluentes de la Cordillera Central del Parque Nacional Armando Bermúdez en República Dominicana, señalando que existe poca variación en la composición de especies con respecto a las diferentes zonas de colecta, además, debido a la cercanía de esta nación con Puerto Rico y Cuba los autores sugieren, que la flora de hifomicetos acuáticos probablemente sea similar en las tres islas.

Otros autores han encontrado nuevos registros para Puerto Rico, tal es el caso de Justidiano & Betancourt (1989) quienes reportaron 20 especies de hongos Ingoldianos, incluyendo dos nuevos reportes para la región Caribeña: *Hydrometrospora symmetrica* y *Tricladium attenuatum*; las cuales fueron identificadas a partir de muestras de agua y espuma en el Río Mariacao; así mismo, estos autores determinaron que 7 especies de los mencionados hongos son dominantes durante el proceso de descomposición de las hojas de *Syzygium jambos* L. Adicionalmente, Nieves (2003) identificó 39 especies de hongos acuáticos como nuevos registros para cuevas y sumideros del Parque de las Cavernas del Río Camuy, Puerto Rico. Por otra parte, en las islas de Hawai, Ranzoni (1979) reportó 17 especies de hifomicetos acuáticos, de los cuales 10 son nuevos reportes para la isla. De igual forma en Tailandia se han reportado 5 nuevos géneros y 26 nuevas especies de la cuales 15 pertenecen a muestras de material de palma sumergida, así como 11 de madera y hojas sumergida (Zhang, *et al.*, 2011).

En Venezuela el primer estudio realizado fue el de Nilsson (1962) en la oportunidad que visitó el país durante la estación de sequía en 1960. El autor colectó hojas sumergidas en tres regiones: al Norte de la Cordillera de La Costa, en Los Andes y en regiones montañosas al Sur de El Dorado en la Guayana venezolana, encontrando 11 especies, entre las cuales dos nuevas especies ambas referidas a dos nuevos géneros: *Angulospora aquatica* y *Pyramidospora casuarinae*. Estas observaciones fueron realizadas en ríos y quebradas de zonas tanto urbanas como poco pobladas y naturales. Otras especies encontradas por

este autor fueron: *Campylospora chaetocladia*, *Heliscus submersus*, *Lunulospora curvula*, *Flagellospora penicillioides* y *Triscelophorus monosporus*.

Por su parte, Smits (2005) inició un inventario de las especies de hifomicetos acuáticos presente en ríos venezolanos, seguido por Fernández & Smits (2005) con un estudio preliminar en el Río Cabriales. De esta manera, Smits *et al.* (2007), obtuvieron que la flora de Hifomicetos acuáticos en Venezuela es rica y muy variada, ya que han identificado 34 en el Parque Nacional (Río Guatopo, Quebrada el Ingenio y Quebrada Martinera), 38 en el Parque Nacional el Ávila (Quebrada Tócome y Río Los Castillos), 9 en el Parque Nacional Dinira (Quebrada del Vino y los Pinetes) y 35 en el Parque Nacional San Esteban (Río Cabriales y Río Cúpira).

Así mismo en los últimos cuatro años se han realizado nuevos estudios en diferentes ríos de Venezuela. Fernández y Smits (2009) señalan 42 especies para el Río Cabriales, mientras que Pinto *et al.* (2009) realizaron una comparación de métodos de muestreo para estudiar la biodiversidad de hifomicetos acuáticos, en el Río Cúpira sector La Cumaca (Municipio San Diego, Estado Carabobo, Venezuela), encontraron que la diversidad de hifomicetos acuáticos variaba con el método de colección de muestra, evidenciándose el mayor número de especies al utilizar espuma natural. Con la espuma blanca fueron reportadas 41 especies, 30 con la amarilla, 19 en espuma artificial y 12 especies con el método de incubación de hojas. Así tenemos hasta el 2010, un total de 70 especies reportadas en Venezuela: 3 en Los Andes, 14 en Occidente y 68 en el Centro (Fernández *et al.*, 2010). Asimismo, Fernández & Smits (2011) en un estudio realizado en el Río Guárico en el Estado Carabobo reportaron un total de 42 especies, de las cuales son nuevos registros para el país: *Dedrospora erecta*, *D. juncicola*, *Speiropsis hyalospora*, *S. pedatospora*, *Tetraploa cf. aristata*, *Tripospermum myrti*, *Triscelophorus magnificus* y *Triscelophorus ponapensis*.

Por su parte, Pinto & Smits (2012) reportaron 27 especies para 4 ríos pertenecientes a ríos de la vertiente norte Cordillera de la Costa, estado Aragua. Además que se destaca la presencia de hifomicetos acuáticos en ambientes estuarinos de la desembocadura del Río San Miguel, ecosistema que hasta el momento no había sido estudiado en Venezuela.

5. Materiales y métodos

5.1. Área de estudio

El estudio se realizó en el Río Vigirima, ubicado en el sector cacho mocho del Municipio Guacara, Estado Carabobo, el cual es un tributario de la cuenca del Lago de Valencia, cuya naciente se ubica en el Parque Nacional San Esteban, específicamente en el Pico El Jengibre, a 510,8 msnm como se muestra en la Figura 1. Tiene una profundidad promedio de aproximadamente 53,5 cm y una velocidad de corriente de 8,33 a 12,5 cm/seg variando según la época del año. La vegetación se caracteriza por bosques montanos deciduos, y bosques semideciduos alrededor de los 400-500 msnm, cuyas especies arbóreas representativas para esta zona son el Cedro, el Saqui-saqui, el Apamate, el Mijao y el Pardillo, aunque también se pueden encontrar la vegetación que ha sido intervenida por el proceso agrícola y el industrial, muestras o testigos que sobreviven permiten afirmar la existencia de especies herbáceas y arbóreas como el Jobo, el Bucare, el Samán, el Indio Desnudo, Camoruco, Cedro y Mamón, entre otras.



Figura 1. Área de estudio del Río Vigirima. Fuente: Imagen satelital tomada Google Earth.

Se tomaron muestras en dos ambientes del río, de acuerdo a la afectación ambiental de las mismas: 1) cabecera del río ubicada a $10^{\circ}16'561''N$ y $0,68^{\circ} 0,1' 35''$, W la cual es de difícil acceso y se encuentra con poca afectación ambiental (Zona protegida del Parque Nacional San Esteban); 2) zona baja a $10^{\circ}16'57''N$ y $68^{\circ}0,1'0,3''W$ y de gran afectación ambiental, de fácil accesos, destinada a la recreación.

5.2. Métodos de colección de muestra

Se evaluaron tres métodos de muestreo: espuma natural; agua del río filtrada e incubación *in vitro* de hojas (agua de río estéril con aireación y medio de cultivo), con la finalidad de determinar el número de especies y los conidios/mL de hifomicetos acuáticos. Las muestras fueron colectadas cada quince días durante seis meses (febrero a Julio 2013). Cada método se realizó por triplicado.

5.2.1. Muestras de espuma

La espuma supone una autentica trampa natural para los conidios de los hifomicetos acuáticos, los cuales quedan atrapados en la película superficial de las diminutas burbujas. Se colectaron 3 mL aproximadamente de espuma blanca (recién formada), mediante una espátula cóncava en envases de vidrio esterilizados, tratando de colocar la menor cantidad de agua posible. Las muestras fueron llevadas al Laboratorio de Biotecnología de la Universidad de Carabobo para su posterior análisis.

5.2.2. Muestras de agua filtrada

Se tomaron alícuotas de agua del río con la ayuda de un recipiente esterilizado en diferentes subestaciones del río hasta completar 1 L, es importante mencionar que el agua se colectó donde se estaba recién formando la espuma.

De manera que lo que se obtenga en el filtrado sean muestras de espuma más diluida. Estas fueron trasladadas al Laboratorio de Biotecnología y filtradas mediante un sistema de filtración (Glass Microanalysis Filter Holder Assembly) con un quitasato donde se colocó una membrana Milipore de 0,45 μm , dicho proceso se realizó con la ayuda de una bomba de vacío posteriormente fueron teñidos para la identificación.

5.2.3. Muestras de hojas

Se tomaron hojas en diferentes estados de descomposición al azar del cauce del río, las cuales se almacenaron en bolsas plásticas estériles y luego fueron transportadas al Laboratorio de Biotecnología de la Universidad de Carabobo. Posteriormente para la incubación, se tomaron las hojas recolectadas del río y fueron sumergidos en un beaker con 500 mL de agua previamente esterilizada (procedente del río) más 5 mL de antibiótico (ampicilina) al 0,01% en condiciones de turbulencia (con aireación suministrada mediante bombas de oxígeno ELITE 802) a temperatura ambiente (25°C) por 48 horas. Transcurrido el tiempo de incubación se cortaron 6 discos de 1cm² y se procedió a colocar en un portaobjetos para identificar y cuantificar todas las esporas observadas en el campo visual del disco mediante un microscopio de luz (Leika DM 1000 con cámara digital Canon).

5.2.4. Tinción de esporas

Las muestras fueron teñidas con Lacto-Fuscina al 0,5% durante 5 minutos. Para el examen, se cubrió con un cubreobjetos y se observó en un microscopio de luz (Leika DM 1000 con cámara digital) a un aumento de 400X, para la identificación, contaje y registro fotográfico (Cámara digital Canon) de los conidios.

5.2.5. Identificación y contaje de los conidios

Las especies se identificaron mediante la morfología de los conidios utilizando la clave de Santos-Flores y Betancourt-López (1997). La cuantificación de los conidios se expresó de acuerdo al número de esporas por mililitro de muestra para la espumas, por litro para el agua filtrada y por cm² en el caso de las hojas. Además se calculó la frecuencia de conidios de cada especie.

5.3. Análisis de calidad de agua

Se determinaron parámetros fisicoquímicos y bacteriológicos, para evaluar la calidad del agua de acuerdo a las normas para el control de la calidad de los cuerpos de agua (Decreto 883, 2005).

5.3.1. Análisis de parámetros bacteriológicos

Se cuantificaron el número de unidades formadoras de colonias (UFC) del grupo de coliformes totales y coliformes fecales. Para ello quincenalmente fueron colectados 100 ml de agua del río y se almacenaron en recipientes de vidrio estériles. En el laboratorio, se realizaron siembras por incorporación de 0.1 mL por triplicado de la muestra en placas de agar MacConkey, a 37°C (coliformes totales) y a 44°C (coliformes fecales), cuantificándose las UFC a las 24 horas.

5.3.2. Análisis de parámetros fisicoquímicos

Los análisis físicos de temperatura (OAKTON), conductividad (Accument Basic AB30) y turbidez (OAKTON) se realizaron *in situ*. Mientras que el pH y O₂ disuelto, fueron evaluados por medio de los equipos OAKTON (modelo pH10 para pH y DO basic para oxígeno disuelto).

5.3.3. Análisis de nutrientes

La cuantificación de los miligramos por litro (mg/L) de fosfato, nitrito, nitrato y sulfato, fue realizada a partir de 1000 mL de agua del río (tomados en envases plásticos limpios), tomando en consideración las curvas de calibración obtenidas a partir de soluciones patrones. Estos análisis fueron llevados a cabo en la Unidad de Biotecnología Aplicada (UBA) del Departamento de Biología de la Universidad de Carabobo.

El procedimiento metodológico para la determinación de la concentración de fosfato, nitrito, nitrato y sulfato se realizó mediante espectrofotometría usando un Spectronic Genesis UV marca Thermo.

5.3.3.1. Sulfato (SO_4^{2-})

En 10 mL de muestra de agua del río se adicionaron 20 mL de agua destilada, 1 mL de disolución de ácido acético (CH_3COOH) dilución 1/10 y 5 mL de disolución de cloruro de bario (BaCl_2) estabilizada (10 gramos de cloruro de bario en 20 mL de goma arábica al 5% y agua destilada hasta completar 100 mL). Después de agitar y dejar 15 minutos en reposo fue leída la absorbancia en el espectrofotómetro a 650 nm. Para la curva de calibración fue utilizada una solución madre de sulfato sódico anhidro (Na_2SO_4).

5.3.3.2. Fosfato (PO_4^{3-})

En 0,50 mL de muestra se adicionaron 0,50 mL de agua destilada, 2 mL de molibdato de amonio al 2,5% y 1 mL de sulfato de hierro (FeSO_4) al 5%, seguido de la lectura en espectrofotómetro a 660 nm. Para la curva de calibración fue utilizada una solución madre de fosfato ácido de sodio (NaH_2PO_4).

5.3.3.3. Nitrito (NO_2^-)

La determinación de nitrito se realizó adicionando 1 mL de la muestra, 1 mL de sulfanilamida 1% y 1 mL de *N* – naftil etilenoamina. Luego de agitar bien fue leída la absorbancia en el espectrofotómetro a 540 nm. Para la curva de calibración fue utilizada una solución madre de nitrito de sodio (NaNO_2).

5.3.3.4. Nitrato (NO_3^-)

La determinación de nitrato se realizó mediante la adición de 1 mL de ácido clorhídrico (HCl) 1 M a 50 mL de muestra de agua del río, seguido de la lectura de absorbancia en el espectrofotómetro a 220 nm. Para la curva de calibración fue utilizada una solución madre de nitrato de potasio (KNO_3).

Los nutrientes se expresaron en mg/L y los resultados obtenidos se compararon con los límites o rangos máximos establecidos en las Normas para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos (Decreto 883).

5.4. Análisis estadístico

Se calculó la frecuencia de conidios por especie de los hifomicetos acuáticos presentes en el Río Vigirima, los datos obtenidos se manejaron mediante el programa past; se realizó estadística no paramétrica para describir ambas zonas y las diferencias entre cada método de colecta con Mann-whitney. También se utilizó Anosim para comparación de la composición taxonómica de cada una de los métodos y se realizó una prueba con el análisis de escalamiento multidimensional no paramétrico.

6. Resultados y Discusión

Para la evaluación de la calidad de los ecosistemas acuáticos en general, han sido tomados en cuenta, a lo largo de muchos años, una gran variedad de parámetros indicadores, muchos de los cuales, están normados por leyes internacionales y nacionales, las cuales señalan en qué concentraciones o intervalos deben estar presentes. Por ello, el concepto de “calidad del agua” es interpretable en función del conjunto de parámetros fisicoquímicos tales como pH, temperatura, oxígeno disuelto, y otros, bacteriológicos (coliformes totales y coliformes fecales) y contaminantes diversos (metales pesados, pesticidas, etc.) que se estén analizando (Chica *et al.*, 2005).

La tendencia actual en los estudios de calidad del agua es utilizar un enfoque integral del ecosistema, considerando evaluar la calidad ecológica del cuerpo de agua en cuestión; esto se logra incorporando a las variables anteriormente mencionadas, datos referidos a las comunidades biológicas presentes en dicho ecosistema, considerando la estructura, composición y funcionamiento de las mismas. Los seres humanos tienen una gran influencia en todos estos factores, pues depositan residuos en el agua y añaden toda clase de sustancias y de contaminantes que no están presentes de forma natural (Chica *et al.*, 2005).

6.1. Caracterización fisicoquímica de los ambientes evaluados

Los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos estandarizados para la calidad del agua determinan el tipo y su potencial uso (Storaci *et al.* 2013). En tal sentido, los parámetros como temperatura, oxígeno disuelto, pH y conductividad permiten una descripción de las condiciones ambientales del río en cada una de las zonas estudiadas. Los parámetros fisicoquímicos dan una información extensa de la naturaleza de las especies químicas del agua y sus propiedades físicas, sin aportar información de su influencia en la vida acuática; los métodos biológicos aportan esta información pero no señalan nada acerca del contaminante o los

contaminantes responsables, por lo que muchos investigadores recomiendan la utilización de ambos en la evaluación del recurso hídrico (Orozco *et al.*, 2005). Por lo que es importante realizar una descripción de cada uno de los parámetros fisicoquímicos evaluados para así establecer las características de cada ambiente.

La temperatura del agua difirió significativamente entre ambos ambientes (perturbado y no perturbado; Mann-Whitney, $p=0,0002$), siendo más alta en el ambiente perturbado con un valor promedio de $22,9^{\circ}\text{C}$ vs el ambiente no perturbado con $21,5^{\circ}\text{C}$, lo cual comprueba probablemente que la vegetación es el factor que influye en la diferencia de temperatura (Cuadro 1). Este valor se explica debido a que en el ambiente perturbado, la vegetación ribereña es menos densa que en el ambiente no perturbado por lo que la incidencia de los rayos solares es mayor, lo cual se revierte en un ligero aumento de temperatura. En este sentido, Bärlocher (2013), reportó que la frecuencia y amplitud de las oscilaciones de temperatura puede afectar profundamente la estructura y función del ecosistema.

Con respecto al oxígeno disuelto se encontró una media de $9,47\text{ mg/L}$ para el ambiente no perturbado y $9,29\text{ mg/L}$ en el ambiente perturbado. Los mayores valores de oxigenación se reportaron en el ambiente no perturbado durante todos los meses a excepción del mes de febrero en donde el valor de oxígeno disuelto fue mayor para el ambiente perturbado. Sin embargo, no existe una diferencia significativa entre ambos ambientes (Mann-Whitney, $p=0,2852$) como se observa en el Cuadro 1, es decir, que la oxigenación no se ve afectada por la perturbación antrópica. Este parámetro es uno de los más importantes para la vida acuática y la ecología de los ríos. En las aguas superficiales, este proviene principalmente de la atmósfera y de la actividad fotosintética de las algas y otras plantas acuáticas, variando su concentración diariamente y estacionalmente, dependiendo de la fotosíntesis, la respiración, penetración de la luz, disponibilidad de nutrientes, entre otros factores. Su concentración es importante para evaluar la calidad del agua superficial y para controlar el proceso de tratamiento de residuos, por ende es un compuesto esencial para la respiración aeróbica y es un indicador de la actividad biológica (Torres, 2007). En tal sentido, la perturbación presente en el

ambiente perturbado no tiene una influencia importante en el porcentaje de oxígeno disuelto.

Según las Normas para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos (Decreto 883), el oxígeno disuelto debe ser mayor a 4 mg/L, encontrándose en este estudio que el parámetro se mantiene superior a 8,89 mg/L en todos los meses de estudio, reafirmando el hecho que el Río Vigerima presenta niveles de oxigenación adecuados.

En relación al pH, éste mostró poca variación a lo largo del estudio, ya que el promedio en el ambiente no perturbado fue de 7,57 y para el ambiente perturbado fue de 7,50. Así como también se demostró que el pH de este río se encuentra dentro del intervalo publicado en las Normas para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos, pH 6,0 a 8,5 (Decreto 883), es decir, que ambos ambientes se encuentran en condiciones aptos para el desarrollo de la vida acuática. Este resultado obtenido es muy relevante, ya que al mantenerse el pH casi constante en el ambiente no perturbado y registrarse fluctuaciones en el ambiente perturbado con ciertas disminuciones en cinco de los seis meses estudiados, está indicando que existe alguna disturbio en el agua que hace que baje los valores de pH. Por ende, estas ligeras fluctuaciones en el pH muestran una diferencia significativa entre ambos ambientes (Mann-Whitney, $p=0,03758$) como se observa en el Cuadro 1, donde se observaron que las variaciones de pH para el ambiente perturbado exceden los reportados en el ambiente no perturbado.

Por otra parte, los valores de conductividad fueron mayores para el ambiente perturbado con un valor promedio de 91,19 $\mu\text{S}/\text{cm}$ vs. al ambiente no perturbado con promedio de 78,89 $\mu\text{S}/\text{cm}$, evidenciando una mayor conductividad en el ambiente perturbado. En tal sentido, hay una diferencia entre ambos ambientes (Mann-Whitney, $p=0,0015$). La mayor conductividad presente en el ambiente perturbado puede estar influenciada por la perturbación antrópica, así como también puede ser resultado de la formación geológica de la zona (Cuadro 1).

Cuadro 1. Descripción de las variables fisicoquímicas en dos ambientes: perturbado y no perturbado del Río Vigirima.

Parámetros	Ambiente no perturbado		Ambiente perturbado		Prueba Estadística	P
	Media	DS	Media	DS		
Temperatura (°C)	21,5	0,67	22,9	0,67	U=10,5	0,0002
Oxígeno disuelto (mg/L)	9,47	0,70	9,29	0,79	U= 53	0,2852
pH	7,57	0,23	7,50	0,36	U=35,5	0,03758
Conductividad (µS/cm)	78,89	5,43	91,19	7,88	U=0,015	0,0015

Ds= desviación estándar

6.2. Análisis bacteriológicos

En otro orden de ideas, la calidad bacteriológica del agua se realizó mediante la determinación de los organismos coliformes totales y coliformes fecales. La presencia de bacterias coliformes son un indicador de contaminación fecal por descarga reciente de desechos, a largo plazo son indicadores de la efectividad de programas de control. Las ventajas que presenta el uso de bacterias como indicadores de acuerdo con De lanza *et al.* (2000), es que el muestreo de este grupo tiene una metodología bien desarrollada de respuesta rápida a cambios ambientales tales como la contaminación, básicamente por descargas domésticas y municipales. En el Cuadro 2, se observa que el promedio para el ambiente no perturbado fue de 173 UFC/mL y de 943 UFC/mL para el ambiente perturbado. Por lo tanto existe una diferencia significativa entre ambos ambientes perturbado y no perturbado (Mann- Whitney $p=0,0002$), es decir, que las visitas de bañistas, el vertido desagües al río entre otros alteran la vida en el ecosistema y las comunidades presentes en el río.

Por su parte, en el Cuadro 2 se observaron diferencias significativas con respecto a los valores de coliformes fecales en ambos ambientes perturbado y no perturbado (Mann- Whitney con $p=0,004$) con un promedio de 23 UFC/mL para el ambiente perturbado y de 0 UFC/mL para el ambiente no perturbado, estos

valores sugieren que las perturbaciones tanto antrópicas, como los excrementos de animales influyen en la proliferación de coliformes fecales. En tal sentido la legislación venezolana sobre el agua, indicaron que los requisitos bacteriológicos que deben de satisfacer las aguas que se suministren o que pretendan suministrarse para el uso humano son: las aguas no han de contener organismos causantes de enfermedades, ni otros que tengan su origen en la fauna o en la flora intestinal humana o animal. Ninguna muestra de 100 mL deberá indicar la presencia de organismos coliformes fecales, según las Normas para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos (Decreto 883). En consecuencia, el ambiente perturbado contiene agua que no puede ser utilizada para el uso humano debido a la presencia de dichas bacterias.

Cuadro 2. Descripción de las variables bacteriológicas en dos ambientes: perturbado y no perturbado el Río Vigirima.

Parámetros	Ambiente no perturbado		Ambiente perturbado		Prueba Estadística	P
	Media	DS	Media	DS		
Colifomes totales (UFC/mL)	173,4722	120,6327	943,33	879,44	U=269,5	0,0002
Coliformes fecales (UFC/mL)	0	0	23,33	29,07	U=396	0,0004

6.3. Nutrientes

En cuanto a las concentraciones detectadas de los nutrientes: nitratos, nitritos, fosfatos y sulfatos, todas se encontraron por debajo de los límites máximos establecidos en la clasificación de aguas de calidad excelente o tipo 1, según las Normas para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos (Decreto 883).

En relación a los nitratos en el ambiente no perturbado mantuvo los valores de nitratos menores con un promedio de 4,7045 mg/L mientras que en el ambiente perturbado el promedio fue de 5,5670 mg/L (Cuadro 3). Así se tiene, que de acuerdo a las Normas para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos (Decreto 883), el límite máximo permitido de nitratos en aguas es de 10 mg/L, por lo tanto, los valores encontrados están por debajo de los límites permitidos. En este sentido no hay una diferencia significativa en ambos ambientes (Mann-Whitney, $p=0,0645$) el nitrato no se es afectado por las perturbaciones en el río.

El nitrato es un nutriente esencial para las plantas, aunque en concentraciones altas puede generar un crecimiento excesivo de plantas y algas, tal es el caso del fitoplancton que al consumir oxígeno, reduce su disponibilidad. Algunos invertebrados acuáticos y peces expuestos a concentraciones de nitratos, sobre todo en sus primeras etapas de vida, experimentan problemas de crecimiento, maduración lenta o menor éxito reproductivo, y bajo condiciones extremas la muerte (Beita-Sandi & Barahona-Palomo, 2010).

De igual forma los valores de nitritos reportados no presentan una diferencia significativa en ambos ambientes (Mann-Whitney $p=0,1183$), ya que se encontraron un promedio de 0,01189 mg/L en el ambiente no perturbado y de 0,0138 mg/L en el ambiente perturbado (Cuadro 3). De acuerdo a las Normas para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos (Decreto 883), el límite máximo permitido de nitritos en aguas es de 0,01 – 0,04 mg/L, donde el valor máximo es 0,1 mg/L, de tal manera la concentración de nitritos estaba dentro de los límites permitidos.

En cuanto al fosfato, se reportó un promedio de 0,8751 mg/L para el ambiente no perturbado y 1,0080 mg/L en el ambiente perturbado (Cuadro 3). En ambos ambientes existe una diferencia significativa (Mann-Whitney, $p=0,0009$), debido a que en el ambiente perturbado el valor es mayor vs. al reportado para el ambiente no perturbado. Este ambiente presentó concentraciones más altas debido a la perturbación que posee, tal como lo son el vertido de aguas

domésticas, así como las visitas constantes de personas que utilizan esta parte del río como balneario (utilizando jabones y productos que alteran la concentración de nutrientes). A pesar de dichas perturbaciones, de acuerdo a las Normas para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos (Decreto 883), el límite máximo permitido de fosfato en aguas es de 9,9 mg/L, por lo tanto, los valores obtenidos están muy por debajo de los límites permitidos.

Por último, las concentraciones de sulfatos reportados durante el tiempo de estudio en el Río Vigirima, estuvieron con un promedio de 13,077 mg/L para el ambiente no perturbado y 13,953 para el ambiente perturbado, denotando una diferencia (Mann-Whitney, $p=0,0293$) entre los dos ambientes (Cuadro 3). El sulfato es un ión que abunda en la corteza terrestre, ya que proviene de compuestos orgánicos que contienen azufre y está presente en aguas de descargas de residuos industriales (Torres, 2007). En aguas naturales no contaminadas, comúnmente las concentraciones de sulfato disuelto varían de 2 a 80 mg SO_4^{2-} /L, aunque las fluctuaciones estacionales son muy normales en la mayoría de los ríos. No se han reportado en la literatura importantes casos de toxicidad por sulfato en organismos acuáticos, incluyendo peces y musgos acuáticos (Beita-Sandi y Barahona-Palomo, 2010)

.Cuadro 3. Descripción de los nutrientes en dos ambientes: perturbado y no perturbado del Río Vigirima

Parámetros	Ambiente no perturbado		Ambiente perturbado		Prueba Estadística	P
	Media	DS	Media	DS		
Nitratos (mg/L)	4,7045	0,5715	5,5670	1,24	U=39,5	0,0645
Nitritos (mg/L)	0,0119	2,6076 ⁻⁴	0,0138	3,1054 ⁻³	U=44,5	0,1183
Fosfatos (mg/L)	0,8751	0,0435	1,0080	0,1172	U=15,5	0,0009
Sulfatos (mg/L)	13,077	0,8145	13,9530	1,0958	U=34	0,0293

6.4. Riqueza de hifomicetos acuáticos en el Río Vigirima

La riqueza total de hifomicetos acuáticos encontrada durante el periodo de estudio en el Río Vigirima fue de 50 especies, 48 en agua (Cuadro 5), 40 en espuma natural (Cuadro 6) y 12 en hojas (Cuadro 7). Encontrándose de manera exclusiva nueve (9) especies en muestras de agua y una (1) en espuma. En el primer caso, *Clavatospora stellata*, *Dwayaangam cornuta*, *Helicoma* sp, *Scorpiosporium angulatum*, *Speiropsis hyalospora*, *Speiropsis pedatospora*, *Tetracladium setigerum*, *Trinacrium incurvum* y *Tripospermum porosporiferum*, mientras que para el segundo fue *Isthmolongispora quadricellularia*.

Cuadro 4. Comparación de la riqueza de los hifomicetos acuáticos en dos ambientes: perturbado y no perturbado del Río Vigirima

Métodos	Ambiente no perturbado		Ambiente perturbado		Prueba estadística	P
	Media	DS	Media	DS		
Espuma	12,08	6,51	7,66	4,57	U=41,5	0,08186
(esporas/mL)	10,69	5,13	5,86	3,19	U=282,5	3,715 E ⁻⁰⁵
Agua Filtrada						
(esporas/L)						
Hojas	2,94	2,06	4	1,62	U=429,5	0,0135
(esporas/cm ²)						

Ds= Desviación estándar

6.4.1. Agua filtrada

En muestras de agua, el número de especies de hongos Ingoldianos estuvo entre dieciocho (18) y treinta y uno (31) en el ambiente no perturbado y entre diez (10) y veinte (20) en el ambiente perturbado, donde solo estuvieron presentes en la primera *Beltrania rhombica*, *Camposporium pellucidum*, *Hydrometrospora symmetrica*, *Lemonniera aquatica*, *Phalangispora constricta*, *Phalangispora nawawi*, *Scorpiosporium chaetocladium*, *Scorpiosporium* sp., *Scutisporus brunneus*, *Tetracladium marchalianum* y *Varicosporium delicatum*, mientras que

para la segunda *Dicranidion gracile*, *Dwayaangam cornuta*, *Scorpiosporium angulatum* *Speiropsis hyalospora*, *Tetracladium setigerum*, *Trinacrium incurvum* y *Tripospermum porosporiferum*.

Asimismo solo se reportaron 11 especies de manera exclusiva para el ambiente no perturbado mientras que para el ambiente perturbado solo se reportaron 7 especies exclusivas. De acuerdo a Bärlocher *et al.* (2010), la presencia o ausencia de ciertas especies constituye una unidad de medición sobre las condiciones cualitativas de un cuerpo acuático, de tal manera que una vez conocido y caracterizado un ecosistema acuático, la presencia y proporción de determinadas especies (en el caso de hongos) puede indicar de manera directa y precisa diferencias o similitudes entre las comunidades. La riqueza de especies en ambos ambientes presentó diferencia tanto en número como en la composición de especies (Mann-Whitney, $p=3,715 \times 10^{-5}$) en la Cuadro 4, lo cual indica que las perturbaciones presentes en estos ambientes están afectando la presencia de los hifomicetos acuáticos en el Río Vigirima.

6.4.2. Espuma

En espuma natural el número de especies de hifomicetos acuáticos estuvo entre nueve (9) y veintisiete (27) en el ambiente no perturbado y entre cuatro (4) y diecisiete (17) en el ambiente perturbado, encontrándose solamente en la primera a *Beltrania rhombica*, *Clavariopsis aquatica*, *Diplocladiella* sp., *Hydrometrospora symmetrica*, *Isthmolongispora quadricellularia*, *Lemonniera aquatica*, *Scorpiosporium chaetocladium*, *Scutisporus brunneus*, *Tetracladium marchalianum*, *Triscelophorus ponapensis* y *Varicosporium delicatum*, mientras que para la segunda a *Campylospora chaetocladia* y *Dicranidion gracile*

Cuadro 5. Presencia mensual de especies de hifomicetos acuáticos en el Río Vigirima (Mun. Guacara. Estado Carabobo) en agua

Especies de hifomicetos acuáticos	Meses											
	1a	1b	2a	2b	3a	3b	4a	4b	5a	5b	6a	6b
<i>Alatospora acuminata</i> Ingold	x	X	x		x		x	x			x	
<i>Anguillospora crassa</i> Ingold	x	X	x		x	x	x		x	X	x	
<i>Anguillospora gigantea</i> Ranzoni	x	X	x		x	x			x			
<i>Anguillospora longissima</i> (Sacc.& Sydow) Ingold	x	X	x	x	x		x		x		x	X
<i>Beltrania rhombica</i> Penzig					x				x			
<i>Brachiosphaera tropicalis</i> Nawawi			x	x	x	x	x	x	x		x	X
<i>Camposporium antennatum</i> Harkn		X			x		x				x	
<i>Camposporium pellucidum</i> (Grove) S. Hughes					x		x				x	
<i>Campylospora chaetocladia</i> Ranzoni			x	x								
<i>Campylospora filicladia</i> Nawawi			x	x	x	x	x	x	x		x	
<i>Campylospora</i> sp.	x	X	x	x	x		x	x		X	x	
<i>Clavariopsis aquatica</i> De Wild	x	X	x	x	x	x	x	x	x	X	x	X
<i>Clavatospora stellata</i> (Ingold & Cox)											x	X
<i>Clavatospora tentacula</i> (Umphlett) Nilsson	x	X	x	x	x		x	x		X	x	X
<i>Dicranidion gracile</i> Matsushima										X		X
<i>Diplocladiella longibrachiata</i> Nawawi & Kuthu									x		x	X
<i>Diplocladiella</i> sp.	x									X		X
<i>Dwayaangam cornuta</i> Descals										X		
<i>Flabellocladia tetracladia</i> Nawawi		X			x		x	x	x	X	x	X
<i>Flabellospora acuminata</i> Descals & Webster	x				x	x			x	X	x	X
<i>Flabellospora crassa</i> Alasoadura			x		x	x	x	x	x	X	x	X
<i>Flabellospora verticillata</i> Alas.					x		x	x	x	X		X
<i>Flagellospora curvula</i> Ingold	x	X	x	x	x	x	x	x	x		x	X
<i>Helicoma</i> sp					x	x				X	x	
<i>Helicomyces roseus</i> Link					x		x	x				
<i>Helicomyces</i> spp.			x		x		x	x	x	X	x	X
<i>Helicomyces torquatus</i> Lane & Shearer					x	X	x	x	x	X		X
<i>Heliscus submersus</i> Hudson	x	X	x	x	x		x	x			x	X
<i>Hydrometraspora symmetrica</i> J. Gönczöl & Révay			x									
<i>Istbmotricladia gombakiensis</i> Nawawi					x		x	x	x	X	x	X
<i>Lemonniera aquatica</i> D. Wildeman					x							
<i>Lunulospora curvula</i> Ingold	x		x	x	x		x	x			x	X
<i>Lunulospora cymbiformis</i> K. Miura	x		x				x	x		X	x	
<i>Phalangispora constricta</i> Nawawi & Webster					x							
<i>Phalangispora nawawi</i> Kuthub					x		x		x		x	
<i>Scorpiosporium angulatum</i> (Ingold) S.H.Iqbal				x								
<i>Scorpiosporium chaetocladium</i> (Ingold) S.H. Iqbal					x							
<i>Scorpiosporium</i> sp.	x				x						x	
<i>Scutisporus brunneus</i> Ando & Tubaki					x				x		x	
<i>Speiroopsis hyalospora</i> Subramanian & Lodha		X										
<i>Speiroopsis pedatospora</i> Tubaki									x	X	x	
<i>Tetracladium marchalianum</i> De Wildeman			x									
<i>Tetracladium setigerum</i> (Grove) Ingold		X										
<i>Trinacrium incurvum</i> Matsushima										X		
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi		X	x		x		x	x	x	X	x	X
<i>Tripopermium porosporiferum</i> Matsushima		X										
<i>Triscelophorus ponapensis</i> Matsushima									x	X	x	X
<i>Varicosporium delicatum</i> S.H. Iqbal							x		x			
Número de especies por mes	14	15	18	12	31	10	24	18	22	20	28	20

a: Ambiente no perturbado; b: Ambiente perturbado

Cuadro 6. Presencia mensual de especies de hifomicetos acuáticos en el Río Vigirima (Mun. Guacara. Estado Carabobo) en espuma natural.

Especies de hifomicetos acuáticos	Meses											
	1a	1b	2a	2b	3a	3b	4a	4b	5a	5b	6a	6b
<i>Alatospora acuminata</i> Ingold	x	X	x				x	x	x	X	x	x
<i>Anguillospora crassa</i> Ingold				x			x		x		x	
<i>Anguillospora longissima</i> (Sacc.& Sydow) Ingold	x		x	x			x					
<i>Beltrania rhombica</i> Penzig							x					
<i>Brachiosphaera tropicalis</i> Nawawi	x			x	x		x	x	x	X	x	x
<i>Camposporium antennatum</i> Harkn			x			x	x					
<i>Camposporium pellucidum</i> (Grove) S. Hughes							x	x			x	
<i>Camposporidium</i> sp.			x				x					x
<i>Campylospora chaetocladia</i> Ranzoni						x						
<i>Campylospora filicladia</i> Nawawi			x	x			x	x	x		x	x
<i>Campylospora</i> sp.	x	X	x			x		x	x	X	x	
<i>Clavariopsis aquatica</i> De Wild	x										x	
<i>Clavatospora tentacula</i> (Umphlett) Nilsson	x	X			x	x		x			x	x
<i>Dicranidion gracile</i> Matsushima												x
<i>Diplocladiella longibrachiata</i> Nawawi & Kuthub.							x	x			x	
<i>Diplocladiella</i> sp.											x	
<i>Flabellocladia tetracladia</i> Nawawi	x		x	x	x	x	x	x	x	X	x	x
<i>Flabellospora acuminata</i> Descals & Webster	x		x		x		x		x	X	x	x
<i>Flabellospora crassa</i> Alasoadura	x		x		x	x	x	x	x	X	x	x
<i>Flabellospora verticillata</i> Alas.					x	x	x		x	X		x
<i>Flagellospora curvula</i> Ingold	x	X	x	x	x	x	x	x	x		x	x
<i>Helicomyces roseus</i> Link							x	x			x	
<i>Helicomyces</i> spp.	x						x	x	x	X	x	x
<i>Helicomyces torquatus</i> Lane & Shearer	x		x			x	x	x	x	X	x	x
<i>Heliscus submersus</i> Hudson	x		x	x					x		x	
<i>Hydrometrospora symmetrica</i> J. Gönczöl & Révay	x											
<i>Isthmolongispora quadricellularia</i> Matsushima	x											
<i>Isthmotricladiella gombakiensis</i> Nawawi			x	x		x	x		x	X	x	x
<i>Lemonniera aquatica</i> D. Wildeman							x					
<i>Lunulospora curvula</i> Ingold			x			x						x
<i>Lunulospora cymbiformis</i> K. Miura						x	x	x				x
<i>Phalangispora constricta</i> Nawawi & Webster	x					x	x		x	X		
<i>Phalangispora nawawi</i> Kuthub			x			x	x	x		X	x	
<i>Scorpiosporium chaetocladium</i> (Ingold) S.H. Iqbal	x						x		x		x	
<i>Scorpiosporium</i> sp.	x							x			x	
<i>Scutisporus brunneus</i> Ando & Tubaki							x		x			
<i>Tetracladium marchalianum</i> De Wildeman							x				x	
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi	x		x		x	x	x	x	x	X	x	x
<i>Triscelophorus ponapensis</i> Matsushima					x							
<i>Varicosporium delicatum</i> S.H. Iqbal											x	
Número de especies por mes	19	4	16	8	9	15	27	17	18	13	25	17

a: Ambiente no perturbado; b: Ambiente perturbado

Por su parte, la media en el ambiente no perturbado es 12,08 mientras que para el ambiente perturbado la media es de 7,66. Sin embargo, a pesar de la diferencias en cuanto al número de especies y su composición, no existe una diferencia significativa entre ambos ambientes (Mann-Whitney, $p= 0,08186$). En tal sentido, este método a pesar de ser unos de los más utilizados, en este estudio no demuestra una clara diferenciación entre los ambientes, esto puede deberse a que las burbujas de aire particularmente atrapan las esporas del tipo tetraradiadas como las de forma estrellada, por ende el número y composición de especies no presenta diferencias en este método.

La caracterización de la comunidad de hifomicetos acuáticos está esencialmente relacionada con la identificación morfológica de los conidios, aspecto principal en la distribución de estas. Así sus propiedades en cuanto a la estructura, flotabilidad y producción influyen en el examen y contaje de la comunidad de estos hongos. De tal manera, que las esporas con formas estrelladas se incluyen fácilmente en la espuma, mientras que las de otro tipo se encontrarán diluidas en el cauce del río (Ingold, 1975). Así desde el descubrimiento de los hifomicetos acuáticos por Ingold (1942), la toma tradicional de muestras se realiza de agua y material vegetal sumergido (Ingold, 1943a; Ingold, 1943b; Ingold, 1944; Ingold, 1979).

6.4.3. Hojas

En hojas el número de especies presentes fue la menor, encontrando de tres (3) a nueve (9) en el ambiente no perturbado y de seis (6) a nueve (9) en el ambiente perturbado , donde de manera exclusiva se encontró para la primera *Alatospora acuminata* y *Heliscus submersus* y para la segunda a *Anguillospora gigantea* y *Scorpiosporium* sp. (Cuadro 7). Según este método se determinaron diferencias entre ambos ambientes perturbado y no perturbado (Mann- Whitney, $p=0,0135$) con una media de 1,65 para el ambiente perturbado vs. la media de 2,94 para el ambiente no perturbado (Cuadro 4). En tal sentido esta diferencia se presenta debido a las características de la vegetación existente en ambos

ambientes, ya que las características del follaje determinan el número de especies que la colonizan.

Cuadro 7. Presencia mensual de especies de hifomicetos acuáticos en el Río Vigerima (Mun. Guacara. Estado Carabobo) en hojas

Especies de hifomicetos acuáticos	Meses											
	1 ^a	1b	2a	2b	3a	3b	4a	4b	5a	5b	6a	6b
<i>Alatospora acuminata</i> Ingold	X											
<i>Anguillospora crassa</i> Ingold	X	X			X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Anguillospora gigantea</i> Ranzoni						X						
<i>Anguillospora longissima</i> (Sacc. & Sydow) Ingold	X	X	X	X	X	X	X	X		X		
<i>Campylospora filicladia</i> Nawawi		X		X	X		X	X		X		
<i>Campylospora</i> sp.	X	X		X	X	X	X	X		X	X	X
<i>Flagellospora curvula</i> Ingold	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Heliscus submersus</i> Hudson	X											
<i>Lunulospora curvula</i> Ingold	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Lunulospora cymbiformis</i> K. Miura	X	X	X	X	X	X	X	X			X	X
<i>Scorpiosporium</i> sp.		X										
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi	X	X						X		X		X
Número de especies por mes	9	9	4	6	7	7	7	8	3	7	5	6

a: Ambiente no perturbado; b: Ambiente perturbado.

Mediante este método, se examinan la colonización y distribución de los hifomicetos acuáticos, de acuerdo a la capacidad que poseen dichos hongos para degradar polímeros de origen vegetal, resaltándose que la distribución de estos hongos está significativamente relacionada con las propiedades fisicoquímicas y microbiológicas de los ríos, así como factores ambientales, la estacionalidad y la disponibilidad y tipo de material vegetal (Gessner & Robinson, 2003). De tal manera que dependiendo de la especie vegetal, el índice de preferencia y número de especies colonizantes variará tanto en zonas templadas como tropicales (Canhoto & Graça, 1996; Ahmed & Abdel-Raheen, 2004).

6.5. Abundancia de hifomicetos acuáticos en el Río Vigrima

La abundancia de los hifomicetos acuáticos está relacionada directamente a la producción de esporas las cuales se ven influenciadas por variables ambientales así como también pero el método de colecta utilizado.

6.5.1 Agua filtrada

La media reportada para el ambiente 1 de 589, 27 esporas/L mientras que para el ambiente 2 es mucho menor de 110,33 esporas/L (Cuadro 8). La abundancia en cuanto al número de esporas en el ambiente perturbado puede estar relacionada con la afectación existente, ya que así como se ve afectado el número de especies, de igual forma la reproducción de esporas se ve afectada y por ende la abundancia del lugar. Por su parte (Mann-Whitney, $p=7,15E^{-07}$), corrobora que existe una diferencia en cuanto a la abundancia en ambos ambientes. No obstante, el método de toma de muestra para estos organismos fúngicos más utilizado es el de agua filtrada, la cual se fundamenta en pasar el agua tomada del sistema lótico, por un filtro de membrana (Millipore 0.45 μ m), con la premisa de retener en el filtro las esporas que se encuentren diluidas en el agua. Sin embargo, hay poca precisión en cuanto al volumen exacto de agua requerido, dadas las similitudes morfológicas de los conidios de diferentes especies, producto del tiempo en que permanecen las mismas en el agua almacenada o por daños causados durante el proceso de filtración, al hecho de que puede haber un efecto de dilución, por el incremento del caudal del río causado por las lluvias (Shearer & Lane, 1983).

6.5.2 Espuma

La media para el ambiente no perturbado fue de 88,58 esporas/mL y en el ambiente perturbado fue de 34,58 esporas/mL, denotando nuevamente que a medida que hay más perturbación en el río disminuye su abundancia. Las

diferencias en cuanto al número de esporas son significativas (Mann- Whitney, $p=0,02078$), en tal sentido en el ambiente perturbado si está siendo afectado, no por el número de especies sino en la abundancia de estos hongos como se observa en el Cuadro 8. En este sentido, Ingold (1975) pudo constatar que las esporas de estos hongos acuáticos son concentradas en burbujas de aire, que se congregan como espuma natural persistente en los remansos de los ríos, pero debido a que al llover la espuma natural se diluye en el lecho del río (Clement *et al.*, 2001) o por baja precipitación (sequía) que disminuye el caudal del río, no formándose espuma, aspecto que se corroboró en este estudio. Es por ello, que en otros trabajos mencionan el método de espuma artificial (de burbujas de tamaño variable), utilizando para ello detergente biodegradable, colectando la muestra poco tiempo después de su formación, pero la deficiencia que presenta este método es justamente el tiempo necesario, ya que poco se sabe de lo requerido en la permanencia de la espuma en el cauce, para igualar la diversidad encontrada en espumas naturales (Iqbal, 1993). La espuma atrapa los conidios de acuerdo a la morfología de las mismas y al tipo de espuma. Así en las burbujas de aire quedarán atrapadas con mayor facilidad las esporas de forma tetra radiada, mientras que dependiendo del tipo de espuma la eficiencia de captura y permanencia viable es distinta.

6.5.3 Hojas

En cuanto al método de incubación de hojas la media fue de 14,47 esporas/cm² para el ambiente no perturbado mientras que en el ambiente perturbado la media fue de 19,95 esporas/cm². Las diferencias significativas encontradas (Mann- Whitney, $p=0,05316$), de acuerdo a este método se deben al tipo de vegetación. Según Dang *et al.*, (2007), las características morfológicas de la hojas van a permitir una mejor adhesión de estos hongos al material vegetal, de tal manera dependiendo del tipo de hoja el éxito de reproducción será mejor eso explica el mayor número de esporas en uno de los ambientes. Sin embargo, en este trabajo no se identificaron la hojas para la incubación, por lo tanto, no se

puede establecer claramente una relación entre el número de esporas y el tipo de sustrato (hojas).

Cuadro 8. Comparación de la abundancia de los hifomicetos acuáticos dos ambientes: perturbado y no perturbado del Río Vígirima

Métodos	Ambiente no perturbado		Ambiente perturbado		Prueba estadística	P
	Media	DS	Media	Ds		
Espuma (esporas/mL)	88,58	94,92	34,58	52,23	U= 31,5	0,02078
Agua Filtrada (esporas/L)	589,2	760,18	110,33	89,58	U= 207,5	7,15E ⁻⁰⁷
Hojas (esporas/cm ²)	14,47	17,65	22,5	19,95	U=476	0,05316

Ds= Desviación estándar

En este orden de ideas, Pinto *et al.* (2009) al evaluar la diversidad de hifomicetos acuáticos en el Río Cúpira en función del método de colección de muestra (espuma natural, espuma artificial y hojas incubadas *in vitro*), encontraron que el mejor sistema fue el de espuma natural (41 en la blanca y 30 en la amarilla), seguido de la espuma artificial (19) y hojas incubadas al azar (12). En este trabajo se encontró una respuesta similar, ya que con el sistema basado en espuma natural se obtuvo un mayor número de especies de hifomicetos acuáticos en comparación al método de hojas incubadas, sin embargo, fue menor que el sistema de agua filtrada que tradicionalmente es empleado en este tipo de estudios, ratificando así la eficiencia del mismo ya descrita por otros investigadores. Asimismo, es importante señalar que al trabajar con hojas, la diversidad siempre será menor al resto de los métodos, ya que el crecimiento y desarrollo de estos hongos está directamente relacionado con las características y propiedades del tejido foliar y/especie vegetal, aun cuando, estudios realizados por Shearer & Lane (1983), Shearer & Webster (1985) y Ahmed & Abdel-Raheen (1997; 2004) indican lo contrario, debido probablemente a que en este estudio, no se identificó taxonómicamente las plantas donantes de las hojas, y estas a su vez estaban en descomposición al tomarlas al azar en los cauces del río, no tomando

aquellas recientemente caídas, como lo recomiendan la mayoría de los investigadores previamente indicados.

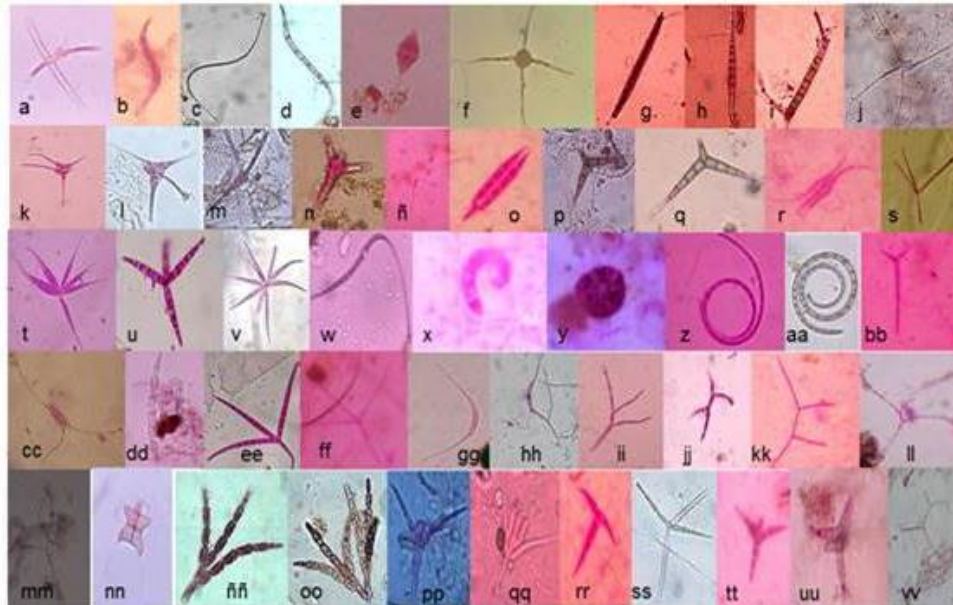


Figura 2. Hifomicetos acuáticos registrados en el Río Vigirima. a. *Alatospora acuminata*. b. *Anguillospora crassa*. c. *Anguillospora gigantea*. d. *Anguillospora longissima*. e. *Beltrania rhombica*. f. *Brachiosphaera tropicales*. g. *Camposporium antenatum*. h. *Camposporium pellucidum*. i. *Camposporidium* sp. j. *Campylospora chaetoclada*. k. *Campylospora filicladia*. l. *Campylospora* sp. m. *Clavariopsis aquatica*. n. *Clavatospora stellata*. ñ. *Clavatospora tentacula*. o. *Dicranidion gracile*. p. *Diplocadiella longibrachiata*. q. *Dipocadiella* sp. r. *Dwayaangam cornuta*. s. *Flabellocladia tetracladia*. t. *Flabellospora acuminata*. u. *Flabellospora crassa*. v. *Flabellospora verticillata*. w. *Flagellospora curvula*. x. *Helicoma* sp. y. *Helicomycetes roseus*. z. *Helicomycetes* spp. aa. *Helicomycetes torquatus*. bb. *Heliscus submersus*. cc. *Hydrometrospora symmetrica*. dd. *Isthmolongispora quadricellularia*. ee. *Istbmotricladia gombakiensis*. ff. *Lemonniera aquatica*. gg. *Lunulospora curvula*. hh. *Lunulospora cymbiformis*. ii. *Phalangispora constricta*. jj. *Phalangispora nawawi*. kk. *Scorpiosporium angulatum*. ll. *Scorpiosporium chaetocladium*. mm. *Scorpiosporium* sp. nn. *Scutisporus brunneus*. ññ. *Speiropsis hyalospora*. oo. *Speiropsis pedatospora*. pp. *Tetracladium marchalianum*. qq. *Tetracladium setigerum*. rr. *Trinacrium incurvum*. ss. *Triscelophorus acuminatus*. tt. *Triscelophorus ponapensis*. uu. *Tripospermum porosporiferum*. vv. *Varicosporium delicatum*.

Adicionalmente, se registran tres nuevas especies de hifomicetos acuáticos para Venezuela: *Helicomycetes roseus*, *Isthmolongispora quadricellularia* y

Trinacrium incurvum, habiendo sido ya registradas en otros cuerpos de agua del país todas las demás especies aquí reportadas. Este resultado es relevante ya que incrementa el número de especies de estos hongos en el país, reafirmando que dicho grupo de organismos es muy diverso.

El mayor número de especies identificadas en este estudio fueron aquellas cuyos conidios presentan formas tetra radiadas, seguido por un reducido número de especies cuyas formas de conidios son sigmoides y sólo dos especies cuyos conidios presentan forma compacta (Figura 2). La forma del conidio de una determinada especie influirá en la ventaja competitiva de la misma en la comunidad de hifomicetos. Así, se destacan tanto las formas ramificadas (particularmente las tri o tetra radiadas, con tres o cuatro puntos de contacto) que son las que más dominan ya que quedan atrapadas en la espuma, los conidios filiformes (particularmente del tipo sigmoide, muy comunes y con dos puntos de contacto), y por último los compactos (poco comunes y con un solo punto de contacto). Aparte de la forma del conidio, juegan un papel importante su tamaño y la longitud del tubo germinal (Dang *et al.*, 2007).

7. Comparación de la composición taxonómica

La comparación taxonómica entre ambos ambientes de acuerdo a cada método de muestreo se realizó mediante una prueba no paramétrica denominada ANOSIM que permite diferenciar entre dos o más grupos estudiados. Esta prueba consta de un estadístico R asociado a un valor p, en el cual se plantea como hipótesis nula que la composición taxonómica son iguales en ambos ambientes perturbados (S2) y no perturbado (S1) de acuerdo al método y como hipótesis alternativa que la composición taxonómica no son iguales.

7.1. Espuma

El método de la espuma es una manera muy rápida de obtener una idea de la flora de hifomicetos acuáticos de un arroyo. Nilsson (1964), después de examinar un gran número de muestras de espuma, concluyó: "En algunos arroyos grandes o sistemas de arroyos, el 75% de las especies de Suecia puede ser representado en una muestra de espuma". En tal sentido, este método permite obtener la composición taxonómica del río en ambos ambientes. Sin embargo, de acuerdo al R obtenido de 0,09 como se observa en el Cuadro 9, las diferencias entre las especies encontradas para cada ambiente son mínimas, ya que un R menor a 0.25 indica mínimas diferencias entre los grupos que se están comparando (Schiller, 2003). Asimismo, se certifica que no hay una diferencia en ambos ambientes S2 y S1 ($p=0,07$ corregido por Bonferroni), puesto que es mayor a 0,05 se mantiene la hipótesis nula del estadístico, que indica que no existe diferencia entre los ambientes perturbado y no perturbado. De acuerdo a este resultado se puede inferir que este método a pesar de ser ventajoso porque se puede obtener una descripción de la composición taxonómica muy rápido, no puede ser utilizado para la comparación entre los ambientes perturbado o no perturbado puesto que estas variables no afectan este método, debido a que la forma de los conidios es la variable que afecta directamente este método.

7.2. Agua filtrada

El agua filtrada es uno de los métodos más utilizados puesto que cuando comienza el periodo de lluvias la espuma escasea. Este método permite obtener un gran número de esporas en comparación a las presentes en espuma. El $R=0,089$ que se observa en el Cuadro 8 indicaron las diferencias entre ambos ambientes. Asimismo, se confirma la hipótesis alternativa, ($p=0,005$ corregido por Bonferroni), la cual plantea que si existen diferencias entre ambos ambientes. En tal sentido se puede inferir el número de esporas si fue mayor para un de los

ambientes estudiados, es decir, que las perturbaciones encontradas en S2 está perjudicando la comunidad de hifomicetos acuáticos presentes en el Río Vígirima.

7.3. Hojas

Las hojas son el sustrato colonizado por los hifomicetos acuáticos por lo que es uno de los métodos de obtener la composición taxonómica de la zona estudiada, sin embargo la colonización va a variar dependiendo del tipo de hojas. El $R=0,03263$ indicó que las diferencias encontradas en los dos ambientes son mínimas ya que mientras más cercano sea a cero este valor indica que la magnitud de las diferencias son pequeñas. Aunque igual que en el caso del agua filtrada el valor de p indica que hay una diferencia significativa entre ambos ambientes puesto que es menor a $0,05$. Aunque esta diferencia puede estar relacionada a otras variables y no a la composición de especies de los ambientes estudiados.

De acuerdo a estos resultados, existen diferencias entre la composición taxonómica de hifomicetos en el ambiente perturbado y no perturbado en los métodos de agua filtrada y hojas.

Cuadro 9. Comparación de la composición taxonómica por cada método de muestreo.

Método	R (S1 vs. S2)	P (corregido por Bonferroni)
Espuma (esporas/mL)	0,09591	0,0754
Agua filtrada (esporas/L)	0,08922	0,0005
Hojas (esporas/cm ²)	0,03263	0,0416

S1= Ambiente no perturbado y S2= Ambiente perturbado

8. Evaluación de las relaciones entre los ambientes estudiados y los parámetros fisicoquímicos en el método de agua filtrada

En función del análisis de los resultados referentes a los objetivos anteriores, donde se encontró que el mejor método de colecta para estimar la biodiversidad de hifomicetos acuáticos era el agua filtrada, se evaluaron las relaciones entre los ambientes estudiados y los parámetros fisicoquímicos únicamente con ese método.

En este orden de ideas, es importante indicar que actualmente está bien establecido que las alteraciones de la química del agua y de la vegetación ribereña afectan a la diversidad de los organismos acuáticos (Allan & Flecker, 1993; Dudgeon *et al.*, 2006). Por lo que para tener una visión global del ecosistema es necesario evaluar las relaciones de las variables fisicoquímicas y la comunidad estudiada. Los hifomicetos acuáticos son hongos mitosporicos que se ven perturbados por variables como temperatura, pH, oxígeno disuelto y conductividad. Con el análisis de escalamientos multidimensional no paramétrico se evaluó las correlaciones de estas variables con los hifomicetos acuáticos en cada ambiente. En la Figura 3 se observa que hay una diferenciación en cada una de los ambientes puesto que los polígonos no se superponen.

En tal sentido, se tiene que la perturbación presente en una de las zonas está afectando a la comunidad de hifomicetos acuáticos presentes en este ambiente. Asimismo se observan como las variables como el pH, oxígeno disuelto y coliformes totales son los que están ejerciendo mayor influencia en el ambiente no perturbado a diferencia del ambiente perturbado que se ve influenciado por las variables coliformes fecales, conductividad y temperatura; lo cual trae como consecuencia que el ambiente no perturbado contenga el mayor número de especies que en el ambiente perturbado.

La dinámica compleja de la degradación del material vegetal en los sistemas lóticos (ríos) depende fundamentalmente de dos grupos de microorganismos, las bacterias y los hongos, cuya interacción es antagónica debido a diversos factores de crecimiento y competencia por los recursos disponibles, tal como lo plantean Lindblom & Travik (2003); Estos autores observaron que el crecimiento bacteriano en la hojarasca era 12 veces mayor en ausencia de los hifomicetos acuáticos, mientras que el crecimiento de estos hongos se duplicaba si las bacterias no estaban presentes. Por tal sentido, un menor número de especies en el ambiente perturbado se puede asociar a la presencia de coliformes fecales en dicho ambiente que generan una disminución de la presencia de hifomicetos acuáticos.

Adicionalmente, la temperatura es uno de los factores que afecta a las funciones metabólicas y en última instancia, el crecimiento y la supervivencia de los microorganismos (Madigan *et al.*, 2009), es decir, que además de la influencia bacteriológica; la temperatura también ejerce una influencia en la disminución de especies en el ambiente perturbado. Su crecimiento generalmente se encuentra entre 15 y 25°C, mientras que la esporulación es mayor a temperaturas algo más bajas (Chauvet & Suberkropp, 1988; Sridhar & Bärlocher, 1993; Dang *et al.*, 2009).

Por otra parte, el ambiente no perturbado se encuentra influenciado positivamente por las variables de oxígeno disuelto y pH, estos juegan un papel importante en la respiración y actividad enzimática de los hongos acuáticos respectivamente (El-Hissy *et al.*, 1992), favoreciendo así la producción de hifomicetos acuáticos debido a la buena aireación del río. Asimismo, las bacterias coliformes totales tienen poca influencia en el ambiente perturbado.

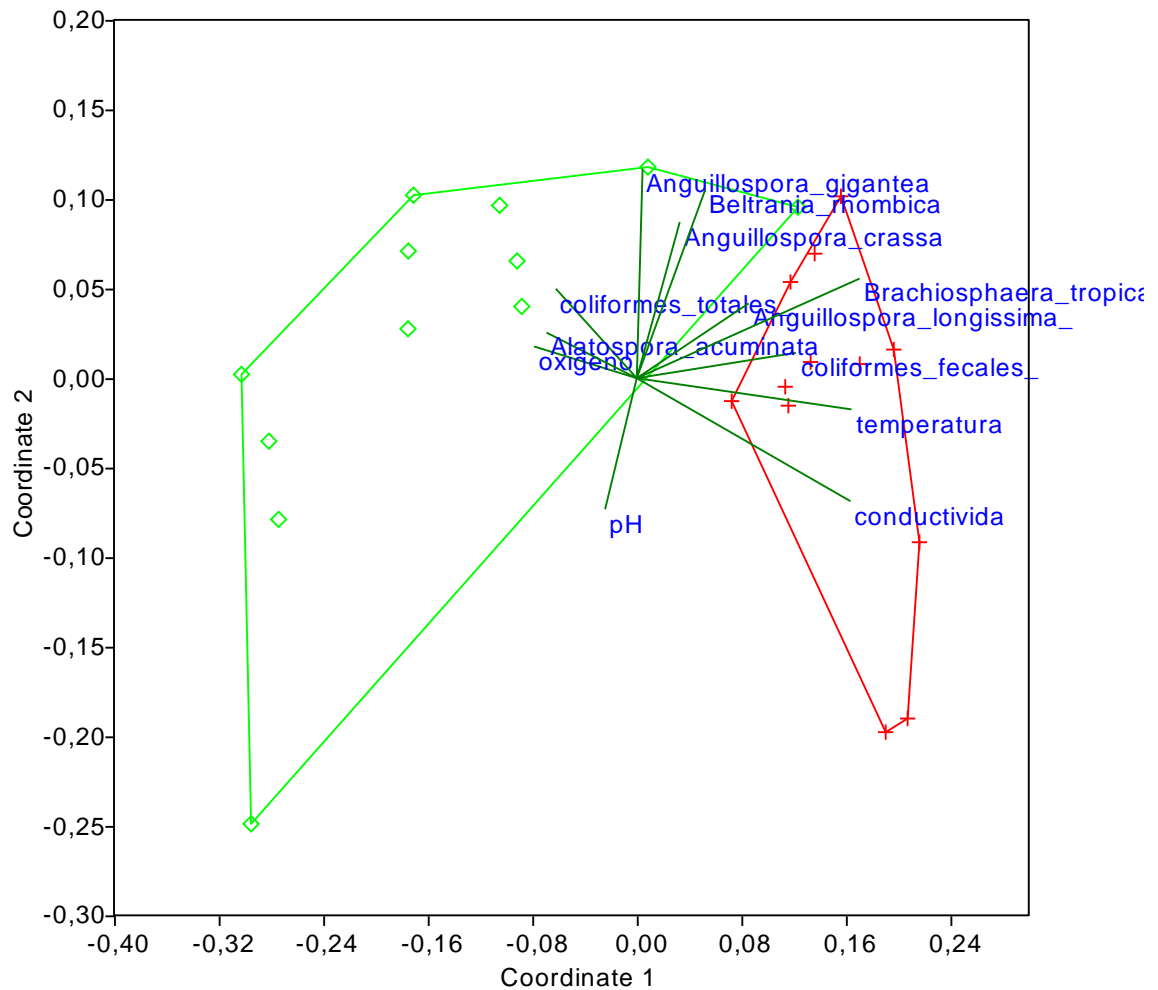


Figura 3. Ordenamiento no paramétrico multidimensional de muestreo en agua filtrada de acuerdo a los ambientes estudiados. No perturbado (Líneas verdes) perturbado (Líneas rojas).

Adicionalmente las especies que se encuentran asociadas al ambiente no perturbada son: *Alatospora acuminata*, *Anguillospora crassa*, *Anguillospora gigantea* y *Beltrania rhombica*, mientras que para el ambiente perturbado las especies que están asociadas son: *Anguillospora longissima* y *Brachiosphaera tropicalis* (Figura 3). Storaci et al. 2014, reportaron que dentro de las especies que mostraron una frecuencia alta para la zona 1 (zona prístina) *Alatospora acuminata*,

mientras que las especies, *Anguillospora crassa*, y *Brachiosphaera tropicalis* se encontraron en una zona 2 (zona intermedia de perturbación). Asimismo Ahmed & Abdel-raheen 2004, reporto *Anguillospora longissima* como especie con mayor frecuencia en la técnica por filtración de agua.

Así la mayoría de las especies de hifomicetos acuáticos presentes en el agua filtrada disminuyen drásticamente a lo largo del río, desde el ambiente no perturbado hasta el ambiente perturbado (disminución bastante acentuada). Sin embargo, hay tres especies que presentan aumento en su frecuencia en el ambiente perturbado con respecto al ambiente no perturbado, tal como se muestra en la Figura 4. Las especies *Alatospora acuminata*, *Anguillospora crassa*, *Anguillospora gigantea*, *Anguillospora longissima*, *Brachiosphaera tropicalis*, *Camposporium antenatum*, *Campylospora chaetoclada*, *Campylospora filicladia*, *Campylospora* sp, *Clavatospora tentacula*, *Diplocladiella longibrachiata*, *Flabellocladia tetracladia*, *Flabellospora acuminata*, *Flabellospora crassa*, *Flabellospora verticillata*, *Flagellospora curvula*, *Helicomycetes roseus*, *Helicomycetes* spp., *Helicomycetes torquatus*, *Heliscus submersus*, *Isthmotricladiella gombakiensis*, *Lunulospora curvula*, *Lunulospora cymbiformis*, *Speriopsis pedatospora*, *Triscelophorus acuminatus* y *Triscelophorus ponapensis* disminuyen en un intervalo que va desde 43,24 hasta un 97,24% en el ambiente perturbado con respecto al ambiente no perturbado indicando así que estas especies son sensibles a la contaminación presente en el ambiente perturbado debida al elevado nivel de coliformes totales y coliformes fecales. Las especies *Clavatospora stellata* y *Diplocladiella* sp aumentan en el ambiente 2 en un 66,67% mientras que *Helicoma* sp aumenta en un 27,27%.

Por otra parte, en las muestras de espuma ocurre un comportamiento similar al de las muestras de agua filtrada. En este caso, las especies *Alatospora acuminata*, *Anguillospora crassa*, *Anguillospora gigantea*, *Anguillospora longissima*, *Brachiosphaera tropicalis*, *Camposporium antenatum*, *Campylospora chaetoclada*, *Campylospora filicladia*, *Campylospora* sp, *Clavatospora tentacula*,

Diplocladiella longibrachiata, *Flabellocladia tetracladia*, *Flabellospora acuminata*, *Flabellospora crassa*, *Flagellospora curvula*, *Helicomyces roseus*, *Helicomyces torquatus*, *Heliscus submersus*, *Isthmotricladia gombakiensis*, *Lunulospora curvula*, *Lunulospora cymbiformis*, *Scorpiosporium* sp y *Triscelophorus acuminatus* disminuyen en un intervalo que va desde 36,36 hasta un 93,94% en el ambiente perturbado con respecto al ambiente no perturbado, indicando así que estas especies son sensibles a la contaminación presente en el ambiente perturbado, debida al elevado nivel de coliformes totales y coliformes fecales. La especie *Flabellospora verticillata* aumenta en un 60%, *Helicomyces spp* en 79,8% y *Triscelophorus acuminatus* aumenta en un 29,21% tal como se puede observar en la Figura 5.

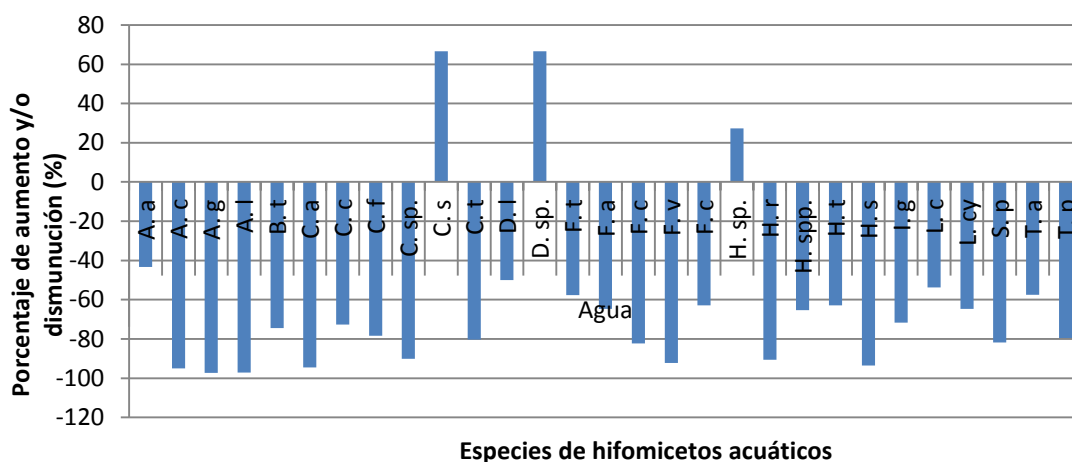


Figura 4. Porcentaje de disminución y/o aumento de especies de hifomicetos acuáticos consideradas como indicadoras en este estudio en muestras de agua filtrada del Río Vigrima. *Alatospora acuminata* (A.a), *Anguillospora crassa* (A.c), *Anguillospora gigantea* (A.g), *Anguillospora longissima* (A.l), *Brachiosphaera tropicalis* (B.t), *Camposporium antenatum* (C.a), *Campylospora chaetocladia* (C.c), *Campylospora filicladia* (C.f), *Campylospora* sp (C.sp), *Clavatospora stellata* (C.s), *Clavatospora tentacula* (C.t), *Diplocladiella longibrachiata* (D.l), *Diplocladiella* sp. (D.sp), *Flabellocladia tetracladia* (F.t), *Flabellospora acuminata* (F.a), *Flabellospora crassa* (F.c), *Flabellospora verticillata* (F.v), *Flagellospora curvula* (F.c), *Helicoma* sp (H.sp), *Helicomyces roseus* (H.r), *Helicomyces spp.* (H.spp), *Helicomyces torquatus* (H.t), *Heliscus submersus* (H.s), *Isthmotricladia gombakiensis* (I.g), *Lunulospora curvula* (L.c), *Lunulospora cymbiformis* (L.cy), *Speriopsis pedatospora* (S.p), *Triscelophorus acuminatus* (T.a), *Triscelophorus ponapensis* (T.p).

En cuanto a las muestras de hojas, el número de especies aumentan en el ambiente perturbado en comparación al ambiente no perturbado. Las especies *Anguillospora longissima*, *Campylospora filicladia*, *Flagellospora curvula*, *Lunulospora cymbiformis*, *Triscelophorus acuminatus* aumentan entre 46,67 hasta 88,89% en el ambiente perturbado, mientras que las especies *Anguillospora crassa*, *Campylospora sp* y *Lunulospora curvula* disminuyen en un 29, 35 y 9% respectivamente tal como se aprecia en la Figura 6.

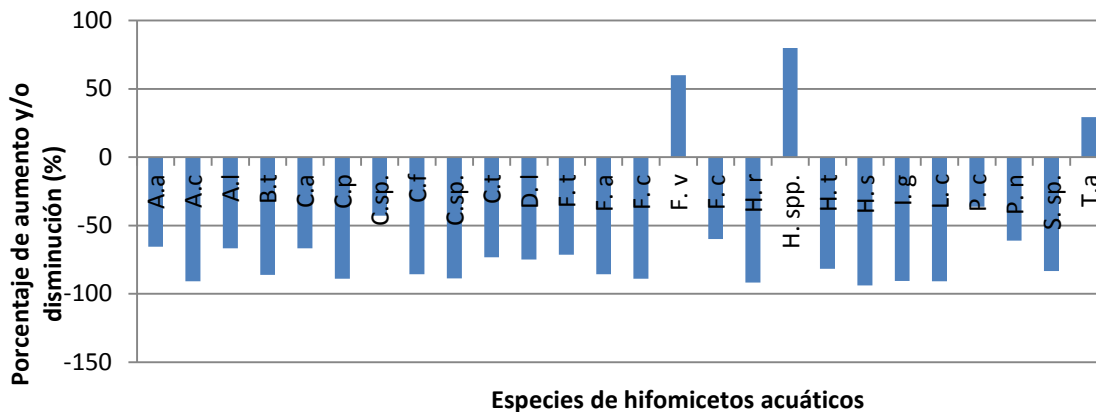


Figura 5. Porcentaje de disminución y/o aumento de especies de hifomicetos acuáticos consideradas como indicadores en este estudio en muestras de espuma. *Alatospora acuminata* (A.a), *Anguillospora crassa* (A.c), *Anguillospora longissima* (A.l), *Brachiosphaera tropicalis* (B.t), *Camposporium antenatum* (C.a), *Camposporium pellucidum* (C.p), *Camposporidium sp* (C.sp), *Campylospora filicladia* (C.f), *Campylospora sp* (C.sp), *Clavatospora tentacula* (C.t), *Diplocladiella longibrachiata* (D.l), *Flabellocladia tetracladia* (F.t), *Flabellospora acuminata* (F.a), *Flabellospora crassa* (F.c), *Flabellospora verticillata* (F.v), *Flagellospora curvula* (F.c), *Helicomycetes roseus* (H.r), *Helicomycetes spp.* (H.spp), *Helicomycetes torquatus* (H.t), *Heliscus submersus* (H.s), *Isthmotricladiella gombakiensis* (I.g), *Lunulospora curvula* (L.c), *Phalangispora constricta* (P.c), *Phalangispora nawawi* (P.n), *Scorpiosporium sp.* (S.sp), *Triscelophorus acuminatus* (T.a).

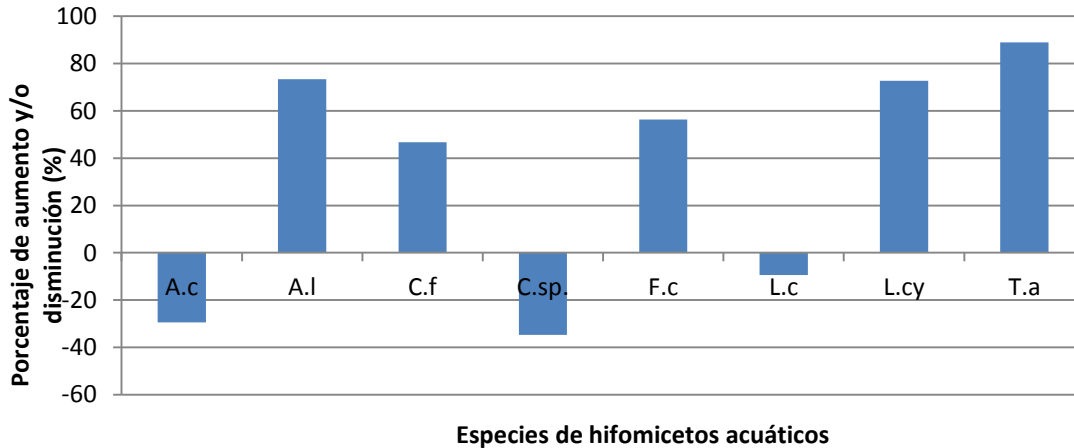


Figura 6. Porcentaje de disminución y/o aumento de especies de hifomicetos acuáticos consideradas como indicadores en este estudio en muestras de hojas. *Anguillospora crassa* (A.c), *Anguillospora longissima* (A.l), *Campylospora filicladia* (C.f), *Campylospora sp* (C.sp), *Flagellospora curvula* (F.c), *Lunulospora curvula* (L.c), *Lunulospora cymbiformis* (L.cy), *Triscelophorus acuminatus* (T.a).

En relación a las especies de hifomicetos acuáticos indicadoras, por un lado se encuentran las sensibles a la afectación, que disminuyen su frecuencia de conidios en la área perturbada, y por otra parte, las tolerantes a la perturbación, aumentan su frecuencia de conidios en dicho ambiente. Las especies que no son tolerantes a la contaminación de acuerdo a este estudio son: *Alatospora acuminata*, *Anguillospora crassa*, *Brachiosphaera tropicalis*, *Campylospora sp*, *Flabelliospora acuminata* y *Helicomycetes torquatus*, en todos los métodos de toma de muestra, los cual coinciden con los reportadas, por Storaci *et al.* (2013) en el Río Cúpira en Venezuela, mientras que *Anguillospora crassa* solo aparece en ríos prístinos de la cuenca del canal de Panamá, tal como lo indican Bärlocher *et al.* (2010). En el caso de las especies que pueden ser tolerantes a la contaminación, se tienen a: *Anguillospora longissima*, *Campylospora filicladia*, *Flagellospora curvula*, *Lunulospora cymbiformis* y *Triscelophorus acuminatus* encontradas mediante el método con hoja, lo que coinciden con las reportadas en ríos de zonas rurales y urbanas en la cuenca del canal de Panamá (Bärlocher *et al.*, 2010).

7. Conclusiones

- Las variables ambientales fisicoquímicas que definen la calidad del agua del Río Vigirima en los dos ambientes, están dentro de la Normativa para el Control de la Calidad de los Cuerpos de Agua vigente. No obstante, se encuentran mayores valores de temperatura, conductividad, fosfatos y sulfatos en el ambiente perturbado. Mientras que las variables ambientales microbiológicas no están dentro de la Normativa, encontrándose mayores valores de coliformes totales y coliformes fecales en el ambiente perturbado.
- La riqueza total de hifomicetos acuáticos encontrada durante el periodo de estudio en el Río Vigirima fue de 50 especies, 48 en agua, 40 en espuma natural y 12 en hojas, registrándose tres nuevas especies de hifomicetos acuáticos para Venezuela: *Helicomyces roseus*, *Isthmolongispora quadricellularia* y *Trinacrium incurvum*. Se encontró un mayor número de especies en el ambiente no perturbado con el método de agua y hojas. Por su parte, la abundancia de estos hongos Ingoldianos fue mayor en el ambiente prístino en todos los métodos de colecta.
- Las especies exclusivas del ambiente no perturbado fueron: *Beltrania rhombica*, *Hydrometrospora symmetrica*, *Isthmolongispora quadricellularia*, *Lemonniera aquatica*, *Scorpiosporium chaetocladium*, *Scutisporus brunneus*, *Tetracladium marchalianum* y *Varicosporium delicatum*. Mientras que las especies que solo se encontraron en el ambiente afectado fueron: *Dicranidium gracile*, *Dwayaangam cornuta*, *Scorpiosporium angulatum*, *Speiropsis hyalospora*, *Tetracladium setigerum*, *Trinacrium incurvum* y *Tripaspermum porosporiferum*.

- La composición taxonómica de los hifomicetos acuáticos fue mayor con el método del agua, seguido del método de espuma y el de hojas, encontrándose una mayor diferenciación de especies en el ambiente de menor perturbación antrópica con el primer método mencionado.
- Existen potenciales correlaciones entre las variables fisicoquímicas y la composición taxonómica de hifomicetos en ambos ambientes para cada método de colecta, pero no se puede inferir cual es la variable que ejerce la mayor diferencia entre los ambientes. En todos los métodos de colecta la frecuencia de la mayoría de las especies disminuye del ambiente prístino al ambiente la afectado. En función del porcentaje de incremento o disminución de conidios de acuerdo a la afectación, tenemos que las especies de hifomicetos acuáticos indicadoras sensibles son: *Alatospora acuminata*, *Anguillospora crassa*, *Brachiosphaera tropicalis*, *Campylospora* sp, *Flabellospora acuminata*, *Helicomyces torquatus*, mientras que las especies indicadoras tolerantes son: *Anguillospora longissima*, *Campylospora filicladia*, *Flagellospora curvula*, *Lunulospora cymbiformis* y *Triscelophorus acuminatus*.

8. Referencias Bibliográficas

- **ABEL-RAHEEM A.M. & ALI, E.H. 2004.** Lignocellulolytic enzyme production by aquatic hyphomycetes species isolated from the Nile delta region. *Mycopathologia* **157**: 277-286.
- **AHMED, M. & ABDEL- RAHEEN, A. M. 1997.** Colonization pattern of aquatic hyphomycetes on leaf packs in subtropical stream. *Mycopathologia*. **138**:163-171.
- **AHMED, M. & ABDEL-RAHEEN, AM. 2004.** Study of the effect of different techniques on diversity of freshwater hyphomycetes in the River Nile (Upper Egypt). *Mycopathologia* **157**: 59-72.
- **AIMER, R. 1989.** Ecology of aquatic hyphomycetes in New Zealand streams. Ph.D. thesis, University of Waikato, New Zealand.427-447.
- **ARMITAGE, P., MOSS, D., WRIGHT, J & FURSE, M. 1983.** The performance of a new biological water quality score system based on macroinvertebrates over a wide range of unpolluted running-water sites. *Wat. Res.* **17**: 333-347.
- **ARSUFFI, T. & SUBERKROPP, K. 1984.** Leaf processing capabilities of aquatic hyphomycetes: interspecific differences and influence on shredder feeding preference. *Oikos* **42**:144-154
- **BÄRLOCHER, F. 1982.** Conidium production from leaves and needles in four streams. *Can. J. Bot.* **60**:1487–1494.
- **BÄRLOCHER, F. 1985.** The role of fungi in the nutrition of stream invertebrates. *Bot. J. Linn. Soc.* **91**:83–94.

- **BÄRLOCHER, F. 1992.** The ecology of aquatic Hyphomycetes. Springer Verlag, Berlin, Germany. 225 pp.
- **BÄRLOCHER, F. 2000.** Water-borne conidia of aquatic hyphomycetes: seasonal and yearly patterns in Catamaran Brook, New Brunswick, Canada. *Can. J. Bot.* **78**:157-167.
- **BÄRLOCHER, F., HELSON, J. & DUDLEY W. 2010.** Aquatic hyphomycete communities across a land-use gradient of Panamanian streams. *Arch. Hydrobiol.* **177**: 209-221.
- **BÄRLOCHER, F., GRAÇA, M. 2002.** Exotic riparian vegetation lowers fungal diversity but not leaf decomposition in Portuguese streams. *Freshw Biol* **47**: 1123–1135.
- **BÄRLOCHER, F., KEBEDE, Y., GONÇALVES, A. & CANHOTO, C. 2013.** Incubation Temperature and Substrate Quality Modulate Sporulation by Aquatic Hyphomycetes. *Microb Ecol.* **66**:30-39
- **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 & ROSSE T.J.1981.** Aquatic hyphomycetes spora of two Black forest and two swiss jura stream. *Trans.Br.mycol.Soc.***76**:479-483.
- **BAUDOIN J.M., GUE´ROLD F., FELTEN V., CHAUVET E., WAGNER P. & ROUSSELLE P. 2008.** Elevated aluminium concentration in acidified headwater streams lowers aquatic hyphomycete diversity and impairs leaf-litter breakdown. *Microbial Ecology*, in press. **56(2)**:260-269.

- **BEITA-SANDI, W. & BARAHONA-PALOMO, M. 2010.** Físico-química de las aguas superficiales de la Cuenca del Río Rincón, Península de Osa, Costa Rica. Cuadernos de Investigación UNED (Edición en Línea, ISSN: 1659-441X) **2(2):** 157-179.
- **BETANCOURT, C. & CABALLERO, M. 1983.** Acuatic hyphomycetes (Deuteromicotina) from Los Chorros, Utuado, Puerto Rico. *Carib. J. Sci.* **19:** 41-42.
- **BETANCOURT, C., CRUZ, J., GARCIA, J. & GALARZA, L. 1986.** Estudio preliminar de los Hifomicetos acuaticos (Deuteromicotina) de la Republica Dominicana. *Carib. J. Sci.* **22(1-2):**49-51.
- **BETANCOURT, C., CRUZ, J. & GARCIA, J. 1987.** Los Hifomicetos Acuáticos de la quebrada Doña Juana en el Bosque Estatal de Toro Negro, Villalba, Puerto Rico. *Canb. J. soc.* **23(2):**278-284.
- **CANHOTO, C. & GRAÇA, A. 1996.** Descomposition of *Eucaliptus globulus* leaves and three native leaf species(*Alnusglutinosa*,*Castaneasativa*and*Quercus faginea*) in a Portuguese low order stream. *Hydrobiologia.***333(2):**79-85.
- **CASAS, J. & DESCALS, E. 1997.** Aquatic hyphomycetes from mediterranean streams contrasting in chemistry and ripariam canopy. *Limnetica.* **13 (2):** 45-55.
- **CASTELA, J., FERREIRA, V., GRAÇA, M. 2008.** Evaluation of stream ecological integrity using litter decomposition and benthic invertebrates. *Environ Pollut* **153:** 440–449.

- **CHADWICK, M., DOBBERFUHL, D., BENKE, A., HURYN, A., SUBERKROPP, K. THIELE, J. 2006.** Urbanization affects stream ecosystem function by altering hydrology, chemistry, and biotic richness. *Ecol Appl* **16**: 1796– 1807.
- **CHAUVET, E. 1991.** Aquatic hyphomycete distribution in south-western France. *J. Biogeography*, **18**: 699-706.
- **CHAUVET, E. & SUBERKROPP, K. 1998.** Temperature and sporulation of aquatic hyphomycetes. *Appl Environ Microbiol.* **64(4)**:1522-1525.
- **CHAMIER, A.C. & DIXON, P.A. 1982.** Pectinases in leaf degradation by aquatic hyphomycetes in: the field study the colonization-pattern of aquatic hyphomycetes on leaf packs in a surrey stream. *Oecologia* **52(1)**:109-115.
- **CHAMIER, A.C., DIXON, P.A. & ARCHER, S.A. 1984.** The spatial distribution of fungi on decomposing alder leaves in a freshwater stream. *Oecologia* **64**:92-103.
- **CHAMIER, A.C & TIPPING, E. 1997.** Effects of aluminium in acid streams on grow and sporulation of aquatic hyphomycetes. *Environ Pollut.* **96(3)**:89-98.
- **CHANDRASHEKAR, K.R., SRIDHAR, K.R. & KAVERIAPPA, K.M. 1991.** Aquatic hyphomycetes of a sulphur spring. *Hydrobiologia.* **218(2)**: 151-156.
- **CHICA, M. CARPINTERO, I. GARCÍA, M. LUQUE, J. PARDO, E. & RIGOL, J. 2005.** Una aproximación geoestadística al análisis espacial de la calidad del agua subterránea. *GeoFocus (Artículos)*, nº 5, p.79-93.
- **CLEMENT, K., TSUI, K., HYDE, D. & HODGKISS, I. 2001.** Longitudinal and temporal distribution of freshwater ascomycetes and dematiaceous

hyphomycetes on submerged wood in the Lam River, Hong Kong. *J. NorthAm.Benthol.Soc.***20(4)**:533-549.

- **CRESSA, C. & SMITS, G.** 2007. Aquatic hyphomycetes in two blackwater streams of Venezuela. *Ecotropicos* **20**: 82-85.
- **DANG, C. K., GESSNER, M. O. & CHAUVET, E.** 2007. Influence of conidial traits and leaf structure on attachment success of aquatic hyphomycetes on leaf litter. *Mycologia*, **99(1)**: 24–32.
- **DANG, C., SCHINDLER, M., CHAUVET, E., GESSNER, M.** 2009. Temperature oscillation coupled with fungal community shifts can modulate warming effects on litter decomposition. *Ecology (USA)* **90**: 122–131.
- **DE LANZA , E., HERNANDEZ, P. & CARBAJAL, P.** 2000. Organismos Indicadores de la Calidad del Agua y de la Contaminación. Plaza y Valdes. Mexico.633p.
- **DESCALS, E.** 2005. Techniques for handling Ingoldian fungi. En Graça MAS, Bärlocher F, Gessner MO (Eds.). *Methods to Study Litter Descomposition: A Practical Guide*. Springer. Holanda. pp. 129-142.
- **DESCALS, E., SANDERS, P., UGALDES, U.**1977. Hifomicetos Ingoldianos de Pais Vasco. *Munibe*. **3**: 237-260.
- **DESCALS, E. & MORALEJO, E.** 2001. Water and asexual reproduction in the ingoldian fungi. *Botanica Complutensis*. **25**:13-71.

- **DUARTE, S., PASCOAL, C., CÁSSIO, F. & BARLOCHER, F. 2006.** Aquatic hyphomycete diversity and identity affect leaf litter decomposition in microcosms. *Oecologia*. **147**: 658-666.
- **EL-HISSY, F. T., KHALLIL, A. M., ABDEL-RAHEEM, A. A. 1992.** Occurrence and distribution of zoosporic fungi and aquatic hyphomycetes in Upper Egypt. *Journal of IAS*. **5(3)**:173-179.
- **FERREIRA, V. & CHAUVET, E. 2012.** Changes in dominance among species in aquatic hyphomycete assemblages do not affect litter decomposition rates. *Aquatic Microbial Ecology*. **66**:1-11.
- **FERREIRA, V., ELOSEGI, A., GULIS, V., POZO, J. & GRAÇA, M. 2006.** Eucalyptus plantations affect fungal communities associated with leaf litter decomposition in Iberian streams. *Arch Hydrobiol* **166**: 467–490.
- **FERNÁNDEZ, R. & SMITS, G. 2005.** Estudio preliminar de los hongos acuáticos en el Río Cabriales (Parque San Esteban, Edo. Carabobo). *SABER* **17**:147-149.
- **FERNÁNDEZ, R. & SMITS, G. 2009.** Registro de la presencia de hifomicetos acuáticos en los ríos de la Cordillera de la Costa, Venezuela. *Interciencia* **34(8)**:589-592.
- **FERNÁNDEZ, R., SMITS, G. & PINTO, M. 2010.** Características e importancia de los hifomicetos acuáticos y registro de especies en Venezuela. *Revista Faraute de Ciencia y Tecnología*. **5(2)**: 56-73.
- **FERNÁNDEZ, R., & SMITS, G. 2011.** Hifomicetos Acuáticos de la Cabecera del Río Guárico, Estado Carabobo, Venezuela. *Interciencia*. **36 (11)**:831-834.

- **FERNÁNDEZ, R. & SMITS, G. 2013.** Diversidad de hifomicetos acuáticos en la Quebrada “La estación” de la Hacienda Ecológica “La Guaquira”. *Interciencia* **38(7)**: 496-501.
- **GACETA OFICIAL DE LA REPÚBLICA BOLIVARIANA DE VENEZUELA N° 5908. (2009).** Constitución de la República Bolivariana de Venezuela. Caracas. Venezuela.
- **GACETA OFICIAL DE LA REPÚBLICA BOLIVARIANA DE VENEZUELA N° 5833. (2007).** Ley Orgánica del Ambiente. Caracas. Venezuela.
- **GACETA OFICIAL DE LA REPÚBLICA DE VENEZUELA N° 4358. (1992).** Ley Penal del Ambiente. Caracas. Venezuela.
- **GACETA OFICIAL DE LA REPÚBLICA BOLIVARIANA DE VENEZUELA N° 38595. (2007).** Ley de Aguas. Caracas. Venezuela.
- **GRACA M.A.S., POZO J., CANHOTO C. & ELOSEGUI A. 2002.** Effects of Eucalyptus plantations on detritus, decomposers and detritivores in streams. *The Scientific World*. **2**: 1173–1185.
- **GRACA, M., BÄRLOCHER, F. & GESSNER, M. 2005.** *Methods to Study Litter Decomposition: A practical Guide*. Springer. Holanda. 329 pp.
- **GESSNER, M. & CHAUVET, E. 1994.** Importance of stream microfungi in controlling breakdown rates of leaf litter. *Ecology*. **75**:1807–1817.

- **GESSNER, M. & ROBINSON, C. 2003.** Aquatic Hyphomycetes in Alpine streams, pp 123-137. In: Ecology of a glacial floodplain, Ward, J., & Uehlinger, U., (eds). Kluwer Academic Publishers, Netherlands.
- **GOH, T-K. & HYDE, K.D. 1996.** Biodiversity of freshwater fungi. *J. Ind. Microbiol.* **17**:328-345.
- **GÖNCZÖL, J. RÉVAY, A. & CSONTOS, P. 1999.** Studies on the aquatic hyphomycetes of the Morgò stream, Hungary. I. 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?. *Mycol Res.* **105**: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
- **HARRISON, S., MOSS, S., & JONES, E. 1988.** Fungal adhesion in aquatic hyphomycetes. *International Biodeterioration Bulletin* **24**: 271-276.
- **HARRINGTON, T.J. 1997.** Aquatic hyphomycetes of 21 rivers in southern Ireland. *Biology and environment.* *97b. (2)*: 139–148.
- **HIEBER, M. & GESSNER, M.O. 2002.** Contribution of stream detritivores, fungi and bacteria to leaf breakdown based on biomass estimates. *Ecology.* **83(4)**:1026-1038.
- **INGOLD, C. T. 1942.** Aquatic Hyphomycetes of decaying alder leaves. *Trans. Br. Mycol. Soc.* **25**:339-417.

- **INGOLD, C. T. 1943a.** Further observations on aquatic Hyphomycetes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* **26**:104-115.
- **INGOLD, C. T. 1943b.** On the distribution of aquatic hyphomycetes saprophytic on submerged decaying leaves. *New Phytol.* **42**:139-143.
- **INGOLD, C. T. 1944.** Some new aquatic hyphomycetes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* **28**:35-43.
- **INGOLD, C. T. 1974.** Foam spora from Britain. *Trans. Br. mycol Soc.* **63 (3)**: 487-497.
- **INGOLD, C. T. 1975.** An Illustrated Guide to Aquatic and Water-borne Hyphomycetes (Fungi Imperfecti) with notes on their Biology. Freshwater Biological Association, Ambleside, 96p.
- **INGOLD, C. T. 1979.** Advances in the study of so-called aquatic hyphomycetes. *American Journal of Botany*, **66 (2)**: 218-226.
- **IQBAL, S. 1993.** Efficiency of artificial foam in trapping conidia of Ingoldian fungi. *Ann Bot Fennici.* **30(2)**:153-160.
- **IQBAL, S. 1994.** Species diversity of freshwater hyphomycetes in some streams of Pakistan. Comparison of sampling techniques. *Mycoscience.* **35**: 331-343.
- **IQBAL, S. 1997.** Species diversity of freshwater hyphomycetes in some streams of Pakistan. II. Seasonal differences of fungal communities on leaves. *Ann. Bot. Fennici.* **34**:165-178.

- **IQBAL, S. & WEBSTER J. 1973.** Aquatic hyphomycetes spora of the River Exe and its tributaries. *Trans Br Mycol Soc* .**61**:331-346.
- **JABIOL, J., BRUDER, A., GESSNER, M., MAKKONEN, M., MCKIE, B., PEETERS, E., VOS, V. & CHAUVET, E. 2013.** Diversity patterns of leaf-associated aquatic hyphomycetes along a broad latitudinal gradient. *Fungal Ecology*. **6**:439-448.
- **JUSTINIANO, J. & BETANCOURT, C. 1989.** Hongos ingoldianos presentes en el Río Mariacao, Puerto Rico. *Caribbean Journal of Science*. **25(3-4)**:111-114.
- **KARAMCHAND, K. & SRIDHAR, K. 2008.**Water-borne conidial fungi inhabiting tree holes of the west coast and western Ghats of Indian. *Czech Mycol*. **60(1)**:63-74.
- **KOSKE, R. & DUNCAN, I. 1974.** Temperature effects on growth, sporulation and germination of some aquatic hyphomycetes. *Can. J. Bot*. **52**:1387–1391.
- **KOLKWITZ, R. & W. A. MARSSON. 1908.** Ecology of plant saprobia. *Ber. dt. Bot. Ges.* **26**: 505-519.
- **KRAUSS, G., SÓLE, M., KRAUSS, G., SCHLOSSER, D., WESENBERG, D. & BARLOCHER, F. 2011.** Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. *FEMS Microbiol Rev*. **35**:620–651
- **LAITUNG B. & CHAUVET E. 2005.** Vegetation diversity increases species richness of leaf-decaying fungal communities in woodland streams. *Archiv fur Hydrobiologie*. **164**: 217–235.

- **LECERF, A., DOBSON, M., DANG, C., & CHAUVET, E. 2005.** Riparian plant species loss alters trophic dynamics in detritus based-stream ecosystems. *Oecologia*. **146**: 432–442.
- **LECERF, A & CHAUVET, E. 2008.** Diversity and functions of leaf-decaying fungi in human-altered streams. *Freshwater Biology*. **53(8)**:1658-1672
- **LECERF A., PATFIELD D., BOICHE´ A., RIIPINEN M., CHAUVET E. & DOBSON M. 2007.** Stream ecosystems respond toriparian invasion by Japanese knotweed (*Fallopia japonica*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. **64**: 1273–1283.
- **LINDBLOM C, TRAVIK L .2003.** Antagonism between bacteria and fungi on decomposing aquatic plant litter. *Microb. Ecol.* 45: 173-182.
- **METVALLI, A. & SHEARER. C.1989.** Aquatic hyphomycetes communities in clear-cut and wooded areas of an Illinois stream. *Truns.* **111**. *Acud Sci.* **82**: 5-16.
- **MICHAELIDES J. & KENDRICK, B. 1978.** An investigation of factors retarding colonization of conifer needles by amphibious hyphomycetes in streams. *Mycologia* **70**:419-430.
- **MILLE-LINDBLOM, C. & TRANVIK, L. J. 2003.** Antagonism between bacteria and fungi on decomposing aquatic plant litter. *Microbial Ecology*. **45(2)**: 173-182.
- **MOREIRA, C. 2011.** Sucessão de hifomicetos e avaliação da biomassa fúngica durante a decomposição de folhede de *Caesalpinia echinata* Lam. e *Campomanesia phaea* (O. Berg.) Landrum submersos em lagos artificiais na cidade de São Paulo, SP. Tese pp 134. PJ Mulholland 1 ,

- **MULHOLLAND, FELLOWS, C. TANQUE, J. GRIMM, N. WEBSTER, J. HAMILTON, S. MARTI, E. ASHKENAS, L. BOWDEN, W. DODDS, W. McDOWELL, W. PAIL, M. & PETERSON, B. 2001.** Inter-biome comparison of factors controlling stream metabolism. *Freshw Biol.* **46**: 1503–1517.
- **NIEVES, A. M. 2003.** Mycological survey of Río Camuuy Caves Park, Puerto Rico. *Journal of cave and Karst studies.* **65(1)**:23-28.
- **NILSSON, S. 1962.** Some aquatic hyphomycetes from South America. *Sv. Bot. Tidskr.* **56(2)**:351-361.
- **Normas para la clasificación y el control de la calidad de los cuerpos de agua y vertidos o efluentes líquidos. 1995.** Decreto 883.
- **PATIL, S., WAGH, D.D. & DORSE, B.D.2012.** Hyphomycetes from north Maharashtra. *Current botany.***3**: 23-25.
- **PALIWAL, P.C & SATI S.C. 2009.** Distribution of aquatic fungi in relation to physicochemical factors of Kosi River In Kuman Himalaya. *Nature and Sciencie.***7(3)**: 70-74.
- **PASCOAL, C. & CASSIO F. 2004.** Contribution of fungi and bacteria to leaf litter decomposition in a polluted river. *Applied and Environmental Microbiology.* **70**:1–7.
- **PASCOAL, C., CÁSSIO, F. & MARVANOVÁ L. 2005.** Anthropogenic stress may affect aquatic hyphomycete diversity more than leaf decomposition in a low-order stream. *Arch Hydrobiol.* **162**: 481–496.

- **PASCOAL, C., PINHO, M., CÀSSIO, F. & GOMES, P. 2003.** Assessing structural using leaf breakdown: studies on a polluted river. *Freshwater Biology*. **48(11)**:2033.
- **PINTO, M., FERNÁNDEZ, R. & SMITS, G. 2009.** Comparación de métodos de muestreo en la caracterización de la biodiversidad de hifomicetos acuáticos en el río Cupira (La Cumaca-Edo. Carabobo). *INTERCIENCIA* **34(7)**:497-501.
- **PINTO, M. & 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. *Rev. Intropica*. **7**: 31-36.
- **RAJASHEKHAR, M. & KAVERIAPPA, K. M. 1996.** Studies on the aquatic Hyphomycetes of a Sulfur spring in the Western Ghats, India. *Microb. Ecol.* **32(1)**:73-80.
- **RAJASHEKHAR, M. & KAVERIAPPA, K. M. 2003.** Diversity of aquatic hyphomycetes in the aquatic ecosystems of the Western Ghats of India. *Hydrobiologia*. **501 (1-3)**:167-177.
- **RANZONI, F. V. 1979.** Aquatic hyphomycetes from Hawaii. *Mycologia*. **71**:786-795.
- **READ, S., MOSS, S., & JONES, E. 1992.** Attachment and germination of conidia. *In The Ecology of Aquatic Hyphomycetes*. **94**: 135-151.
- **RODRIGUEZ, A. P. L. & GRAÇA, M. A. S. 1997.** Enzymatic analysis of leaf decomposition in freshwater by select aquatic hyphomycetes and terrestrial fungi. *Sydowia*. **49(2)**: 160-173.

- **ROLDAN, G. & Ramírez, J. 2008.** Fundamentos de limnología neotropical. 2^a edición. Editorial Universidad de Antioquia. Medellín- Colombia.
- **SALES, M., GONCALVES, J., DAHORA, J. & MEDEIROS, A. 2014.** Influence of Leaf Quality in Microbial Decomposition in a Headwater Stream in the Brazilian Cerrado: a 1-Year Study. *Microb Ecol.* 69(5):1-11
- **SANTOS-FLORES CJ. & BETANCOURT-LÓPEZ, C. 1997.** “Aquatic and Water-borne Hyphomycetes (Deuteromycotina) In Streams of Puerto Rico (Including records from other Neotropical locations)”. *Caribbean Journal of Science Special Publication.* 2: 83-116.
- **SAKAYAROJ, J., PHONGPAICHIT., S. & JONES E. 2005.** Viability and biodiversity of freshwater hyphomycetes in foam at Ton Nga Chang Wildlife-Sanctuary, Songkhla, southern Thailand. *Fungal Diversity* 18: 135-145.
- **SCHÖNLEIN-CRUSIUS I, GRANDI R. 2003.** The diversity of aquatic hyphomycetes in South America. *Braz. J. Microbiol.* 34(3): 1-13.
- **SHEARER, CA. & LANE, L. 1983.** Comparison of three techniques for the study of aquatic hyphomycetes communities. *Mycologia* 75: 498-508.
- **SHEARER, C. A. & WEBSTER, J. 1985.** Aquatic hyphomycetes communities in the river Teing. I. longitudinal distribution patterns. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 84:489-501
- **SHEARER, C., DESCALS, E., KOHLMAYER, B., KOHLMAYER, J., MARVANOVÁ, L., PADGETT, D., PORTER, D., RAJA, H., SCHMIT, J., THORTON, H. & VOGLYMAYR, H. 2007.** Fungal biodiversity in aquatic habitats. *Biodivers Conserv.* 16:49–67.
- **SMITS, G. 2005.** Hifomicetos acuáticos en ríos de Venezuela. *MIBE.* 4:177-181.

- **SMITS, G. FERNÁNDEZ, R. & CRESSA, C. 2007.** Preliminary study of aquatic hyphomycetes from Venezuelan streams. *Acta Bot. Venez.* **30 (2)**: 345-355.
- **SRIDHAR, K. & BÄRLOCHER, F. 1997.** Water chemistry and sporulation by aquatic hyphomycetes. *Mycol. Res.* **101**:591–596.
- **SRIDHAR, K. & BÄRLOCHER, F. 1998.** Breakdown of Ficus and Eucalyptus leaves in an organically polluted river in India: fungi diversity and ecological functions. *Freshwater Biology.* **39(3)**:537.
- **SRIDHAR K.R., KRAUSS G., BÄRLOCHER F., RAVIRAJA N.S., WENNRICH R., BAUMBACH R. & KRAUSS G.-J. 2001.** Decomposition of alder leaves in two heavy metal polluted streams in Central Germany. *Aquatic Microbial Ecology.* **26**: 73-80.
- **SRIDHAR, K., BÄRLOCHER, F., KRAUSS, G.-J. & KRAUSS, G. 2005.** Response of aquatic hyphomycetes communities to changes in heavy metal exposure. *International Review of Hydrobiology.* **90(1)**: 21-32.
- **STORACI, V., FERNÁNDEZ, R. & SMITS, G. 2013.** Evaluación de la calidad del agua del río Cúpira (La Cumaca, Estado Carabobo, Venezuela) mediante indicadores microbiológicos y fisicoquímicos. *INTERCIENCIA.* **38(7)**:480-487.
- **STORACI, V., FERNÁNDEZ, R. & SMITS, G. 2014.** Hifomicetos acuáticos en Río Cúpira (La Cumaca, Estado Carabobo, Venezuela). *Ciencia.* **22(1)**:21-27
- **SOLÉ, M. FETZER, I. WENNRICH, R. SRIDHAR, K. HARMS, H. & KRAUSS, G. 2008.** Aquatic hyphomycete communities as potential bioindicators for assessing anthropogenic stress. *Science of the total environment* **.389**: 557-565.
- **SUBERKROPP, K. 1984.** Effect of temperature on seasonal occurrence of aquatic hyphomycetes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* **82**:53–62.

- **SUBERKROPP, K. 1991.** Relationships between growth and sporulation of aquatic hyphomycetes on decomposing leaf litter. *Mycol. Res.* **95**:843–850.
- **SUBERKROPP, K. 1992.** Interactions with invertebrates. In: The ecology of aquatic hyphomycetes. F. Bärlocher (ed.) Springer-Verlag, Berlin, Germany. p. 118–134
- **SUBERKROPP, K. & CHAUVET, E. 1995.** Regulation of leaf breakdown by fungi IN streams: influences of water chemistry. *Ecology.* **76**:1433–1445.
- **SUBERKROPP, K., & KLUG, M. J. 1976.** Fungi and bacteria associated with leaves during processing in a woodland stream. *Ecology.* **57**: 707-719.
- **TORRES, A. 2007.** La Calidad del agua del Río Uruguay. Dirección Nacional de Medio Ambiente. Pp. 16.
- **TORSTEN, A., SCHLOSSER, D., BAUMBACH, R., SCHMIDT, J., GRANCHAROV, K., KRAUSS, G. & KRAUSS, G-J. 2006.** Biotransformation of 1-Naphthol by a strictly aquatic fungus. *Current Microbiology.* **52**:216-220.
- **TSUI, C. K-M., HYDE, K. D. & HODGKISS, I. J. 2001a.** Longitudinal and temporal distribution of freshwater ascomycetes and dematiaceous hyphomycetes on submerged wood in the Lam Tsuen River, Hong Kong. *Journal of the North American Benthological Society.* **20(4)**: 533-549.
- **TSUI, C., HYDE, K. & HODGKISS, I. 2001b.** Colonization patterns of wood-inhabiting fungi on baits in Hong Kong rivers, with reference to the effects of organic pollution. *A. van Leeuwenhoek.* **79**: 33-38.

- **VANNOTE, R., MINSHALL, G., CUMMINS, K., SEDELL, J., CUSHING, C. 1980.** The river continuum concept. *Can J Fish Aquat Sci* .**37**: 130–137.
- **VASS, M., RÉVAY, A., KUCSERKA, T., HUBAI, K., ÜVEGES, V., KOVÁCS, K. & PADISÁK, J. 2013.** Aquatic hyphomycetes as survivors and/or first colonizers after a red sludge disaster in the Torna stream, Hungary. I. *Rev Hydrobiology* .**98**:1–8.
- **WASHINGTON, H. G. 1984.** Diversity, biotic and similarity indices. A review with special relevance to aquatic ecosystems. *Water Research*. **18(6)**:653-694.
- **WEBSTER, J. 1992.** Anamorph-teleomorph relationships. In: The ecology of aquatic Hyphomycetes. Bärlocher, F. (ed.). Springer-Verlag, Berlin, p.99-117.
- **WEBSTER, J. 1975.** Further studies of sporulation of aquatic hyphomycetes in relation to aeration. *Trans. Br. mycol. Soc.* **64**: 119-127.
- **WEBSTER, J. & BENFIELD, E. 1986.** Vascular plant breakdown in freshwater ecosystems. *Ann. Rev. Ecology & Systematics*. **17**: 567-594.
- **WILLOUGHBY L. & ARCHER J. 1973.** The fungal spora of a freshwater stream and its colonization pattern on wood. *Freshwater biol.* **3**:219-239.
- **WOELKERLING, W. J. & BAXTER, J. W. 1968.** Aquatic hyphomycetes of Wisconsin: Distribution and ecology. *Mycopathologia*. **35(1)**:33-36.
- **WOOD-EGGENSCHWILER, S. & Bärlocher, F. 1983.** Aquatic hyphomycetes in sixteen streams in France, Germany and Switzerland. *Trans Br. Mycol. Soc.* **81**: 371-379.

- **YUEN, T. K. HYDE, K. D. & HODGKISS, I. J. 1999.** INTERSPECIFIC Interactions among Tropical and Subtropical Freshwater Fungi. *Microbial Ecology*. **37(4)**: 257 – 262.
- **ZHANG, H., JONES, G., ZHOU, D., BAHKALI, A., & HYDE, K. 2011.** Checklist of Freshwater Fungi in Thailand. *Cryptogamie, Mycologie*. **32 (2)**: 199-217.

ANEXOS

ANEXO A. Promedio mensual de parámetros fisicoquímicos y microbiológicos en el ambiente 1 (No perturbado) del Río Vígirima.

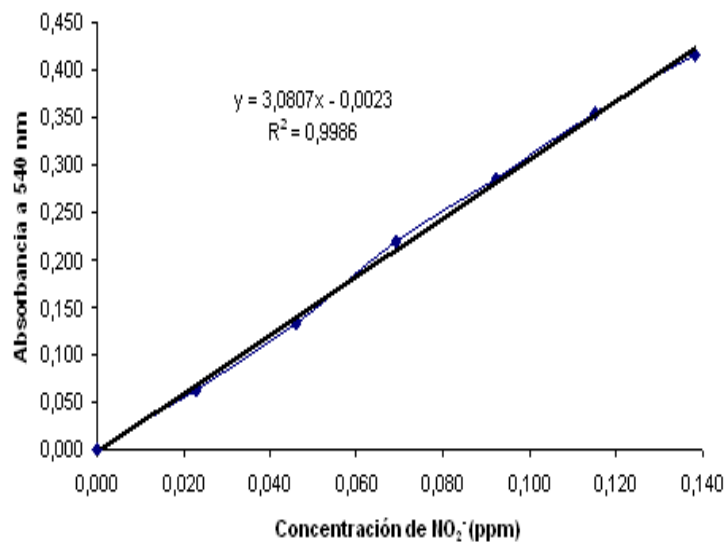
Parámetros	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul
Oxígeno disuelto ($\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$)	10,44	10,07	10,25	10,16	9,20	9,59
pH	7,66	7,66	7,66	7,66	7,60	7,64
Conductividad ($\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$)	74,60	74,40	74,50	74,45	81,45	76,35
Temperatura del agua ($^{\circ}\text{C}$)	20,50	21,50	21,00	21,25	22,00	21,00
Coliformes totales (UFC/100 mL)	260	110	910	220	180	250
Coliformes fecales (UFC/100 mL)	0	0	0	0	0	0
Sulfato ($\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$)	13,9744	12,1795	13,7179	13,2051	12,9487	13,2051
Fosfato ($\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$)	0,8551	0,8551	0,8792	0,9275	0,8309	0,8695
Nitrito ($\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$)	0,0110	0,0097	0,0115	0,0128	0,0120	0,0114
Nitrato ($\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$)	4,5807	3,7723	4,8513	5,0930	5,0744	4,6743

ANEXO B. Promedio mensual de parámetros fisicoquímicos y microbiológicos en el ambiente 2 (perturbado) del Río Vigrima.

Parámetros	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul
Oxígeno disuelto ($\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$)	10,55	9,93	10,25	10,08	8,89	9,10
pH	7,50	7,22	7,66	7,29	7,54	7,41
Conductividad ($\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$)	85,65	91,95	74,50	90,38	90,38	79,00
Temperatura del agua ($^{\circ}\text{C}$)	22,50	23,00	21,00	22,88	23,00	22,00
Coliformes totales (UFC/100 mL)	520	1080	470	2470	1620	310
Coliformes fecales (UFC/100 mL)	30	0	60	30	0	20
Sulfato ($\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$)	14,3590	13,3334	14,2308	13,9744	14,1026	14,0000
Fosfato ($\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$)	1,0242	1,0967	1,0242	0,9517	0,9517	1,0097
Nitrito ($\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$)	0,0146	0,0092	0,0144	0,0162	0,0138	0,0136
Nitrato ($\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$)	4,7996	4,5302	5,0743	6,9889	5,9851	5,4756

Anexo C. Absorbancia a 540 nm de diferentes soluciones de nitrito

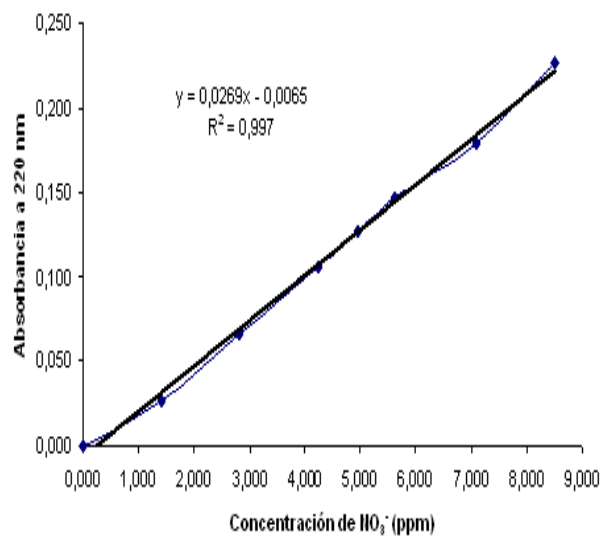
Absorbancia a 540 nm	Concentración NO_2^- (ppm)
0,000	0,000
0,064	0,023
0,133	0,046
0,219	0,069
0,284	0,092
0,355	0,115
0,417	0,138



Absorbancia a 540 nm en función de la concentración de nitrito

Anexo D. Absorbancia a 540 nm de diferentes soluciones de nitrato

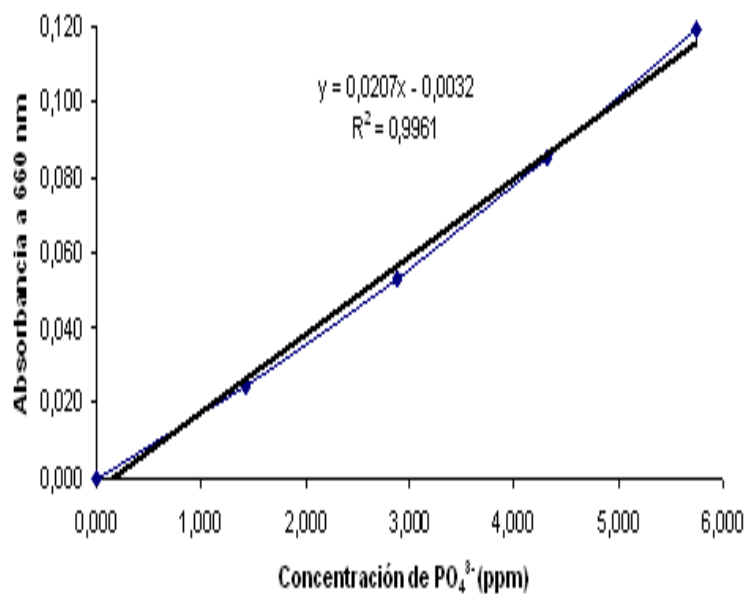
Absorbancia a 220 nm	Concentración NO_3^- (ppm)
0,000	0,000
0,027	1,415
0,067	2,830
0,106	4,246
0,127	4,953
0,146	5,610
0,179	7,076
0,227	8,492



Absorbancia a 540 nm en función de la concentración de nitrato

Anexo E. Absorbancia a 540 nm de diferentes soluciones de fosfato

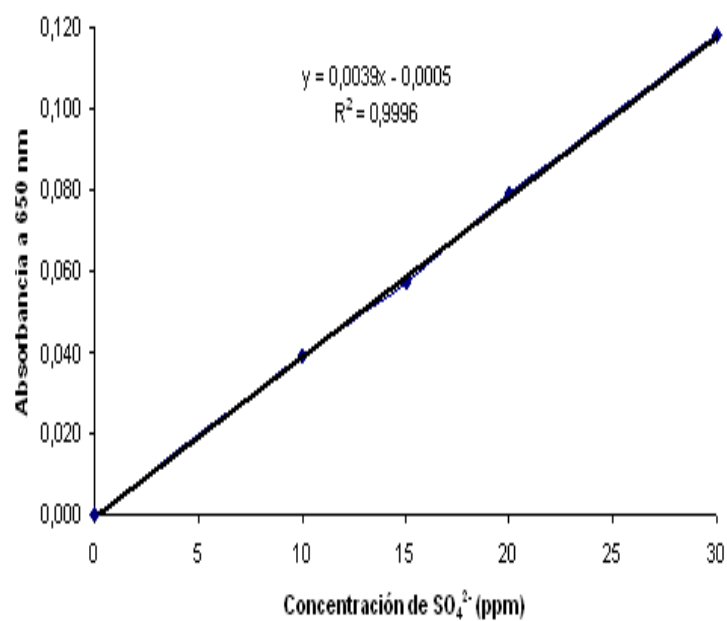
Absorbancia a 660 nm	Concentración PO_4^{3-} (ppm)
0,000	0,000
0,025	1,438
0,053	2,875
0,085	4,313
0,119	5,750



Absorbancia a 540 nm en función de la concentración de fosfato

Anexo F. Absorbancia a 540 nm de diferentes soluciones de sulfato

Absorbancia a 650 nm	Concentración SO_4^{2-} (ppm)
0,000	0
0,039	10
0,057	15
0,079	20
0,118	30



Absorbancia a 540 nm en función de la concentración de sulfato

Anexo G. Frecuencias de especies de hifomicetos acuáticos en el Río Vigirima (Mun. Guacara. Estado Carabobo) en agua

Especies	Frecuencias (%)
<i>Alatospora acuminata</i> Ingold	58,3
<i>Anguillospora crassa</i> Ingold	75
<i>Anguillospora gigantea</i> Ranzoni	50
<i>Anguillospora longissima</i> (Sacc.& Sydow) Ingold	75
<i>Beltrania rhombica</i> Penzig	16,7
<i>Brachiosphaera tropicalis</i> Nawawi	75
<i>Camposporium antennatum</i> Harkn	33,3
<i>Camposporium pellucidum</i> (Grove) S. Hughes	25
<i>Campylospora chaetocladia</i> Ranzoni	16,7
<i>Campylospora filicladia</i> Nawawi	66,7
<i>Campylospora</i> sp.	75
<i>Clavariopsis aquatica</i> De Wild	100
<i>Clavatospora stellata</i> (Ingold & Cox)	16,7
<i>Clavatospora tentacula</i> (Umphlett) Nilsson	83,3
<i>Dicranidion gracile</i> Matsushima	16,7
<i>Diplocladiella longibrachiata</i> Nawawi & Kuthu	25
<i>Diplocladiella</i> sp.	25
<i>Dwayaangam cornuta</i> Descals	8,3
<i>Flabellocladia tetracladia</i> Nawawi	66,7
<i>Flabellospora acuminata</i> Descals & Webster	58,3
<i>Flabellospora crassa</i> Alasoadura	75
<i>Flabellospora verticillata</i> Alas.	50
<i>Flagellospora curvula</i> Ingold	91,7
<i>Helicoma</i> sp	33,3
<i>Helicomycetes roseus</i> Link	25
<i>Helicomycetes</i> spp.	66,7
<i>Helicomycetes torquatus</i> Lane & Shearer	58,3
<i>Heliscus submersus</i> Hudson	75
<i>Hydrometrospora symmetrica</i> J. Gönczöl & Révay	8,3
<i>Istbmotricladia gombakiensis</i> Nawawi	58,3
<i>Lemonniera aquatica</i> D. Wildeman	8,3
<i>Lunulospora curvula</i> Ingold	66,7
<i>Lunulospora cymbiformis</i> K. Miura	50
<i>Phalangispora constricta</i> Nawawi & Webster	8,3
<i>Phalangispora nawawi</i> Kuthub	33,3
<i>Scorpiosporium angulatum</i> (Ingold) S.H. Iqbal	8,3
<i>Scorpiosporium chaetocladium</i> (Ingold) S.H. Iqbal	8,3
<i>Scorpiosporium</i> sp.	25
<i>Scutisporus brunneus</i> Ando & Tubaki	25
<i>Speiropsis hyalospora</i> Subramanian & Lodha	8,3
<i>Speiropsis pedatospora</i> Tubaki	25
<i>Tetracladium marchalianum</i> De Wildeman	8,3
<i>Tetracladium setigerum</i> (Grove) Ingold	8,3
<i>Trinacrium incurvum</i> Matsushima	8,3
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi	75
<i>Tripospermum porosporiferum</i> Matsushima	8,3
<i>Triscelophorus ponapensis</i> Matsushima	33,3
<i>Varicosporium delicatum</i> S.H. Iqbal	16,7

Anexo H: Frecuencias de especies de hifomicetos acuáticos en el Río Vigirima
(Mun. Guacara. Estado Carabobo) en espuma.

Especies	Frecuencia (%)
<i>Alatospora acuminata</i> Ingold	75
<i>Anguillospora crassa</i> Ingold	33,3
<i>Anguillospora longissima</i> (Sacc.& Sydow) Ingold	33,3
<i>Beltrania rhombica</i> Penzig	8,3
<i>Brachiosphaera tropicalis</i> Nawawi	75
<i>Camposporium antennatum</i> Harkn	25
<i>Camposporium pellucidum</i> (Grove) S. Hughes	25
<i>Camposporidium</i> sp.	25
<i>Campylospora chaetocladia</i> Ranzoni	8,3
<i>Campylospora filicladia</i> Nawawi	58,3
<i>Campylospora</i> sp.	66,7
<i>Clavariopsis aquatica</i> De Wild	16,7
<i>Clavatospora tentacula</i> (Umphlett) Nilsson	58,3
<i>Dicranidion gracile</i> Matsushima	8,3
<i>Diplocladiella longibrachiata</i> Nawawi & Kuthub.	25
<i>Diplocladiella</i> sp.	8,3
<i>Flabellocladia tetracladia</i> Nawawi	91,7
<i>Flabellospora acuminata</i> Descals & Webster	66,7
<i>Flabellospora crassa</i> Alasoadura	83,3
<i>Flabellospora verticillata</i> Alas.	50
<i>Flagellospora curvula</i> Ingold	91,7
<i>Helicomycetes roseus</i> Link	25
<i>Helicomycetes</i> spp.	66,7
<i>Helicomycetes torquatus</i> Lane & Shearer	75
<i>Heliscus submersus</i> Hudson	41,7
<i>Hydrometrospora symmetrica</i> J. Gönczöl & Révay	8,3
<i>Isthmolongispora quadricellularia</i> Matsushima	8,3
<i>Isthmotricladiella gombakiensis</i> Nawawi	66,7
<i>Lemonniera aquatica</i> D. Wildeman	8,3
<i>Lunulospora curvula</i> Ingold	25
<i>Lunulospora cymbiformis</i> K. Miura	33,3
<i>Phalangispora constricta</i> Nawawi & Webster	50
<i>Phalangispora nawawi</i> Kuthub	50
<i>Scorpiosporium chaetocladium</i> (Ingold) S.H. Iqbal	33,3
<i>Scorpiosporium</i> sp.	25
<i>Scutisporus brunneus</i> Ando & Tubaki	16,7
<i>Tetracladium marchalianum</i> De Wildeman	16,7
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi	83,3
<i>Triscelophorus ponapensis</i> Matsushima	8,3
<i>Varicosporium delicatum</i> S.H. Iqbal	8,3

Anexo I: Frecuencias de especies de hifomicetos acuáticos en el Río Vigirima (Mun. Guacara. Estado Carabobo) en hojas.

Especies	Frecuencias (%)
<i>Alatospora acuminata</i> Ingold	8,3
<i>Anguillospora crassa</i> Ingold	83,3
<i>Anguillospora gigantea</i> Ranzoni	8,3
<i>Anguillospora longissima</i> (Sacc.& Sydow) Ingold	75
<i>Campylospora filiicladia</i> Nawawi	50
<i>Campylospora</i> sp.	83,3
<i>Flagellospora curvula</i> Ingold	100
<i>Heliscus submersus</i> Hudson	8,3
<i>Lunulospora curvula</i> Ingold	100
<i>Lunulospora cymbiformis</i> K. Miura	83,3
<i>Scorpiosporium</i> sp.	8,3
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi	41,7