

UNIVERSIDADE VILA VELHA - ES

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ECOLOGIA DE ECOSISTEMAS

**INFLUÊNCIA DA LUMINOSIDADE SOBRE A DECOMPOSIÇÃO DE
DETRITOS FOLIARES E CRESCIMENTO DO BIOFILME EM
RIACHOS DE MATA ATLÂNTICA (ES)**

JULIANA VIEIRA RANGEL

**VILA VELHA
AGOSTO / 2018**

UNIVERSIDADE VILA VELHA - ES

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ECOLOGIA DE ECOSISTEMAS

**INFLUÊNCIA DA LUMINOSIDADE SOBRE A DECOMPOSIÇÃO
DE DETRITOS FOLIARES E CRESCIMENTO DO BIOFILME EM
RIACHOS DE MATA ATLÂNTICA (ES)**

Dissertação apresentada a
Universidade Vila Velha, como pré-
requisito do Programa de Pós-
Graduação em Ecologia de
Ecossistemas para a obtenção do
grau de Mestra em Ecologia.

JULIANA VIEIRA RANGEL

**VILA VELHA
AGOSTO / 2018**

R196i Rangel, Juliana Vieira.
Influência da luminosidade sobre a decomposição de detritos
foliares e crescimento do biofilme em riachos de mata atlântica (ES)
/ Juliana Vieira Rangel. – 2018.
57 f. : il.

Orientador: Marcelo da Silva Moretti
Dissertação (mestrado em Ecologia de Ecossistemas) -
Universidade Vila Velha, 2018
Inclui bibliografias.

1. Ecologia. 2. Matas ripárias. 3. Biodegradação.
4. Ecossistema. I. Moretti, Marcelo da Silva. II. Universidade Vila
Velha. III. Título.

CDD 577

JULIANA VIEIRA RANGEL

**INFLUÊNCIA DA LUMINOSIDADE SOBRE A DECOMPOSIÇÃO DE
DETRITOS FOLIARES E CRESCIMENTO DO BIOFILME EM
RIACHOS DE MATA ATLÂNTICA (ES)**

Dissertação apresentada a
Universidade Vila Velha, como pré-
requisito do Programa de Pós-
Graduação em Ecologia de
Ecossistemas para a obtenção do
grau de Mestra em Ecologia.

Aprovada em 24 de agosto de 2018,

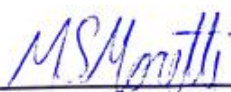
Banca Examinadora:



Prof. Dr. Marcos Callisto de Farias Pereira - UFMG



Prof. Dr. Rodrigo Barbosa Ferreira - UUV



Prof. Dr. Marcelo da Silva Moretti - UUV
Orientador

Happiness more or less

It's just a change in me

Something in my liberty

Oh my, my

Happiness Coming and going

I watch you look at me

Watch my fever growing

I know just where I am

But how many corners do I have to turn?

How many times do I have to learn?

All the love I have is in my mind?

Well, I'm a lucky man

With fire in my hands...

LUCKY MAN - THE VERVE

AGRADECIMENTOS

Agradeço imensamente a cada pessoa que esteve comigo neste percurso de enriquecimento acadêmico e pessoal.

Aos meus pais pelo amor e pelo exemplo de tudo o que há de bom na vida, vocês são o meu coração. Não importa em que parte do mundo eu esteja e os quilômetros que nos dividem, sempre serei a flor de cacau de vocês.

Aos meus irmãos, obrigada por tudo. Sinto muito orgulho e um amor incondicional por vocês. Tenho certeza que o sentimento é mais que recíproco. Amo vocês.

À minha linda esposa Cristina, você é o maior presente que pude ganhar da vida. Não importa o preconceito ou o desrespeito da sociedade, eu posso viver feliz sabendo que encontrei a minha alma gêmea. Obrigada por ser luz na minha vida.

Grazie Nando, Ivana e Alberto. Avete fatto il tifo per me, creduto e sostenuto. Senza di voi niente di questo sarebbe stato possibile. Ci vediamo presto nel nuovo nucleo familiare che ogni giorno è sempre più forte. Vi voglio bene!

Aos meus familiares, amigos brasileiros e italianos pelo amor, carinho e confiança inabalável na minha capacidade e perseverança. Vocês são o meu sangue e a base mais essencial na minha vida.

Muito obrigada, Prof. Marcelo, pela imensa oportunidade de crescimento profissional e pessoal. Você foi peça chave no meu percurso, espero também ter contribuído para o teu crescimento e ter deixado algo de positivo no teu coração. Sinta-se uma jóia rara e preciosa nesse país.

Aos meus companheiros de laboratório... Vocês são pessoas mais que especiais. Obrigada pelos ensinamentos, pelos momentos lindos. Obrigada por tudo! Vou guardar cada um de vocês em um lugar especial na minha mente e coração.

Deixo o meu agradecimento especial ao meu avô italiano Filippo. Nonno, sei e sempre sarai il mio fan numero uno. So che in diverse occasioni ti ho riempito di orgoglio e sappi che ho sempre provato lo stesso per te. Sei esempio di padre, essere umano e nonno. Grazie di tutto quello che hai fatto per me. Mi manchi tanto tanto tanto. Ti amo.

SUMÁRIO

RESUMO	8
ABSTRACT	9
1. Introdução	1
2. Objetivos, perguntas e hipóteses	5
2.1 Objetivo geral	5
2.2 Objetivos específicos	5
2.3 Perguntas	5
2.4 Hipóteses	5
3. Materiais e métodos	7
3.1 Área de estudo	7
3.2 Coleta dos detritos foliares	7
3.3 Desenho experimental	8
3.4 Incubação e coleta dos detritos	8
3.5 Análises microbiológicas e químicas	11
3.6 Análises estatísticas	12
4. Resultados	15
4.1 Decomposição dos detritos foliares	15
4.2 Características químicas e microbiológicas	16
4.3 Hifomicetos aquáticos e invertebrados associados aos detritos	21
4.4 Distribuição e relação dos organismos coletados com os tratamentos e características químicas e microbiológicas	23
5. Discussão	30
6. Conclusão	35
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	36
MATERIAL EM ANEXO	43

RESUMO

RANGEL, Juliana Vieira, M. Sc., Universidade Vila Velha - ES, agosto de 2018. **Influência da luminosidade sobre a decomposição de detritos foliares e crescimento do biofilme em riachos de mata atlântica (ES)**. Orientador: Prof. Dr. Marcelo da Silva Moretti.

Os riachos de pequena ordem são ecossistemas prevalentemente heterotóficos onde a matéria orgânica alóctone é a principal fonte de energia. Entretanto, a luminosidade, que é considerada um dos principais fatores que regulam a estrutura e o funcionamento dos ecossistemas aquáticos, pode afetar a atividade microbiana e dos invertebrados aquáticos e, conseqüentemente, as taxas de decomposição. O objetivo deste estudo foi avaliar *in situ* a influência da luminosidade na decomposição de detritos foliares, bem como seus efeitos sobre as comunidades de organismos decompositores e composição química e microbiológica dos detritos foliares. Detritos foliares da espécie nativa *Miconia chartacea* foram colocados em *litter bags* de malha grossa (10 mm) e fina (0,5 mm) e incubados em trechos sombreados (S) e com luz (L) em 3 riachos de Mata Atlântica. Três réplicas de cada tratamento foram retiradas após 30, 60 e 90 dias de incubação e levadas para o laboratório para a determinação do peso seco e composição química dos detritos foliares (polifenóis, carboidratos, celulose e lignina). A composição taxonômica das comunidades de invertebrados e hifomicetos aquáticos associados aos detritos foliares também foi determinada, bem como as concentrações de clorofila-*a* e a concentração bacteriana (CFU). A perda de peso dos detritos foliares de *Miconia chartacea* foi mais acelerada no tratamento L independentemente da malha, podendo ser até 1,5 vezes mais rápida. Todas as variáveis químicas e microbiológicas, com exceção da clorofila-*a* na malha grossa, apresentaram diferenças significativas em relação ao tratamento e/ou tempo. A taxa de esporulação dos hifomicetos aquáticos assim como a riqueza em espécies no tratamento L foram superiores ao tratamento S em todos os tempos do processo de decomposição na malha fina. O mesmo ocorreu na malha grossa com a abundância e a riqueza de invertebrados aquáticos. Os resultados desta dissertação sugerem que variações na disponibilidade de luz podem influenciar o processamento da matéria orgânica em ecossistemas heterotróficos por meio de múltiplos níveis tróficos. Além disso, fornecem evidências de que a heterogeneidade proporcionada pela vegetação ripária ao longo do riacho pode criar trechos com distinta estequiometria dos nutrientes, dinâmica de colonização dos microrganismos e composição taxonômica de invertebrados aquáticos.

Palavras-chave: decomposição foliar, produção primária, organismos decompositores, luminosidade, efeito primário aquático, vegetação ripária.

ABSTRACT

RANGEL, Juliana Vieira, M.Sc., University of Vila Velha - ES, august of 2018. **The effect of sunlight on leaf litter decomposition and biofilm growth in a tropical brazilian headstream.** Advisor: Prof. Dr. Marcelo da Silva Moretti.

Headwater stream ecosystems are predominantly heterotrophic, with allochthonous organic matter being the main energy source. However, sunlight that is considered one of the dominant factors that regulate the structure and functioning of these aquatic ecosystems, can influence the microbial activity, invertebrate consumers and, finally, leaf litter breakdown. The main objective of this study was to evaluate *in situ* the influence of light intensity on decomposition rates, as well as its effects on the community structure of decomposing organisms and chemical and microbiological composition of leaf litter. Leaves of the native species *Miconia chartacea* were placed in coarse (10 mm) and fine (0.5 mm) mesh size litter bags and incubated in shaded (S) and light (L) patches in 3 headwater streams of Atlantic Forest. Three replicates of each treatment were removed after 30, 60 and 90 days of incubation and taken to the laboratory for determination of dry weight loss and chemical composition of the detritus (polyphenols, carbohydrates, cellulose and lignin). The taxonomic composition of invertebrate and aquatic hyphomycetes associated with detritus were also determined, as well as concentrations of chlorophyll-*a* and bacterial (CFU). The leaf mass loss was more accelerated in the L treatment regardless of the mesh size, being able to be up to 1.5 times faster. All chemical and microbiological variables, with the exception of chlorophyll-*a* in the coarse mesh bag, showed significant differences in relation to treatment and/or time. The sporulation rate of the aquatic hyphomycetes as well as species richness in the L treatment was superior to the S treatment at all sampling times in the fine mesh bag, the same occurred in the coarse mesh bag with the abundance of aquatic invertebrates and the richness of species. The results of this study suggest that variations in light availability may influence organic matter processing in heterotrophic ecosystems through multiple trophic levels. In addition, they provide evidence that the heterogeneity provided by riparian vegetation along the stream channel can create reaches with distinct nutrient stoichiometry, microorganism colonization dynamics, and taxonomic composition of aquatic invertebrates.

Keywords: leaf litter decomposition, primary production, decomposing organisms, luminosity, aquatic priming effect, riparian forest.

1. INTRODUÇÃO

Os riachos de pequena ordem são ecossistemas com alto grau de complexidade, altamente dinâmicos em sua morfologia, característica física, química e biológica (Cummins 1973, 1974). Esses ecossistemas se localizam nas cabeceiras das bacias hidrográficas e constituem cerca de 85% do comprimento das mesmas (Anderson e Sedell 1979). A sua importância se deve principalmente pela participação dos microrganismos e invertebrados aquáticos que habitam esses ambientes na produção, mineralização da matéria orgânica e no fluxo de energia (Cummins e Klug 1979, Graça 2001). De fato, estima-se que cerca de 90% da energia fixada pelos produtores primários em ecossistemas terrestres, e também em alguns ecossistemas aquáticos, entre na cadeia de detritos (Cebrian 1999, Abelho 2001, Graça et al. 2016). As cadeias alimentares que dependem de detritos são conhecidas como “*brown food webs*” e são responsáveis por cerca de 96% da mineralização do carbono orgânico (Fisher e Likens 1973). Os riachos de pequena ordem são, portanto, heterotróficos e dependentes da matéria orgânica de origem terrestre proveniente da vegetação ripária para suportar as cadeias alimentares aquáticas por meio do processo de decomposição (Graça 2001).

O processo de decomposição é comumente expresso como a perda de peso dos detritos foliares ao longo do tempo e contempla três etapas: lixiviação, condicionamento e fragmentação (Swift et al. 1979, Gessner et al. 1999). A lixiviação é um processo abiótico que envolve a remoção dos compostos orgânicos e inorgânicos hidrossolúveis dos detritos, como fósforo, glicídios, aminoácidos e polifénóis (Suberkropp et al. 1976). Este processo é responsável pela rápida perda de peso dos detritos durante os estágios iniciais de decomposição (48 horas). O condicionamento consiste em uma série de reações químicas de oxirredução dos compostos orgânicos realizadas por microrganismos (principalmente hifomicetos aquáticos e bactérias) que degradam os detritos, liberando compostos inorgânicos, ou atuam na formação de diversos compostos intermediários, os quais serão utilizados para a biossíntese dos tecidos da flora microbiana e biofilme (Baldy et al. 1995, Bruder et al. 2011, Graça et al. 2016). A fragmentação é a redução mecânica da matriz foliar, realizada por invertebrados detritívoros que, ao se alimentarem e

digerirem os detritos convertem a matéria orgânica grossa em partículas menores (Graça 2001, Gonçalves et al. 2006).

A vegetação ripária, além de fornecer grande parte da matéria orgânica que entra nos riachos de pequena ordem, representa a interface entre ecossistemas terrestres e aquáticos, se caracterizando como um ecótono (Gregory et al. 1991). A vegetação ripária determina também o grau de luminosidade dos cursos d'água (Vannote et al. 1980), é responsável pela redução da quantidade de luz solar que chega à superfície da água criando assim, uma distribuição natural de fragmentos (ou clareiras) de luz ou de sombra (Hauer e Hill 2006). O grau de luminosidade pode influenciar os múltiplos fatores ambientais e biológicos que determinam e interagem ao longo do processo de decomposição da matéria orgânica (Rier 2002, King e Brandt 2012, Miura e Urabe 2016).

O processo de decomposição pode ser modulado pelo clima, pelas características físico-químicas do ambiente, pela quantidade/qualidade da matéria orgânica e pela composição da comunidade de organismos decompositores (Berg et al. 1993, Moretti et al. 2007, Graça 2016). Entre os fatores que mais influenciam o processamento de detritos, estão suas características químicas e físicas (teores de lignina, nitrogênio, polifenóis e dureza) e os fatores ambientais (luminosidade, vazão, composição química da água, e a capacidade de retenção do substrato) (Perez-Harguideguy et al. 2000, Guenet et al. 2010, Halvorson et al. 2016). A interação entre esses fatores leva a distribuição heterogênea de matéria orgânica, onde cada acúmulo de folhas possui características quase que próprias em termos físico-químicos, em relação à comunidade decompositora e a quantidade e qualidade de matéria orgânica grossa/dissolvida (Poff e Ward 1990, Poff et al. 2017).

Adicionalmente, a qualidade e o grau de luminosidade podem influenciar a abundância e distribuição da comunidade microbiana do biofilme desenvolvido sobre as folhas por meio de um fenômeno chamado "*priming effect*" (PE) (Evans et al. 2005, Guenet et al. 2010). O efeito primário é definido como o aumento da mineralização da matéria orgânica recalcitrante (MOR) mediante uma maior concentração de matéria orgânica lábil (e.g. exsudatos de algas, glucose, ácidos húmicos) influenciando as taxas de decomposição. O PE pode ser positivo ou negativo dependendo das interações entre algas, fungos e bactérias heterotróficas e dos nutrientes disponíveis na folha e na água do riacho (Guenet et al. 2010, Albariño

et al. 2008). Resultados obtidos por Murray et al. (1986), Meyer et al. (1987) e Fellman et al. (2010) demonstraram associações positivas entre bactérias e a presença de algas. Essa interação resulta no uso do carbono orgânico dissolvido liberado pelos exsudatos das algas por parte das bactérias e, conseqüentemente, um aumento na taxa de decomposição. Contrariamente, em condições onde a concentração de nutrientes é limitada, a competição por compostos inorgânicos pode ser máxima, resultando em baixo crescimento algal e maior competição entre fungos e bactérias pelos nutrientes (Danger et al. 2013, Halvorson et al. 2016). As bactérias, por possuírem altas taxas de crescimento e maior razão área: volume, são consideradas competidores mais eficientes para o carbono orgânico dissolvido e nutrientes inorgânicos podendo diminuir o crescimento dos hifomicetos aquáticos (Rhee 1972, Pu et al. 2014, McCall et al. 2017).

Assim como a comunidade microbiológica, a distribuição e abundância dos invertebrados aquáticos também é influenciada pela luminosidade que chega ao leito dos riachos. O biofilme que se desenvolve nas superfícies submersas expostas a luz solar (folhas, pedras e troncos) presentes na água é constituído por camadas orgânicas compostas, em grande parte, por algas, bactérias, fungos (hifomicetos) e matéria orgânica fina incorporada em uma matriz mucilaginosa chamada de glycocalyx (Golladay e Sinsabaugh 1991) e, constituem um recurso alimentar energético e acessível para os invertebrados aquáticos. Os invertebrados fragmentadores, que são responsáveis pela fragmentação biológica dos detritos orgânicos, preferem consumir folhas previamente condicionadas (Kiffer et al. 2018). Estudos de preferência alimentar realizados em ambientes temperados e tropicais evidenciaram que estes organismos possuem a capacidade de discriminar entre folhas não condicionadas e condicionadas, e preferem consumir as últimas, o que pode resultar em maiores taxas de decomposição (Graça 2001, Gonçalves et al. 2007, Casotti et al. 2015). Além disso, quando possuem a opção de escolha entre diferentes tipos de folha preferem consumir aquelas com menor dureza, maiores concentrações de nitrogênio e baixos teores de compostos secundários como fenóis e taninos (Pozo et al. 2011, Kiffer et al. 2018).

Os conceitos atuais sobre a dinâmica de matéria orgânica em riachos de pequena ordem em ambientes tropicais, não tem considerado os efeitos naturais da luminosidade ocasionados pela heterogeneidade da vegetação ripária no

condicionamento e degradação de matéria orgânica, na distribuição, abundância da comunidade de invertebrados e microrganismos assim como na dinâmica da química foliar (Farjalla et al. 2009, Sarmiento 2012). Apesar da contribuição da produção autóctone primária para o fluxo de energia nos riachos de pequena ordem ser considerada pequena (Danger et al. 2013), isto não significa que sua importância deva ser negligenciada. Os produtores primários se estabelecem no biofilme e estimulam a degradação da matéria orgânica fornecendo uma fonte de alimento de alta qualidade para invertebrados fragmentadores e raspadores (Allan e Castillo 2007) e podem estimular as vias heterotróficas. Portanto, compreender a relação existente entre luminosidade, carbono orgânico dissolvido, microrganismos decompositores, invertebrados detritívoros e a decomposição de detritos foliares é muito importante uma vez que a razão heterotrófica/autotrófica e a estequiometria dos nutrientes irá refletir em distintos padrões de decomposição.

2. OBJETIVOS, PERGUNTAS E HIPÓTESES

2.1 Objetivo geral

Avaliar a influência da luminosidade solar na decomposição de detritos foliares, bem como seus efeitos sobre a distribuição, abundância das comunidades de organismos decompositores e composição química e microbiológica dos detritos foliares.

2.2 Objetivos específicos

- Determinar a taxa de decomposição dos detritos foliares em dois tratamentos: sombra e luz;
- Determinar a taxa de crescimento das algas sobre os detritos foliares em trechos de sombra e luz;
- Determinar a abundância e a composição taxonômica das comunidades de invertebrados e hifomicetos aquáticos associados aos detritos foliares em ambos os tratamentos;
- Determinar a concentração bacteriana (CFU) associada aos detritos foliares;
- Determinar a composição química dos detritos foliares (carboidratos e polifenóis).

2.3 Perguntas

- Diferenças na luminosidade entre os tratamentos influenciam o processo de decomposição em riachos de Mata Atlântica? Se sim, os detritos foliares incubados em trechos classificados como L apresentarão diferenças no processo de decomposição?
- A luminosidade estimula o *priming effect* e, conseqüentemente a abundância da comunidade microbiana?
- A composição e estrutura das assembleias de invertebrados e hifomicetos aquáticos variam de acordo com o tratamento e ao longo do tempo?
- As características químicas dos detritos foliares variam de acordo com o tratamento e ao longo do tempo?

2.4 Hipóteses

- Os detritos foliares incubados no tratamento L irão apresentar valores de perda de peso maiores se comparados ao tratamento S devido ao aumento

da qualidade dos detritos (maior quantidade de perífíton desenvolvido), que conseqüentemente irá estimular a participação dos invertebrados fragmentadores;

- A incidência luminosa irá influenciar positivamente o *priming effect* e, conseqüentemente, as razões entre algas, bactérias e hifomicetos aquáticos, além de suas respectivas influencias na perda de peso dos detritos foliares;
- Os detritos foliares incubados no tratamento L irão apresentar menores valores de carboidratos e fenóis totais devido a fotodegradação.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 Área de estudo

O estudo foi conduzido entre os meses de setembro 2017 a janeiro 2018 nos riachos: (i) Banana (20° 02' 22.10"S e 40° 31' 53.93"W), (ii) Macuco (20° 01' 23.80"S e 40° 33' 00.50"W) e (iii) Santa Clara (20° 00' 37.68"S e 40° 32' 41.28"W), em trechos de 2ª - 3ª ordem. Os trechos escolhidos fazem parte da bacia do rio da Prata, afluente do rio Santa Maria da Vitória, uma das principais bacias hidrográficas do Estado do Espírito Santo e estão localizados no município de Santa Leopoldina (ES), região serrana do Estado. Os riachos encontram-se em fragmentos de Mata Atlântica com bom estado de conservação e distantes de áreas que são utilizadas para agricultura. O substrato é heterogêneo, formado por areia, seixos, troncos e cascalhos. Nas áreas de remanso, formam-se grandes acúmulos de folhas e galhos onde é possível encontrar algumas espécies de peixes, crustáceos e uma diversa comunidade de invertebrados aquáticos. Os trechos estudados situam-se a aproximadamente 600 m de distância da rodovia ES-080 e a uma altitude média de 585 m.

3.2 Coleta dos detritos foliares

Para avaliar o efeito da luminosidade sobre a produtividade primária, o processo de decomposição, a colonização de invertebrados e microrganismos aquáticos, este estudo utilizou detritos foliares da espécie nativa *Miconia chartacea* Triana (Melastomataceae), a qual é encontrada abundantemente na vegetação ripária e em banco de detritos no leito dos riachos estudados durante todo o ano (De Martin, *unpublished data*). Além disso, os detritos desta espécie foram utilizados em estudos pregressos do Laboratório de Ecologia de Insetos Aquáticos (LEIA) da UVV, demonstrando ser adapta para experimentos de decomposição e preferência alimentar (Casotti et al. 2015, Kiffer et al. 2018). As folhas de *Miconia chartacea* foram coletadas na vegetação ripária do córrego Banana, por meio de 4 redes coletoras (1m², 10 mm de malha) que foram fixadas a aproximadamente 1,5 m do solo em ambas as margens do riacho. Durante o mês de setembro, os detritos foliares foram levados para o laboratório, onde foram secos à temperatura ambiente e armazenados.

3.3 *Desenho experimental*

Os detritos foliares foram incubados nos riachos escolhidos em 2 tratamentos diferentes: luz e sombra. Em cada riacho foi escolhido um trecho de aproximadamente 75 m, com exceção do riacho Banana, onde o trecho escolhido foi de aproximadamente 45 m devido ao menor comprimento do mesmo. Cada trecho foi dividido em 6 segmentos (3 sombreados e 3 com maior luminosidade). A escolha dos trechos foi feita previamente ao início do experimento para garantir que os pontos de incubação com diferente luminosidade (sombra (S) e luz (L)) fossem naturais e não devido à ação antrópica de qualquer natureza. A determinação da luminosidade, nesta dissertação, expressada como a quantidade de fótons (μmol) sobre uma superfície (m^2) por segundo (s) foi medida a cada 15 minutos utilizando um *data logger* HOBO Pendant UA-002-64 (Onset Computer) posicionado acima do *litter bag* e perpendicularmente ao leito de cada um dos riachos, em ambos os tratamentos. Os valores de saída do *data logger* HOBO foram convertidos de Lux para $\mu\text{mol mm}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Thimijan e Heins 1983). Os trechos classificados como L mostraram valores de luminosidade superiores aos de S ($1065.4 \pm 415.1 \mu\text{mol mm}^{-2} \text{s}^{-1}$ (L); $420.0 \pm 98.3 \mu\text{mol mm}^{-2} \text{s}^{-1}$ (S); $t_{12} = 2.76$, $p = 0.02$).

3.4 *Incubação e coleta dos detritos*

Os detritos foliares foram acondicionados em *litter bags* de malha grossa (MG) (15 x 10 cm, 10 mm de malha) e fina (MF) (15x10 cm, 0.5 mm de malha) com 3.00 ± 0.2 g de folhas (peso seco ao ar) cada, totalizando 108 *litter bags* para os dois tipos de malha (54 MG e 54 MF). Os *litter bags* foram divididos em grupos de 36, sendo posicionado em cada riacho 3 réplicas para cada tempo de incubação (30, 60 e 90 dias), para cada tratamento (S e L) e tipo de malha (MG e MF) (Figura 1).

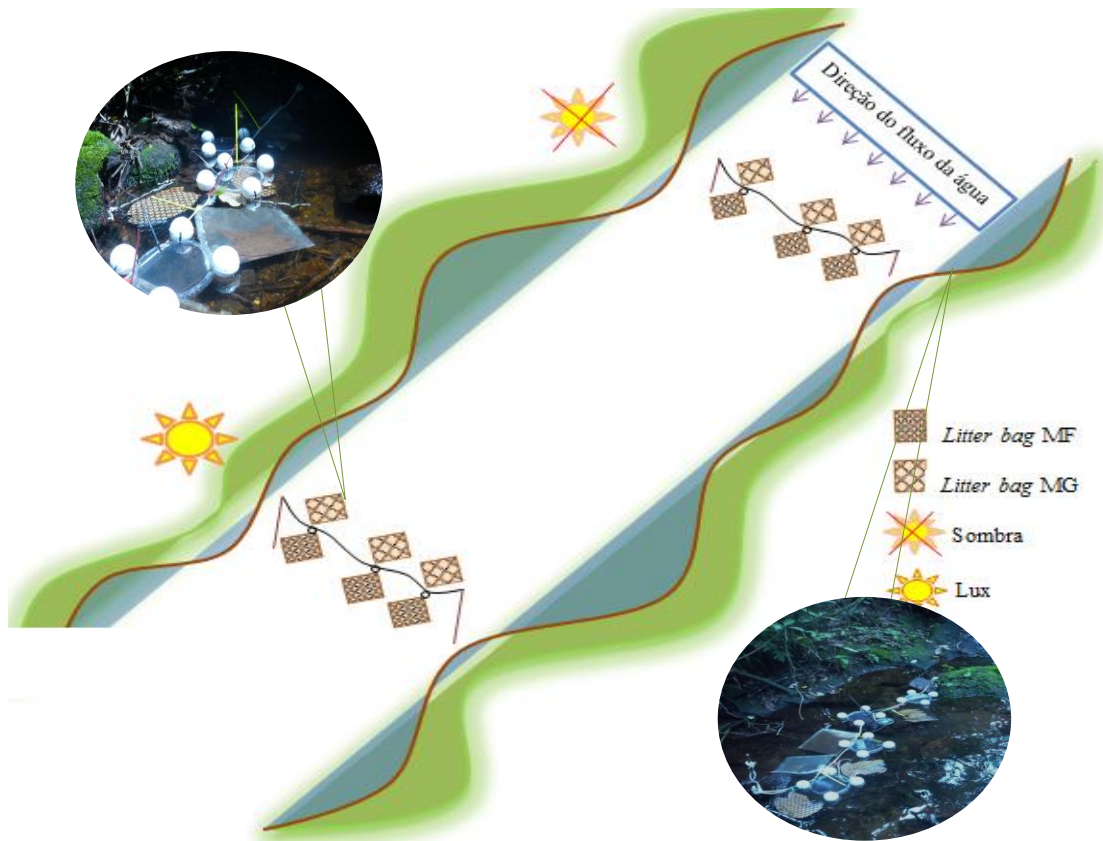


Figura 1. Desenho esquemático de um segmento do desenho experimental fatorial. Cada fileira de litter bags (MG e MF) foi colocada em três diferentes pontos de sombra e luz nos riachos estudados (Banana, Macuco e St. Clara), totalizando 9 pontos de coleta para cada tratamento.

As amostras foram incubadas paralelamente em relação ao fluxo da água do riacho, ao fim de permitir uma quase completa exposição à luminosidade incidente, amarradas a vergalhões e a pedras submersas, sob condições similares de correnteza e turbulência. Em todas as coletas foram medidos os parâmetros físico-químicos da água dos trechos estudados com o auxílio de um multiparâmetro Horiba U-52 (Tabela 1.)

Tabela 1. Características físico-químicas dos trechos estudados (Valores expressados como média \pm EP a partir de 4 medições realizadas durante a execução do experimento).

Parâmetros abióticos	Luz			Sombra		
	Tempo 30	Tempo 60	Tempo 90	Tempo 30	Tempo 60	Tempo 90
pH	6.94 \pm 1.0	7.01 \pm 0.8	6.56 \pm 1.3	7.08 \pm 0.8	7.42 \pm 0.8	6.97 \pm 0.8

continua

conclusão

Temperatura (°C)	21.24 ± 0.8	21.08 ± 0.8	22.71 ± 0.2	17.47 ± 0.6	18,28 ± 0.3	19,16 ± 1.0
Oxigênio diss. (mg L ⁻¹)	9.14 ± 1.6	12.60 ± 1.1	9.69 ± 1.1	9.40 ± 1.5	13.72 ± 1.6	10.14 ± 0.9
Saturação oxigênio (%)	75.67 ± 5.6	75.94 ± 6.2	74.60 ± 4.9	97.19 ± 2.1	96.44 ± 2.4	97.44 ± 1.6
Condutivid. (µS cm ⁻¹)	24.08 ± 1.6	22.83 ± 2.4	24.03 ± 1.4	27.47 ± 0.3	27.08 ± 3.0	21.83 ± 0.2
Turbidez (NTU)	44.03 ± 4.1	43.16 ± 8.8	43.38 ± 3.9	48.98 ± 3.7	45.22 ± 4.4	44.46 ± 6.8

Três réplicas de cada tratamento e tipo de malha foram retiradas de cada riacho após 30, 60 e 90 dias de incubação. Em cada coleta, as amostras foram armazenadas individualmente em sacos plásticos e transportadas para o laboratório. Os detritos foliares nos *litter bags* de malha grossa foram lavados cuidadosamente sobre peneira de 250 µm. Os invertebrados associados encontrados foram preservados em álcool 70% v/v, triados com o auxílio de um microscópio estereoscópico (35x) (Belphotonics STM-pro) e identificados até o menor nível taxonômico possível com chaves de identificação específicas (Merritt e Cummins 1996, Costa et al. 2000, Costa e Simonka 2006; Mugnai et al. 2010, Triplehorn e Johnson 2011, Hamada et al. 2014). Os detritos foliares nos *litter bags* de malha fina, também foram cuidadosamente lavados. Após a lavagem, foram cortados 5 discos de folhas com um cortador de cortiça de 1,6 cm de diâmetro, que foram utilizados para a análise das assembleias de hifomicetos aquáticos. A identificação dos hifomicetos é possível induzindo a esporulação dos hifomicetos que colonizaram previamente os detritos nos riachos. Para isso, os discos cortados foram colocados em frascos Erlenmeyers contendo 50 mL de água destilada a uma temperatura de 19° C e postos sob agitação de aproximadamente 55 rpm. Após 48 horas, os discos foram removidos e a suspensão contendo os conídeos foi fixada com formaldeído (concentração final: 3%) para impedir o crescimento de hifas. Alíquotas desta suspensão (10.00 ± 1.00 mL) foram filtradas em filtros de nitrato de celulose (porosidade: 5 µm, diâmetro de 45 mm). Cada filtro foi corado com uma solução de 60% ácido láctico: 0,1% azul de Trypan: 40% de água autoclavada e examinado

microscopicamente (aumento de 400 x) (Optcam 0400-pro) para a identificação dos conídeos e determinação do número total de conídeos produzidos por mg de folha (peso seco livre de cinzas) (Bärlocher 2005).

Para a determinação do peso seco (PS) e do peso livre de cinzas (PSLC) foram cortados 5 discos de 1,6 cm de diâmetro dos detritos foliares de todas as réplicas, estes discos foram postos em cadinhos de alumínio previamente pesados. Os cadinhos com os discos foram secos em estufa a uma temperatura de 60° C por 72 horas (PS) e posteriormente incineradas a 550° C por 5 horas (PSLC). A determinação do PS e PSLC é fundamental para a correção do peso foliar inicial (peso seco ao ar) e sucessivamente para a subtração da porção de cinzas do peso inicial e final do experimento. O material foliar remanescente de ambos os *litter bags* (MG e MF) foram secos individualmente em estufa a uma temperatura de 60° C por 72 horas e pesados em balança semi-analítica (0,01g) para a determinação do peso seco final, o qual é essencial para a determinação das taxas de decomposição.

3.5 Análises microbiológicas e químicas

Para a determinação da clorofila-a desenvolvida sobre as folhas em ambos os tratamentos, foi utilizada a técnica de extração quente com hexano seguindo o método adaptado de Nusch (1980) (Albariño et al. 2016). Após a cuidadosa lavagem dos detritos foliares de ambas as malhas (MG e MF), foram cortados 5 discos foliares com um cortador de cortiça de 1,6 cm de diâmetro. Estes discos foram postos em tubos Falcon com 10 mL de hexano 99% e sucessivamente alocados em banho-maria a uma temperatura de 65° C por 25-30 minutos. Após o tempo de extração, a solução é deixada descansar por 30 minutos ao fim de facilitar a precipitação de impurezas. A solução sobrenadante foi lida com o auxílio de um fluorímetro (AquaFluor - x100), a concentração final de clorofila-a foi expressada como ($\mu\text{g Chl-a cm}^{-2}$).

Para determinar o número de bactérias - CFU (unidade formadora de colônias) nos detritos foliares, também foram cortados cinco discos de 1,6 cm de diâmetro. Os discos foram postos em tubos Falcon com 10 mL de água autoclavada e vortexizado por 1,5 minutos. Sucessivamente, foram feitas duas diluições seriadas onde foi transferido 1 mL da solução mãe para um novo tubo Falcon contendo 9 mL de água autoclavada (fator de diluição 10^{-1}), a diluição seriada foi feita até obter o fator de diluição final de 10^{-2} . Para o crescimento das CFU foram retiradas alíquotas

de 1 mL de cada diluição e foi realizada a inoculação na superfície do meio PCA - *plate count agar* (agar peptona, dextrose, digestão enzimática de caseína, extrato de malte, extrato de levedura, N, P, vitaminas) precedentemente plaqueado em placa Petri (UNI012 - APHA 2001).

A concentração de polifenóis totais foi determinada com o método de Folin-Ciocalteu (1927) através da estimativa da concentração de grupos fenólicos hidroxila. Foram pesados 100 mg de detritos moídos e os polifenóis foram extraídos em acetona 70% por 90 minutos a uma temperatura de 5° C. Em seguida, centrifugou-se por 5 min com rotação de 3000 rpm. Uma alíquota de 0,3 mL do sobrenadante foi feita reagir com uma solução de carbonato de sódio e reagente Folin-Ciocalteu. A leitura foi feita em um espectrofotômetro (Cole Parmer - Ew83057) a um comprimento de onda de $\lambda = 760$ nm (Bärlocher 2005).

Para a quantificação dos carboidratos totais solúveis foi utilizado o método de Dubois (1956). O método se baseia na determinação de açúcares simples, polissacarídeos e seus derivados incluindo os metil-ésteres com grupos redutores livres. Para isso, foram pesados 200 mg de detritos moídos e foi feita a extração com uma solução aquosa de ácido sulfúrico 70%: fenol 5%. A reação colorimétrica é medida com um espectrofotômetro a um comprimento de onda de $\lambda = 488$ nm (Dubois et al. 1956, Leite-Rossi et al. 2015).

A quantificação de lignina e celulose foi determinada por gravimetria e saponificação seguida de digestão ácida. Foram colocados 250 mg de detritos moídos em cadinhos de vidro tipo Gooch, foi adicionado sobre as folhas uma solução de ácido detergente e sucessivamente uma solução de ácido sulfúrico 75%. A técnica se baseia na diferença de peso do material foliar depois de cada reação química resultando na quantificação percentual (Gessner 2005).

3.6 Análises estatísticas

Os coeficientes de decomposição de ambas as malhas (MG e MF) e tratamentos (S e L) foram determinados ajustando-se os dados de peso seco remanescente de folha livre de cinzas (PSRFLC) ao modelo exponencial negativo $W_t = W_o e^{-kt}$, onde W_t é o peso remanescente no tempo t (em dias), W_o é o peso inicial corrigido, e k é o coeficiente de decomposição (Webster e Benfield 1986). Os valores de perda de peso foram comparados por meio de Análise de Covariância

(ANCOVA) para testar diferenças nos coeficientes de decomposição entre os tratamentos (Zar 2010).

A determinação de possíveis diferenças entre as variáveis químicas e microbiológicas estudadas em relação aos tratamentos (S) e (L), tempo (30, 60 e 90 dias) (*two between subjects*) e em relação aos riachos (*within subjects*) foi feita por meio de uma análise de variância (two-way Mixed ANOVA). Neste modelo de ANOVA, foi determinado um fator aleatório (riachos), dois fatores fixos (tratamento e tempo) e uma variável dependente (variáveis químicas e microbiológicas). Cada variável será submetida independentemente ao modelo de ANOVA; este modelo é útil pois, além de mostrar as diferenças entre as variáveis ao longo do tempo e entre os tratamentos, nos permite inferir que se existe diferença significativa entre os riachos e, se portanto, os mesmos podem ser tratados como réplicas (Cardinal e Aitken 2006).

As assembleias de invertebrados e hifomicetos aquáticos foram analisadas quanto a possíveis variações ao longo do tempo (30, 60 e 90 dias), entre os tratamentos (S e L) e também quanto à relação entre os dados biológicos e os parâmetros químicos e microbiológicos empregando técnicas multivariadas. Para determinar a distribuição e abundância dos invertebrados e hifomicetos aquáticos ao longo do tempo e entre os tratamentos, foi utilizada uma análise canônica de coordenadas principais (CAP). A CAP é realizada por meio de uma análise de coordenadas principais sobre a matriz de incidência de espécies, seguida por uma análise discriminante. Esta técnica foi escolhida pela flexibilidade na escolha das medidas de dissimilaridade entre as unidades e pela possibilidade de realizar a análise canônica tanto em matrizes com grupos discretos (como uma análise canônica discriminante) quanto em relações entre matrizes com preditores contínuos (como uma análise de correlações canônicas) (Anderson e Willis 2003). Antes das análises multivariadas, as abundâncias dos invertebrados e hifomicetos aquáticos foram submetidas à transformação por raiz quadrada, sucessivamente foi calculado o índice de dissimilaridade de Bray-Curtis (Clarke e Warwick 2001). A partir da matriz de similaridade da composição dos invertebrados e hifomicetos, foi realizada a análise de variância multivariada permutacional (PERMANOVA). A PERMANOVA, é um método não-paramétrico que permite testar diferenças entre grupos resultando assim em agrupamentos gráficos por meio de permutações (999) para as quais foi

utilizado o teste de correlação de Spearman acima de 0.4 (Pearson >0.4) (Anderson et al. 2006). Os táxon que mostraram alta correlação (>40%) com o eixo canônico do CAP foram indicados pelos vetores mais longos do *biplot*.

Para estudar a relação na composição da assembleia de invertebrados e hifomicetos aquáticos e os parâmetros químicos e microbiológicos foi usada a análise de modelos lineares baseados na matriz de distância (DistLM). A análise DistLM relaciona e gera modelos entre um conjunto de dados multivariados, como por exemplo os descritos em uma matriz de dados biológicos e variáveis possivelmente indicadoras (parâmetros ambientais) (Legendre et al. 2011). Os parâmetros ambientais foram transformados ($\log x+1$), normalizados e a matriz de dissimilaridade foi calculada através da distância Euclidiana (Burnham e Anderson 2002). A assembleia de invertebrados e hifomicetos aquáticos também foram transformadas (raiz quadrada) e a matriz de dissimilaridade foi calculada com o índice de Bray-Curtis. A análise de redundância baseada em distância (dbRDA) foi utilizada para visualizar os resultados do DistLM e para identificar a relação (positiva ou negativa) entre as variáveis resposta e os preditores selecionados pelo DistLM (correlação de Spearman) (Legendre e Anderson 1999, McArdle e Anderson 2001). Além disso, foi feito um teste permutacional (999 permutações) ao fim de identificar quais parâmetros ambientais melhor explicam os dados biológicos. Os resultados são visualizados no espaço multidimensional do diagrama de ordenação (Legendre et al. 2011).

As análises estatísticas foram realizadas utilizando o programa SPSS 17.0 (Inc. USA para Windows) e PRIMER - E v6 (Inc. USA) com pacote PERMANOVA+.

4. RESULTADOS

4.1 Decomposição dos detritos foliares

Após 30 dias de incubação, a porcentagem o peso remanescente dos detritos foliares da espécie *Miconia chartacea* variou entre 67 a 81% na malha grossa e entre 76 a 84% na malha fina (luz e sombra, respectivamente). Os valores do coeficiente de decomposição (k) refletiram esse resultado, uma vez que a perda de peso foi mais rápida no tratamento luz independentemente da malha (Figura 2). A perda de peso dos detritos foliares de *Miconia chartacea* apresentou diferenças significativas em relação ao tratamento, à malha e ao longo do tempo (Tabela 2).

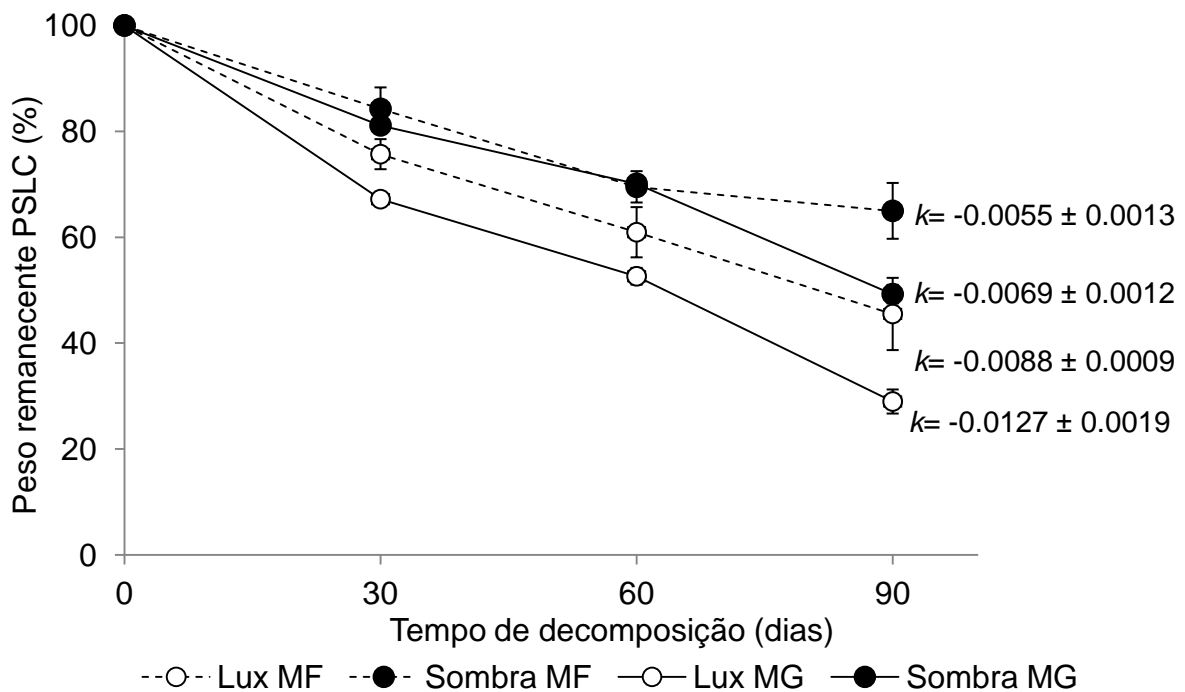


Figura 2. Peso seco remanescente (%) e coeficiente de decomposição (k) (média \pm EP) das folhas de *Miconia chartacea* durante o processo de decomposição.

Tabela 2. Resultados da ANCOVA com dois fatores usada para testar diferenças na perda de peso dos detritos foliares de *Miconia chartacea* nos tratamentos e tempos. SQ=soma dos quadrados; GL= graus de liberdade; *= valores com $p < 0.05$.

Fatores	SQ	GL	F	P
Tratamento	5.850	1	327.8	0.001*

continua

conclusão

Tempo	1.608	1	119.2	0.001*
Malha	2.000	1	40.7	0.001*

continua

conclusão

Tratamento×Malha	170.0	1	3.4	0.061
------------------	-------	---	-----	-------

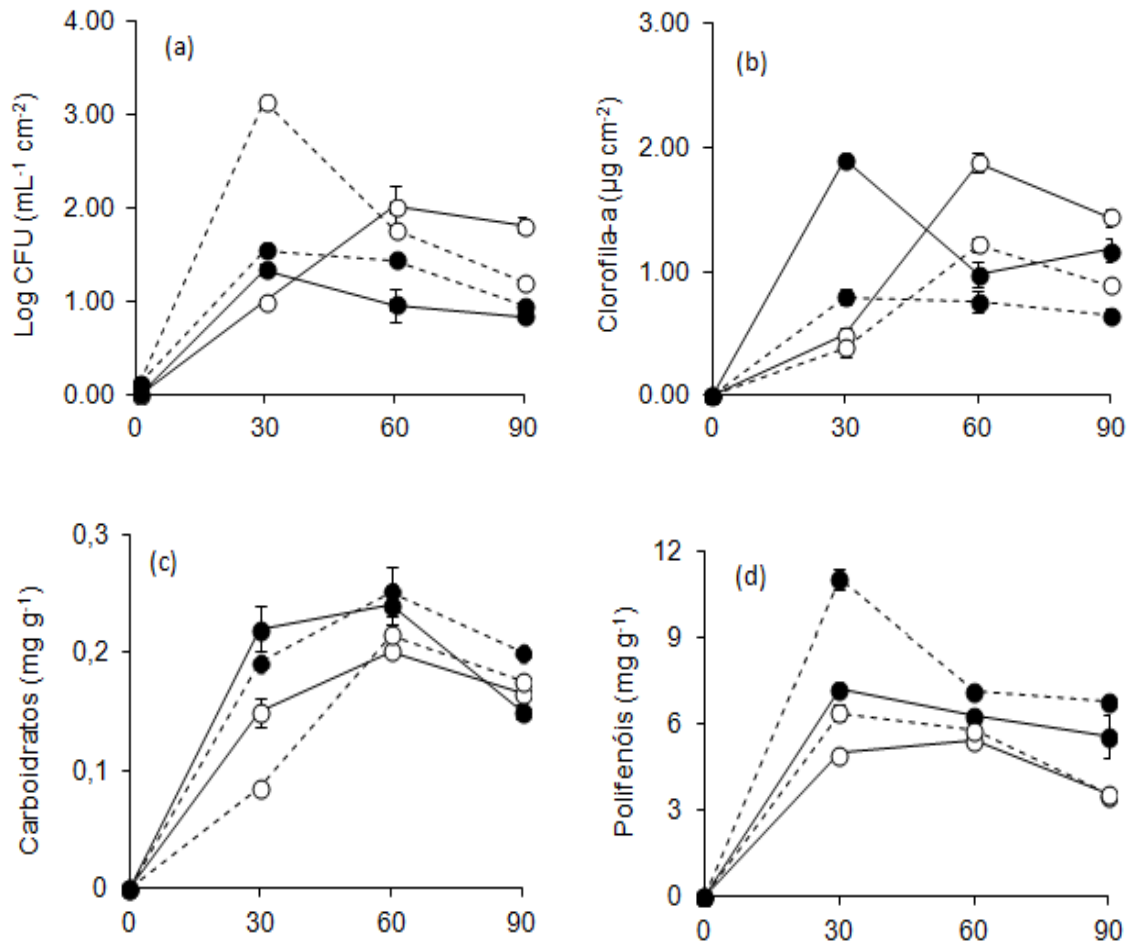
Erro	5.054	103		
------	-------	-----	--	--

*p<0.05

4.2 Características químicas e microbiológicas

Os detritos foliares de *Miconia chartacea* apresentaram diferenças distintas para cada variável microbiológica e química analisada em relação ao tratamento, tempo e malha. No entanto, padrões similares de colonização e reações químicas foram observados entre os riachos. Os parâmetros analisados na malha fina tiveram maior variabilidade em relação à malha grossa, sendo que na primeira, todas as variáveis tiveram diferenças significativas ou em relação ao tratamento, tempo ou para ambos (Tabela 3A e 3B). A variável bactéria no tratamento L na malha fina, por exemplo, apresentou valores superiores em relação ao tratamento sombra em todos os tempos do processo de decomposição, podendo até ser duas vezes superior (3.14 ± 0.03 LogCFU; 1.54 ± 0.02 LogCFU, luz e sombra respectivamente). Contrariamente, na malha grossa, após 30 dias de incubação, o tratamento sombra apresentou valores superiores em relação ao tratamento luz (1.33 ± 0.09 LogCFU; 0.99 ± 0.09 LogCFU, sombra e luz respectivamente) (Figura 3a). Os valores de clorofila-a na malha fina mostraram grande variação ao longo do tempo, o pico inicial ocorreu no tempo 30 do tratamento sombra (0.79 ± 0.06 $\mu\text{g}/\text{cm}^2$) e diminuiu levemente entre os tempos 60 e 90. No tempo 60 no tratamento luz houve um substancial aumento da clorofila-a e, neste tempo, foi registrado o maior valor de clorofila-a na malha fina (1.21 ± 0.05 $\mu\text{g}/\text{cm}^2$) (Figura 3b). A clorofila-a na malha grossa foi a única variável que não apresentou diferenças significativas em relação ao tratamento e ao longo do tempo (Figura 3a). As concentrações de fenóis totais e carboidratos seguiram a tendência contrária às bactérias, uma vez que as concentrações foram sempre maiores no tratamento sombra em relação ao tratamento luz em ambas as malhas (11.05 ± 0.37 mg/g; 6.39 ± 0.29 mg/g, 0.191 ± 0.003 mg/g; 0.085 ± 0.004 mg/g, fenóis totais e carboidratos no tempo 30 na malha

fina), ($7.19 \pm 0.068\text{mg/g}$; $4.97 \pm 0.11\text{mg/g}$, 0.22 ± 0.02 ; 0.15 ± 0.01 , fenóis totais e carboidratos no tempo 30 na malha grossa) (Figura 3c e 3d). As variáveis celulose e lignina em ambas as malhas, apresentaram diferenças significativas somente ao longo do tempo, seguindo deste modo o decaimento natural das concentrações dos compostos estruturais que compõem os detritos foliares (Figura 3e e 3f).



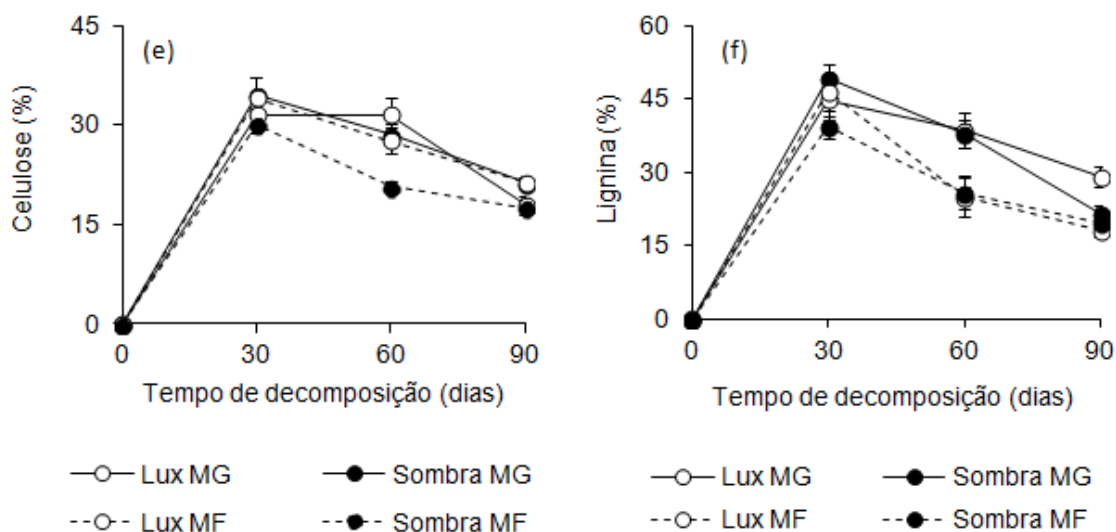


Figura 3. Concentrações das variáveis químicas e microbiológicas avaliadas durante o processo de decomposição nos tratamentos, tempos e malhas. (a) Unidade formadora de colônia (LogCFU); (b) Clorofila-a ($\mu\text{g cm}^{-2}$); (c) Carboidratos (mg g^{-1}); Fenóis Totais (mg g^{-1}); Celulose (peso seco %) e Lignina (peso seco %).

Tabela 3A. Resultados da mixed ANOVA da malha fina. Comparações entre as variáveis químicas-microbiológicas avaliadas durante o processo de decomposição, os tratamentos e tempos foram usados como fator fixo (*two within subjects*) e os riachos como fator aleatório (*between subject*).

Fatores	MQ	GL	F	P
Malha Fina				
Log₁₀ de bactérias				
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento	6.610	1	10560.22	0.000
Tempo	4.375	2	52.32	0.001
<i>Within-subjects</i>				
Riachos	0.074	2	118.710	0.058
Clorofila-a				
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento	1.89e-5	1	0.000	0.048
Tempo	1.090	2	19.150	0.009
<i>Within-subjects</i>				
Riachos	0.000	2	0.008	0.998
Carboidratos				
<i>continua</i>				

<i>conclusão</i>				
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento	0.041	1	9.690	0.049
Tempo	0.040	2	25.27	0.005
<i>Within-subjects</i>				
Riachos	0.001	2	0.276	0.784
Fenóis Totais				
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento	0.075	1	80.526	0.012
Tempo	0.107	2	13.659	0.016
<i>Within-subjects</i>				
Riachos	0.005	2	5.360	0.157
Celulose				
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento	326.390	1	3.440	0.205
Tempo	728.060	2	12.640	0.018
<i>Within-subjects</i>				
Riachos	56.226	2	0.593	0.628
<i>continua</i>				
<i>conclusão</i>				
Lignina				
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento	41.220	1	0.391	0.596
Tempo	2787.010	2	13.750	0.016
<i>Within-subjects</i>				
Riachos	280.820	2	2.748	0.267

Tabela 3B. Resultados da mixed ANOVA da malha grossa. Comparações entre as variáveis químicas-microbiológicas avaliadas durante o processo de decomposição, os tratamentos e tempos foram usados como fator fixo (*two within-subjects*) e os riachos como fator aleatório (*between subject*).

Fatores	MQ	GL	F	p
<hr/>				
Malha Grossa				
<hr/>				
Log₁₀ de bactérias				
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento	19.340	1	987.650	0.001
<i>continua</i>				

<i>conclusão</i>				
Tempo	0.054	2	5.720	0.047
<i>Within-subjects</i>				
Riachos				
Clorofila-a	0.002	2	0.086	0.921
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento				
Tempo	0.096	1	1.810	0.311
<i>Within-subjects</i>	0.244	2	2.348	0.212
Riachos				
Carboidratos	0.026	2	0.481	0.675
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento				
Tempo	0.008	1	0.576	0.051
<i>Within-subjects</i>	0.020	2	4.039	0.041
Riachos				
Fenóis Totais	0.000	2	0.033	0.968
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento				
Tempo	0.001	1	0.042	0.043
<i>continua</i>	0.030	2	3.157	0.041
<i>conclusão</i>				
<i>Within-subjects</i>				
Riachos				
Celulose	0.030	2	1.604	0.384
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento				
Tempo	13.321	1	1.630	0.330
<i>Within-subjects</i>	878.680	2	23.490	0.006
Riachos				
Lignina	103.690	2	12.686	0.730
<i>Between-subjects</i>				
Tratamento				
Tempo	24.983	1	0.293	0.643
<i>Within-subjects</i>	2141.130	2	8.080	0.039
Riachos				
	179.620	2	2.100	3.322

4.3 Hifomicetos aquáticos e invertebrados associados aos detritos

A taxa de esporulação dos hifomicetos aquáticos variou ao longo do tempo e em relação ao tratamento. O tratamento luz apresentou valores que variaram entre 53.03 ± 7.0 à 22.94 ± 6.36 conídeos mg^{-1} PSLC d^{-1} (tempo 30 e 60 respectivamente), os mesmos tempos no tratamento sombra apresentaram valores que variaram entre 15.70 ± 5.14 à 6.52 ± 1.93 conídeos mg^{-1} PSLC d^{-1} (Figura 4a). Assim como o número de conídeos a riqueza dos hifomicetos aquáticos também foi maior no tratamento luz independentemente do tempo de decomposição em relação à sombra. O maior número de espécies ocorreu no tempo 30 (7 ± 0.76 espécies) e o menor no tratamento sombra (2 ± 0.11 espécies) (Figura 4b).

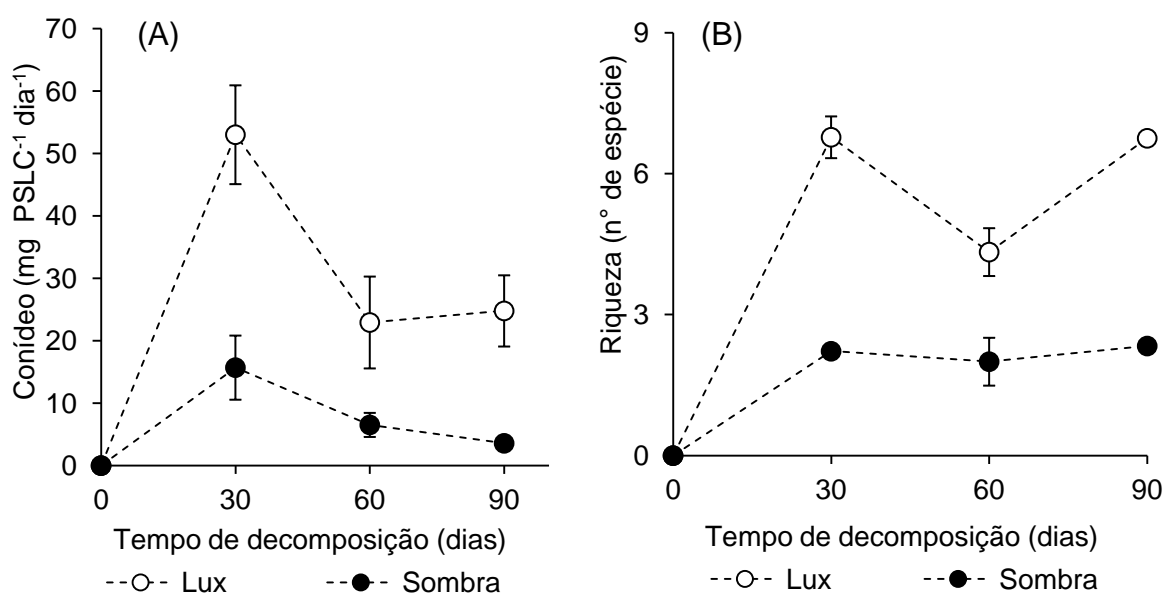


Figura 4. Taxa de esporulação dos hifomicetos aquáticos (A) e riqueza de espécies de hifomicetos aquáticos (B) (média \pm EP) associados aos detritos foliares de *Miconia chartacea* na malha fina nos tratamentos durante o processo de decomposição.

Durante todo o processo de decomposição foram identificadas 34 espécies de hifomicetos aquáticos. As espécies *Triscelophorus monosporus* (36%; tempo 60), *Blodgettia indica* (29%; tempo 90) e *Lunulospora curvula* (21% tempo 30) foram as mais abundantes no tratamento luz. No tratamento sombra contrariamente, as espécies mais abundantes foram *Lunulospora curvula* (79%; tempo 30), *Triscelophorus monosporus* (35%; tempo 90) e *Anguillospora longíssima* (18%;

tempo 60) (Tabela A1). As espécies com abundância relativa inferiores a 5% foram omitidas do gráfico para melhor visualização (Figura 5).

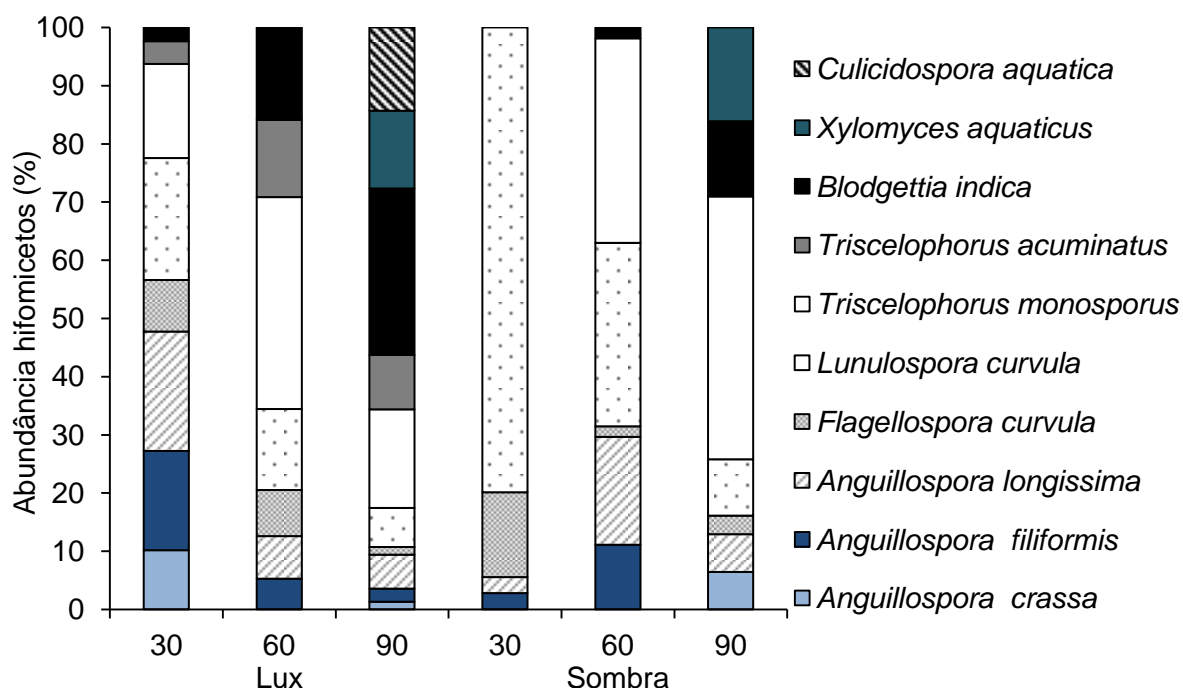


Figura 5. Abundância (%) de espécies de hifomicetos aquáticos associados aos detritos foliares de *Miconia chartacea* na malha fina durante o processo de decomposição.

No total foram coletados 4.373 (54 taxa) organismos no tratamento luz e 2.775 (36 taxa) no tratamento sombra (Tabela A2). Os maiores valores de abundância foram encontrados no tempo 30 e 60 do tratamento luz (174.56 ± 29 ; 248.33 ± 25 organismos respectivamente) enquanto o tempo 30 e 60 do tratamento sombra apresentaram menores valores (145.33 ± 17 ; 119.67 ± 21 organismos) (Figura 6a). As ordens dos invertebrados que apresentaram maior riqueza taxonômica foram Ephemeroptera (22 táxon), Trichoptera (19 táxons) e Diptera (12 táxons), sendo que cerca de 23%, 5% e 72%, de todos os invertebrados amostrados em ambos os tratamentos pertencem a essas ordens. A subfamília Chironominae (Diptera), apresentou o maior número de organismos no experimento, totalizando aproximadamente 49% de todos os organismos amostrados em ambos os tratamentos. A subfamília Orthoclaadiinae e a família Baetidae também foram abundantes (14% e 15% respectivamente) (Tabela A2). Em relação a riqueza de espécies, a comunidade observada no tratamento luz apresentou riqueza taxonômica superior ao tratamento sombra (20 ± 0.88 ; 13 ± 1.42 espécies, tempo 30

luz e sombra respectivamente) O processo de colonização foi similar, uma vez que os valores de riqueza foram decrescentes ao longo do tempo em ambos os tratamentos (Figura 6b).

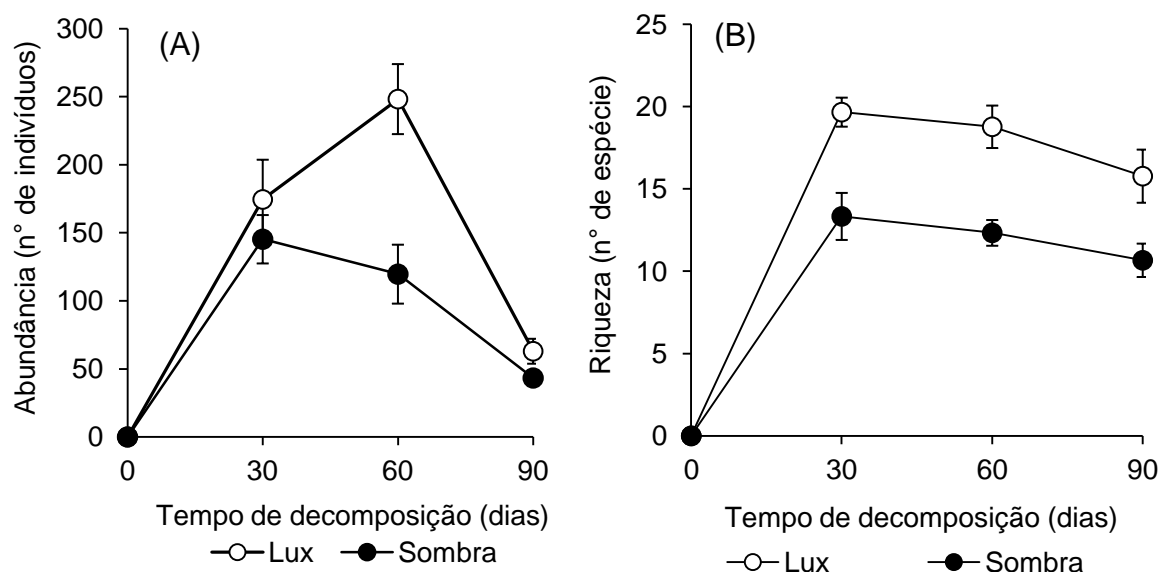


Figura 6. Valores de abundância (A) e riqueza de espécies (B) (média \pm EP) da assembleia de invertebrados encontrados associados aos detritos foliares de *Miconia chartacea* na malha grossa nos tratamentos durante o processo de decomposição.

4.4 Distribuição e relação dos organismos coletados com os tratamentos e características químicas e microbiológicas

A comunidade de hifomicetos aquáticos nos tratamentos (S e L) e ao longo do tempo diferiram de acordo com a análise canônica CAP e o teste permutacional ($p < 0.01$) (Figura 7). Houve interação entre os fatores (tratamento x tempo; $p < 0.01$). As coordenadas dos CAP exibiram 87% de correlação no eixo x e 76% no eixo y. As assembleias em ambos os tratamentos diferiram entre si (comparação dos pares) somente nos tempos 30 e 60 dias em relação ao tempo 90 (PERMANOVA; Tabela 4).

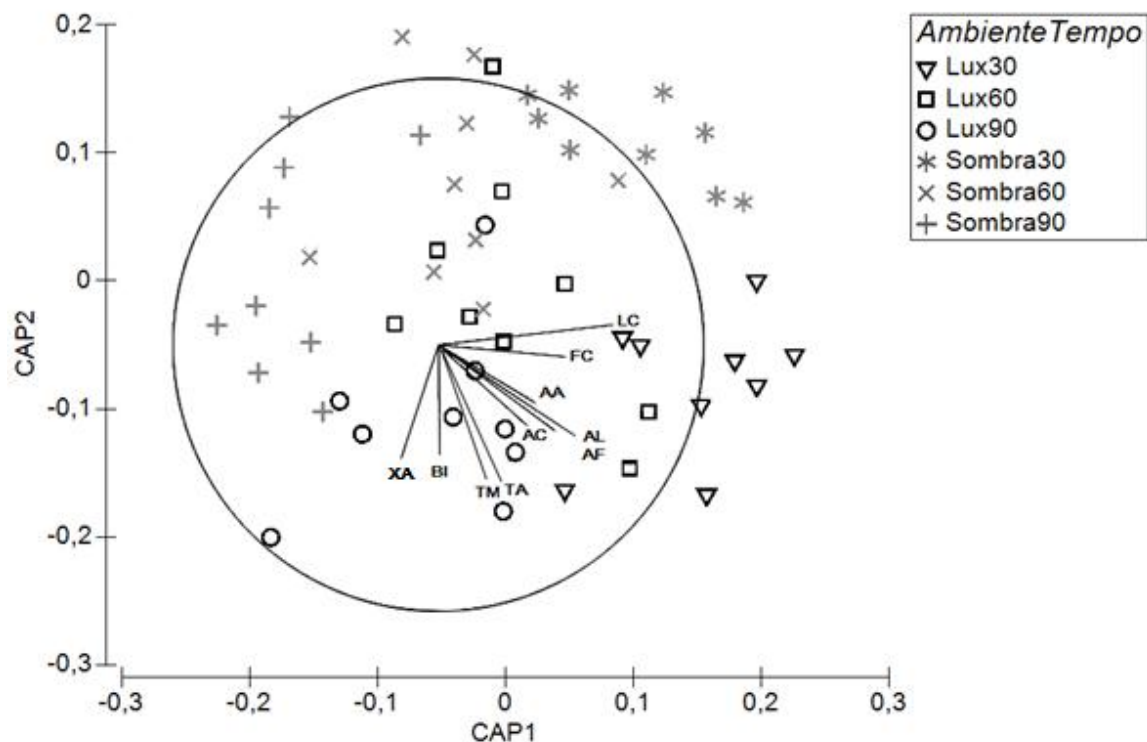


Figura 7. Resultados da Análise canônica de coordenadas principais (CAP) da assembleia de hifomicetos aquáticos associados aos detritos foliares de *Miconia chartacea* na malha fina durante o processo de decomposição. Somente os taxa com correlação >0.4 são mostrados como vetores (correlação de Spearman). LC= *Lunolopora curvula*; FC= *Flagellospora curvula*; AA= *Alatospora acuminata*; AL= *Anguillospora longissima*; AF= *Anguillospora filiformis*; AC= *Anguillospora crassa*; TA= *Triscelophorus acuminatus*; TM= *Triscelophorus monosporum*; BI= *Blodgettia indica*; XA= *Xylomyces aquaticus*.

Tabela 4. Resultados da PEMAANOVA aplicada aos dados de abundância dos hifomicetos aquáticos transformados (raiz quadrada) associados aos detritos de *Miconia chartacea* na malha fina durante o processo de decomposição (efeitos principais e comparação dos pares entre os níveis do fator “tratamento”). SQ= soma dos quadrados; GL= grau de liberdade; *= valores com $p < 0.05$.

Fatores	SQ	GL	Pseudo-F	P (perm)
Efeitos principais				
Tratamento	1.310	1	5.182	0.001*
Tempo	2.393	2	4.735	0.001*
TratamentoxTempo	9.658	2	1.910	0.017*
Res	1.21e5	48		

continua

conclusão

Comparação dos pares	t	P (perm)
<hr/>		
Sombra		
<hr/>		
30; 60	1.949	0.009*
30; 90	2.470	0.001*
60; 90	1.319	0.114
<hr/>		
Luz		
<hr/>		
30; 60	1.736	0.005*
30; 90	2.101	0.001*
60; 90	1.242	0.128
<hr/>		

*p<0.05

Os resultados da análise DistLM revelou que os parâmetros químicos e microbiológicos (polifenóis, clorofila-*a* e bactérias), com exceção dos carboidratos ($p > 0.05$), se correlacionaram positivamente e explicaram a distribuição da comunidade de hifomicetos aquáticos ($p < 0.05$). A soma de todas as variáveis selecionadas explicaram 19% da variabilidade da nuvem de dados ($R^2 = 0.19$). Na trama de ordenação, os resultados mostraram que a variação explicada no eixo 1 foi de 11.1%, de 5.9 % no eixo 2 e de 2.09% distribuído entre os eixos 3 e 4 (Figura 8).

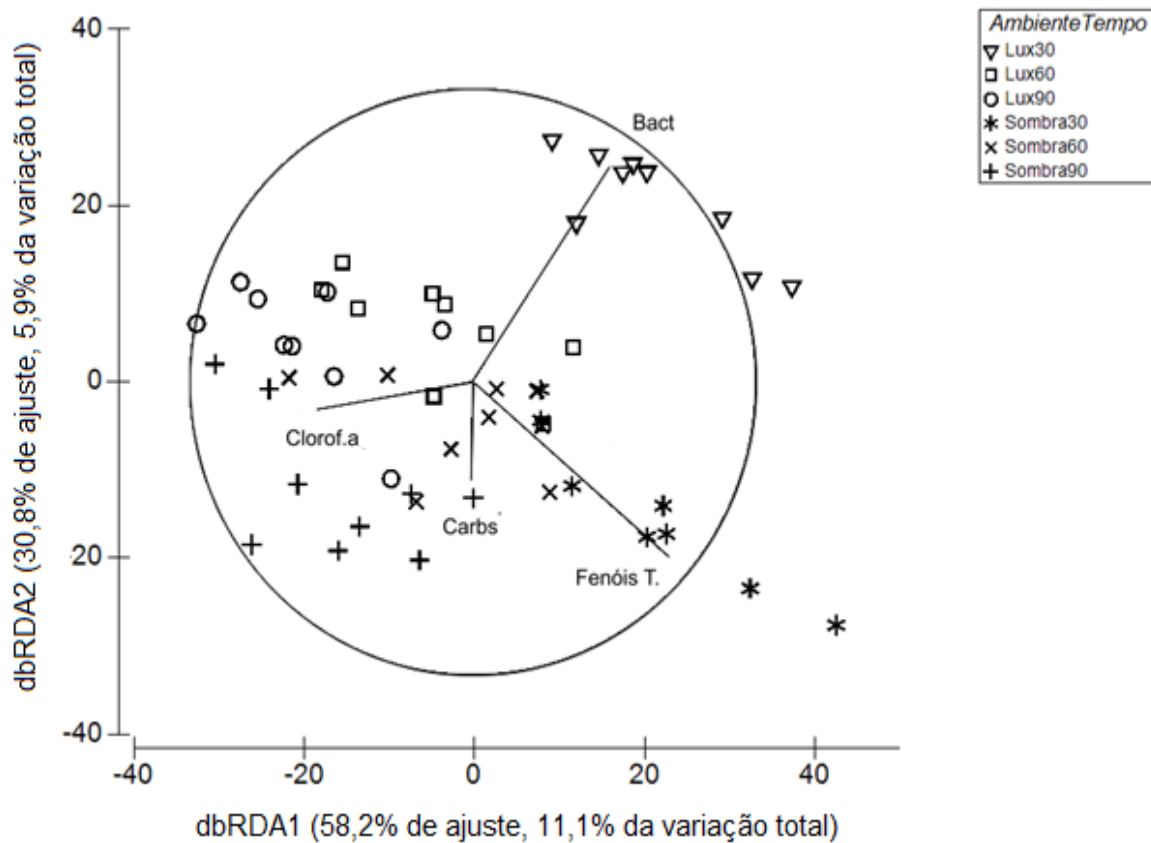


Figura 8. Resultado da ordenação da análise de redundância baseada em distância (dbRDA) da assembleia de invertebrados aquáticos em relação aos parâmetros químicos e microbiológicos adicionados ao modelo DistLM. Os dados dos parâmetros ambientais foram transformados ($\log x + 1$), normalizados e a matriz de dissimilaridade de distância Euclidiana foi aplicada. Os dados de abundância da assembleia de invertebrados aquáticos foram transformados (raiz-quadrada) e foi aplicado a matriz de dissimilaridade de Bray-Curtis. Fenóis T= fenóis totais; Carbs= carboidrato dissolvido; Bact= bactéria e Clorof.a= clorofila-a.

A assembleia de invertebrados nos tratamentos (S e L) e ao longo do tempo diferiram de acordo com a análise canônica CAP e o teste permutacional ($p < 0.01$) (Figura 9). Não houve interação entre os fatores (tratamento x tempo; $p > 0.05$). As coordenadas do CAP exibiram 72% de correlação no eixo x e 55% no eixo y. As assembleias diferiram entre os tratamentos nos tempos 30 e 60 e foram similares no tempo 90. Em relação a diferença entre si (comparação dos pares), no tratamento sombra as assembleias foram similares no tempo 30 e 60 dias e, ambos os tempos (tempo 30 e 60 dias), foram diferentes em relação ao tempo 90. O mesmo ocorreu no tratamento lux (PERMANOVA; Tabela 5).

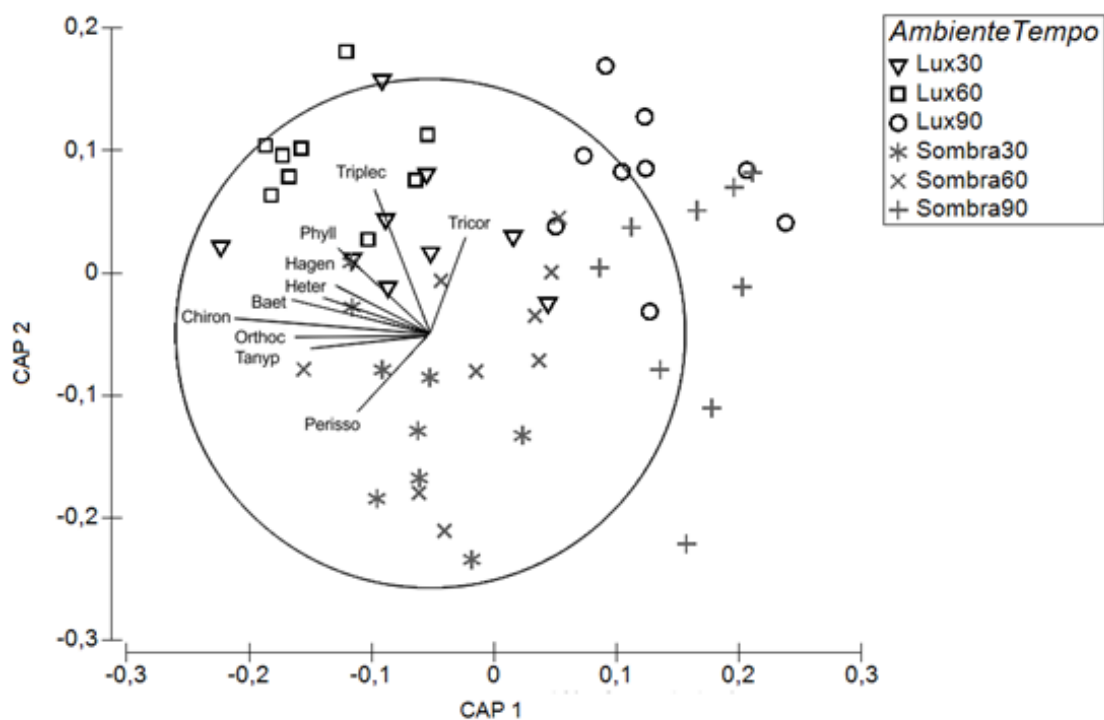


Figura 9. Resultado da análise canônica de coordenadas principais (CAP) da assembleia de invertebrados aquáticos associados aos detritos foliares de *Miconia chartacea* na malha grossa durante o processo de decomposição. Somente os taxa com correlação >0.4 são mostrados como vetores (correlação de Spearman). Tricor= *Tricorythodes*; Triplec= *Triplectides g.*; Phyll= *Phylloicus m.*; Hagen= *Hagenulopsis*; Heter= *Heterelmis*; Baet=Baetidae; Chiron= Chironominae; Orthoc= Orthoclaadiinae; Tanyp= Tanypodinae e Perisso= *Perissophlebiodes*.

Tabela 5. Resultados da PEMANOVA aplicada aos dados de abundância dos invertebrados aquáticos transformados (raiz quadrada) associados aos detritos de *Miconia chartacea* na malha grossa durante o processo de decomposição (efeitos principais e comparação dos pares entre os níveis do fator “tratamento”). SQ= soma dos quadrados; GL= grau de liberdade; *= valores com $p < 0.05$.

Fatores	SQ	GL	Pseudo-F	P (perm)
Efeitos principais				
Tratamento	3.482	1	2.516	0.001*
Tempo	1.065	2	3.859	0.001*
TratamentoxTempo	2.949	2	1.065	0.389
Res	6.644	48		
Comparação dos pares	t	P (perm)		

continua

conclusão

Sombra

30; 60	1.039	0.339
30; 90	1.952	0.001*
60; 90	1.629	0.001*

Luz

30; 60	1.036	0.384
30; 90	1.590	0.002*
60; 90	1.777	0.001*

*p<0.05

Os resultados da análise DistLM apontou que os parâmetros químicos e microbiológicos (polifenóis, carboidratos e bactérias), com exceção da clorofila-a ($p > 0.05$), se correlacionaram positivamente e explicaram a distribuição da assembleia de invertebrados aquáticos ($p < 0.05$). A soma de todas as variáveis selecionadas explicaram 12% da variabilidade da nuvem de dados ($R^2 = 0.12$). Na trama de ordenção, os resultados mostraram que a variação explicada no eixo 1 foi de 9.1%, no eixo 2 de 2.2 % e de 0.7% distribuído nos eixos 3 e 4 (Figura 10).

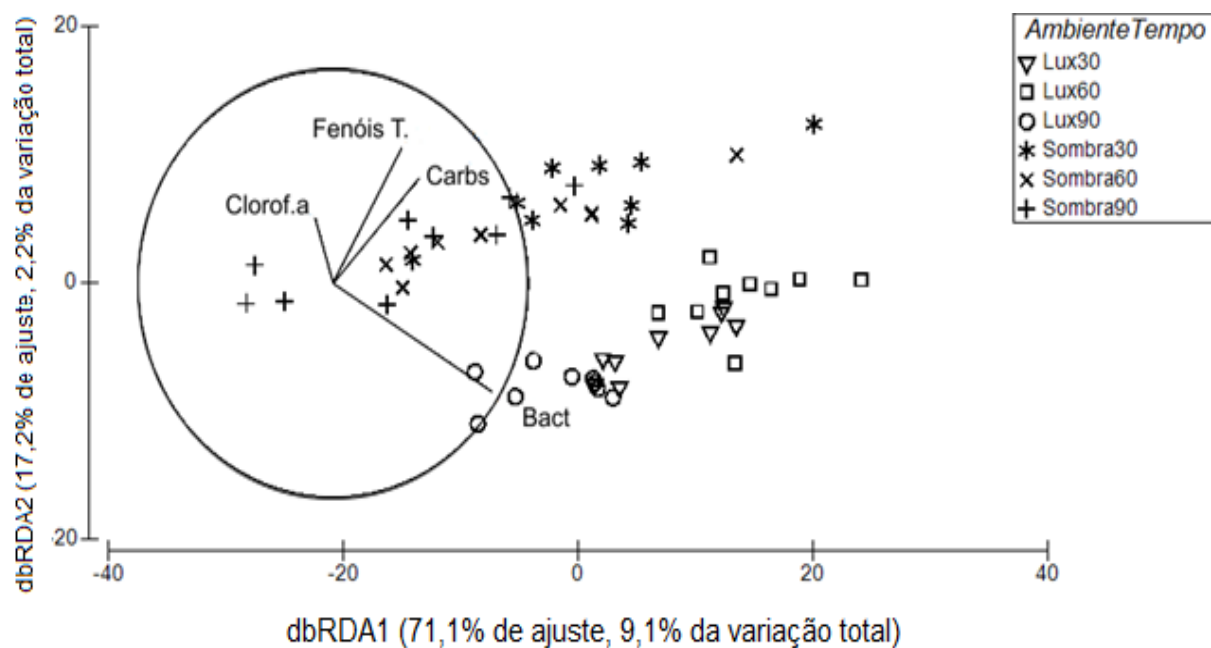


Figura 10. Resultado da ordenação da análise de redundância baseada em distância (dbRDA) da assembleia de invertebrados aquáticos em relação aos

parâmetros químicos/microbiológicos adicionados ao modelo DistLM. Os dados dos parâmetros ambientais foram transformados ($\log x+1$), normalizados e a matriz de dissimilaridade de distância Euclidiana foi aplicada. Os dados de abundância da assembleia de invertebrados aquáticos foram transformados (raiz-quadrada) e foi aplicado a matriz de dissimilaridade de Bray-Curtis. Fenóis T= fenóis totais; Carbs= carboidrato dissolvido; Bact= bactéria e Clorof.a= clorofila-a.

5. DISCUSSÃO

Neste estudo, a perda de peso dos detritos foliares de *Miconia chartacea* foi afetada pelo maior grau de luminosidade que chega ao leito do riacho no tratamento luz. Os detritos foliares de ambas as malhas (MG e MF) incubados neste tratamento, apresentaram valores de perda de peso maiores em relação ao tratamento sombra, corroborando uma das hipóteses iniciais. A luminosidade é um dos fatores abióticos que mais influenciam o desenvolvimento dos componentes que constituem o perifíton (biomassa algácea, bactérias e fungos) assim como as concentrações de compostos químicos suscetíveis a fotodegradação, como os carboidratos e polifenóis (Rier et al. 2014, Halvorson et al. 2016). A fotodegradação é responsável pelo aumento da liberação da matéria orgânica dissolvida no ambiente aquático e pode estimular a ação dos microrganismos decompositores, sobretudo as bactérias e os hifomicetos (Meyer et al. 1987). Em condições de maior luminosidade, por exemplo, as vias autotróficas podem estimular a síntese de enzimas extracelulares como celulase e fenol oxidase, responsáveis pela degradação da lignina e compostos secundários fenólicos (Shade et al. 2008, Gonze et al. 2018). Consequentemente, dado a maior disponibilidade de nutrientes (N, P e carboidratos) as taxas de decomposição podem aumentar e incentivar os caminhos heterotróficos (Rier et al. 2007, Bowes et al. 2012). A razão autotrófica: heterotrófica encontrada neste estudo corrobora com os padrões explicados, uma vez que os maiores valores de abundância de conídeos e bactérias ocorreram nos tempos iniciais (30 e 60 dias) no tratamento luz o que ocasionou na maior perda de peso na MF em relação ao tratamento sombreado.

A combinação dos fatores microbiológicos e químicos apresentados neste estudo, além de refletir nos diferentes valores de perda de peso na MF, influenciou também a participação dos invertebrados aquáticos na processamento da matéria orgânica presente nos *litter bags* de MG. A matéria orgânica dissolvida não utilizada pelos microrganismos entra no *pool* de moléculas que constituem o biofilme. As camadas do biofilme são constituídas por glicoproteínas, lipoproteínas, polissacarídeos, substâncias húmicas e outros exopolímeros que aumentam significativamente o valor nutricional dos detritos foliares o que resultou em maior

participação dos organismos fragmentadores e raspadores, acelerando assim a perda de peso na MG no tratamento luz. Resultados similares foram encontrados por Lagrue et al. (2011), onde as taxas de decomposição das espécies *A. glutinosa* e *F. sylvatica* foram 1.7 a 3.1 vezes mais rápidas no tratamento não sombreado.

A maior entrada de luminosidade no tratamento luz resultou em diferenças nos valores de abundância de invertebrados aquáticos e proporção dos grupos tróficos funcionais entre os tratamentos. Esses resultados foram consistentes com a hipótese inicial de que a biota em riachos de pequena ordem seriam afetados pela luminosidade. Embora os ecossistemas aquáticos aparentemente sejam homogêneos, eles são na verdade constituídos por um conjunto de fragmentos que podem servir de habitat para invertebrados aquáticos pertencentes a diferentes ordens (Townsend 1980). Quanto maior for a especialização e os requisitos ambientais de uma espécie maior será a variação na abundância (Callisto et al. 2001). Os parâmetros físico-químicos da água foram similares entre os tratamentos com exceção da temperatura e a saturação de oxigênio. Grupos de organismos tolerantes (Orthocladinae e Chironomidae) e não tolerantes (Ephemeroptera, Trichoptera e Odonata) foram abundantes em ambos os tratamentos, o que demonstra que o ambiente possui uma boa oxigenação e que os requisitos ambientais de especialização das espécies foram satisfeitos. Apesar disso, alguns táxons dessas ordens foram exclusivos do ambiente sombra (*Thraulodes*, *Polycentropus* e Calopterygidae) o que pode ter ocorrido devido a maior sensibilidade à luminosidade (Carvalho et al. 2013, Juen et al. 2014, White et al. 2016, Renner et al. 2018). A temperatura também é indicada como um dos parâmetros responsáveis pelo aumento atividade microbológica o que pode ter influenciado a maior abundância de invertebrados fragmentadores como *Triplectides gracilis* e *Phylloicus major* no tratamento luz (Navarro et al. 2013, Martins et al. 2017).

Além dos parâmetros físico-químicos da água, a luminosidade que é constituída por um conjunto de radiações com comprimento de onda e energia específica (UV-A, UV-B, VIS e IR) também pode afetar a abundância de alguns organismos (see Kiffney et al. 1997, Karentz et al. 1999, Sommaruga e Bumma 2000, Kelly et al. 2004, Lagrue et al. 2011, Häder et al. 2017). Os resultados encontrados foram consistentes com os estudos citados acima, uma vez que as

ordens Ephemeroptera que possuem pigmentação mais escura que serve de proteção (Hamada et al. 2014) e Diptera que são extremamente tolerantes a flutuações ambientais (Trivinho-Strixinho 2011) foram mais abundantes no tratamento luz, sobretudo a família Baetidae e Chironominae. Os valores de luminosidade registrado no tratamento luz foi 2.5 vezes maior que no tratamento sombra e isso não inibiu a abundância dos organismos fragmentadores (*Triplectides gracilis* e *Phylloicus major*). Os Tricoptera utilizam abrigos feitos de folhas, gravetos e pedras o que confere maior proteção ao seu corpo contra a radiação UV (Williams et al. 1987, Wiggins 2004) e pode ter proporcionado a maior tolerância desses organismos ao tratamento luz. É importante lembrar, porém, que esses invertebrados possuem uma cápsula cefálica prominente sensível e hábitos de forrageamento visuais o que os expõe demasiadamente a radiação UV (Karentz et al. 1994, Kiffney et al. 1997, Donahue e Schindler 1998, Kelly et al 2003) desta maneira outros fatores como a qualidade do detrito foliar foram essenciais e podem também ter contribuído para a maior abundância desses organismos. Esses resultados são consistentes com outros estudos feitos em riachos tropicais e temperados que evidenciaram a preferência dos invertebrados fragmentadores em consumir detritos previamente condicionados e com alto teor nutricional (menores teores de taninos, polifenóis, comunidade microbiológica, menor razão C: N, etc.) (Graça 2001, Moretti et al. 2007, Graça et al. 2016, Kiffer et al. 2018).

Os ambientes aquáticos são caracterizados por um equilíbrio entre recursos autóctones e alóctones, sendo esses últimos a principal fonte de energia nos riachos de pequena ordem (Minshall 1967). Em ambientes onde a exposição a luz solar é maior se desenvolve sobre os detritos foliares um biofilme constituído por diversas camadas orgânicas e inorgânicas que além de servir como recurso alimentar para invertebrados aquáticos, estabelece e reflete na dinâmica dos microrganismos (bactérias, hifomicetos e algas) que colonizam os detritos. A abundância de hifomicetos aquáticos foi superior em todos os tempos do tratamento luz em relação ao tratamento sombra, e a maior abundância registrada ocorreu no tempo 30 e 90 dias (20 e 23 espécies respectivamente). Os hifomicetos aquáticos são microrganismos heterotróficos e através de suas atividades enzimáticas utilizam compostos orgânicos complexos (e.g. polímeros) e inorgânicos (N, P, K e Mg) que provém da matéria orgânica alóctone (detritos), coluna d'água (N, P e carboidratos dissolvidos) e também da matéria orgânica autóctone (algas) (Guenet et al. 2010,

Danger e Chauvet 2013). Especificamente, a presença de duas tipologias de recurso refletiu na maior riqueza de espécies no tratamento luz, onde foram encontradas cerca de 11 espécies a mais em relação ao tratamento sombra.

Por outro lado, podemos refletir também analisando a diversa capacidade de utilização dos recursos pelos hifomicetos e a competição entre espécies. Nos ambientes onde a luminosidade é maior a matéria orgânica alóctone que já é presente apresenta maior desenvolvimento de matéria orgânica autóctone (algas), deste modo, se todos os fungos possuíssem a mesma capacidade de utilização do recurso é natural pensar que automaticamente a maior riqueza de espécie estaria neste ambiente, uma vez que as espécies estão aninhadas em ambientes que possuem ambos os recursos. Todavia, as espécies de hifomicetos podem explorar o mesmo recurso e possuírem capacidade assimilativas diferentes (Bärlocher 1992, 2005, Findlay 2010, Gonze et al. 2018), e portanto excluir espécies competitivamente inferiores. As espécies que colonizaram o tratamento sombra podem ter uma inferioridade competitiva em relação as espécies do tratamento luz pois essas últimas, possuem a capacidade de utilizar eficientemente ambos os recursos que são oferecidos neste tipo de tratamento.

Neste estudo, muitas espécies foram específicas e positivamente correlacionadas ao tratamento luz, mas houve uma variação ao longo do processo de decomposição. Em particular modo as espécies *Blodgettia indica* e *Pycularia submersa* que são fungos aquático facultativos ou hifomicetos dematiáceos (Shearer et al. 2007), isto é, provenientes de ambientes externos e capazes de sobreviver na água (substratos orgânicos colonizados e carregados para o ambiente aquático) possuem em sua parede celular 1,8-dihidroxi-naftaleno-melanina o que os permitem colonizar ambientes com alto índice de luminosidade (Almeida et al. 2012). Outras espécies como *Anguillospora longissima*, *Flagellospora curvula*, *Lunulospora curvula* e *Triscelophorus monosporus* que são consideradas típicas dos ambientes tropicais e generalistas, colonizaram ambos os tratamentos (Schoenlein-Cruisus e Grandi 2003). As espécies *Dactylella submersa*, *Heliscela stellata* e *Xylomyces aquaticus* foram encontradas em ambos os tratamentos, porém somente no tempo final do processo de decomposição (90 dias), o que demonstra a influência do tipo de substrato e também o seu estágio de decomposição.

Além das interações ecológicas (competição, sinergismo), a riqueza e abundância de espécies de hifomicetos encontradas nos ambientes aquáticos pode ser influenciada pelas variáveis climáticas (períodos de seca e chuva), abióticas (pH, oxigênio dissolvido) e sobretudo por meio de um fenômeno chamado *priming effect* (Bärlocher 1992, Schoenlein-Crusius e Malosso 2007, Guenet et al. 2010, Danger et al. 2013). Nos tempos iniciais do processo de decomposição na malha fina, pode-se observar uma correlação positiva entre as bactérias e a assembleia de hifomicetos aquáticos. Contrariamente, os valores de clorofila-*a* foram positivamente correlacionados aos tempos 60 e 90 dias. Esta dinâmica pode indicar uma associação positiva entre bactérias e hifomicetos (Rier et al. 2014). Esses resultados reforçam também a teoria de que em riachos oligotróficos, mesmo aqueles com alto índice de luminosidade (maior possibilidade de desenvolvimento algal), microrganismos como bactérias e hifomicetos aquáticos competem mais eficientemente pelos nutrientes (sobretudo N e P) do que as algas (Rier et al. 2002, Danger et al. 2013, Wagner et al. 2017). Além disso, indica possivelmente que as algas que estão nas camadas polissacarídeas do biofilme constituem uma fonte rápida de carbono para os microrganismos heterotróficos (Wetzel 1990).

6. CONCLUSÃO

Os resultados desse estudo demonstram que a heterogeneidade da vegetação ripária permite a criação de fragmentos ao longo do riacho onde ocorre uma diversa luminosidade que chega ao leito do riacho. A luminosidade se demonstrou um fator abiótico que influencia os padrões de decomposição em riachos de pequena ordem por meio de sua ação no desenvolvimento do biofilme sobre os detritos foliares, diferente participação dos invertebrados aquáticos (sobretudo fragmentadores e raspadores) e na dinâmica de colonização pelos microrganismos. Uma vez que os riachos de pequena ordem são complexos e possuem uma ampla gama de fatores químicos, físicos e biológicos que variam temporalmente e espacialmente, é possível que a luminosidade possa interagir com outros fatores criando assim fragmentos que possuem padrões distintos de decomposição e composição da assembleia de organismos decompositores. O estudo de como os diferentes fatores abióticos sejam eles naturalmente presentes no ambiente aquático ou de origem antrópica influenciam o processo de decomposição é de extrema importância, uma vez que nos permite entender de maneira mais completa o fluxo de energia e ciclagem de nutrientes nesses ecossistemas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Referências bibliográficas apresentadas nas normas do periódico Oikos:

Abelho, M. 2001. From litterfall to breakdown in streams: a review. – *The scientific World Journal* 1: 656–680.

Albariño, R., Villanueva Díaz, V., Canhoto, C. 2008. The effect of sunlight on leaf litter quality reduces growth of the shredder *Klapopteryx kuscheli*. – *Freshwater Biology* 53: 1881–1889.

Allan, D. J. and Castillo, M. M. 2007. *Stream ecology: structure and function of running waters*. – Springer 436.

Almeida, D. A., Barbosa, F., Gusmao, L. F. 2012. Alguns fungos conidiais aquáticos-facultativos do bioma Caatinga. – *Acta Botanica Brasilica* 26: 924–932.

Anderson, M. J. 2006. Multivariate dispersion as a measure of beta diversity. – *Ecology Letters* 9: 683–693.

Anderson, M. J. and Willis, T. J. 2003. Canonical analysis of principal coordinates: A useful method of constrained ordination for ecology. – *Ecology* 2: 511–525.

Anderson, N. H. and Sedell, J. L. 1979. Detritus processing by macroinvertebrates in stream ecosystems. – *Annual Review of Entomology* 24: 351–377.

APHA, 2015. *Compendium of Methods for the Microbiological Examination of Foods*. 4th ed. Washington, DC 3: 31.

Baldy, V., Gessner, M. O., Chauvet, E. 1995. Bacteria, fungi & the breakdown of leaf litter in a large river. – *Oikos* 74: 93–102.

Bärlocher F., Kebede Y. K., Gonçalves A. et al. 2013. Incubation temperature and substrate quality modulate sporulation by aquatic hyphomycetes. – *Microbial Ecology* 1: 30–39.

Bärlocher, F. 1992. *The Ecology of Aquatic Hyphomycetes*. Germany, Berlin, SpringerVerlag. – *Ecological Studies* 94.

Bärlocher, F. 2005. Freshwater fungal communities. The fungal community: its organization and role in the ecosystem. – Taylor and Francis 39–59.

Berg, B., Berg, M. P., Bottner, P. et al. 1993. Litter mass loss rates in pine forests of Europe and eastern United States: some relationship with climate and litter quality. – *Biogeochemistry* 20: 127–159.

Bowes, M. J., Gozzard, E., Scarlett, P. M. et al. 2012. Spatial e temporal changes in chlorophyll-a concentrations in the River Thames basin, UK: are phosphorus concentrations beginning to limit phytoplankton biomass?. – *Science of the Total Environment* 426: 45–55.

- Bruder, A., Gessner, M. O., Chauvet, E. 2011. Litter diversity, fungal decomposers and litter decomposition under simulated stream intermittency. – *Functional Ecology* 25: 1269–1277.
- Burnham, K. P. and Anderson, D. R. 2002. Model selection and multimodel inference 2Ed. – Springer 385.
- Callisto, M., Moretti, M., Goulart, M. 2001. Macroinvertebrados bentônicos como ferramenta para avaliar a saúde de riachos. – *Revista Brasileira de Recursos Hídricos*, 6: 71–82.
- Cardinal, R. N. and Aitken, M. R. F. (2006). ANOVA for the behavioural sciences researcher. Mahwah, NJ, US: Lawrence Erlbaum Associates Publishers.
- Carvalho, F. G., Silva-Pinto, N., Oliveira-Júnior, J. M. B. et al. 2013. Effects of marginal vegetation removal on Odonata communities. – *Acta Limnologica Brasiliensia* 25: 10–18.
- Casotti, C. G., Kiffer, W. P., Costa, L. et al. 2015. Assessing the importance of riparian zones conservation for leaf decomposition in streams. – *Natureza & Conservação* 13: 178–182.
- Cebrian, J. 1999. Patterns in the fate of production in plant communities. – *The American Naturalist* 154: 449–468.
- Clarke, K. R., Warwick, R. M. 2001. A further biodiversity index applicable to species lists: variation in taxonomic distinctness. – *Marine Ecology Progress Series* 216: 265–278.
- Costa, C., Ide, S., Simonka, C. E. 2006. Insetos imaturos. Metamorfose e identificação. Editora Holos, Ribeirão Preto 4: 249.
- Costa, J. M., Machado, A. B. M., Lencioni, F. A. A. et al. 2000. Diversidade e distribuição dos ODONATA (Insecta) no Estado de São Paulo, Brasil: Parte I – Lista das espécies e registros bibliográficos. – *Publicações Avulsas do Museu Nacional*, 80: 1–27.
- Cummins, K. W. 1973. Trophic relations of aquatic insects. – *Annual Review Entomology* 18: 183–206.
- Cummins, K. W. 1974. Structure and function of stream ecosystems. – *BioScience* 24: 631–641.
- Cummins, K. W. and Klug, M. J. 1979. Feeding Ecology of Stream Invertebrates. – *Annual Review of Ecology & Systematics* 10: 147–172.
- Danger, M. and Chauvet, E. 2013. Elemental composition and degree of homeostasis of fungi: are aquatic hyphomycetes more like metazoans, bacteria or plants?. – *Fungal Ecology* 6: 453–457.
- Danger, M., Cornut, J., Chauvet, E. et al. 2013. Benthic algae stimulate leaf litter decomposition in detritus based headwater streams: a case of aquatic priming effect?. – *Ecology* 94: 1604–1613.

- Donahue, W. F. 1998. Diel emigration and colonization responses of blackflies (Diptera: Simuliidae) to ultraviolet radiation. – *Freshwater Biology* 40: 357–365.
- Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, K. J. et al. 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. – *Analytical Chemical* 28: 350–356.
- Dudley, D. W., Tavares A. F., Bryant, E. 1987. Respiratory Device or Camouflage?: A Case for the Caddisfly. – *Oikos* 50: 42–52.
- Evans, C. D., Monteith, D. T., Cooper, D. M. 2005 Long-term increases in surface water dissolved organic carbon : Observations, possible causes and environmental impacts. – *Environmental Pollution* 1: 55–71.
- Farjalla, V. F., Marinho, C. C., Farias, M. B. et al. 2009. Synergy of fresh and accumulated organic matter to bacterial growth. – *Microbial Ecology* 57: 657–666.
- Fellman, J., Hood, E., Spencer, R. G. M. 2010. Fluorescence spectroscopy opens new windows into dissolved organic matter dynamics in freshwater ecosystems: A review. – *Limnology Oceanography* 55: 2452–2462.
- Findlay, S. 2009. Stream microbial ecology. – *Journal of the North American Benthological Society* 29: 170–181.
- Fisher, S. G. and Likens, G. E. 1973. Energy flow in Bear brook, New Hampshire: An alternative approach to stream metabolism. – *Ecological Monographs* 43: 421–439.
- Gessner, M. O., Chauvet, E., Dobson, M. 1999. A perspective on leaf litter breakdown in streams. – *Oikos* 85: 377–384.
- Golladay, S. W., Sinsabaugh, R. L. 1991. Biofilm development on leaf & wood surfaces in a boreal river. – *Freshwater Biology* 25: 437–450.
- Gonçalves, J. F. Jr., França, J. S., Medeiros, A. O. et al. 2006. Leaf breakdown in a natural open tropical stream. – *International Review of Hydrobiology*, 91: 164–177.
- Gonçalves, J. F. Jr., Graça, M. A. S., Callisto, M., 2007. Cerrado savannah stream is retarded by leaf toughness, low dissolved nutrients and low density of shredders. – *Freshwater Biology* 52: 1440–1451.
- Gonçalves, J. F. Jr., Graça, M. A. S., Callisto, M. 2006. Leaf-litter breakdown in streams in temperate, mediterranean and tropical Cerrado climates. – *Journal of the North American Benthological Society* 25: 344–355.
- Gonze, D., Coyote, K. Z., Lahti, L. et al. 2018. Microbial communities as dynamical systems. – *Current Opinion in Microbiology* 44: 41–49.
- Graça, M. A. S. 2001. The role of invertebrates on leaf litter breakdown in a stream - a Review. – *International Review of Hydrobiology* 86: 383–393.
- Graça, M. A. S., Hyde, K., Chauvet, E. 2016. Aquatic hyphomycetes and litter decomposition in tropical - subtropical low order streams. – *Fungal Ecology* 19: 182–189.

- Graça, M. A. S., Bärlocher, F., Gessner M. O. 2005. Methods to Study Litter Decomposition. – A Practical Guide. Springer 115–120.
- Gregory, S. V., Swanson, F. J., McKee, W. A. et al. 1991. An ecosystem prospective of riparian zones. – *Bio Science* 41: 540–551.
- Guenet, B., Danger, M., Abbadie, L. et al. 2010. Priming effect: bridging the gap between terrestrial & aquatic ecology. – *Ecology* 91: 2850–2861.
- Hader, D. P., Kumar, H. D., Smith, R. C. et al. 2017. Effects of solar UV radiation on aquatic ecosystems and interactions with climate change. – *Photochemical & Photobiological Sciences* 6: 267–285.
- Halvorson, H. M., Scott, E. E., Entekin, S. A. et al. 2016. Light and dissolved phosphorus interactively affect microbial metabolism, stoichiometry and decomposition of leaf litter. – *Freshwater Biology* 61: 1006–1019.
- Hamada, N., Nessimian, J. L., Querino, R. B. 2014. Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia. 1st ed. – Embrapa Meio Norte Livros Científicos Manaus 724.
- Hauer, F.R., Lamberti, G. A. 2006. Temperature, light, and oxygen. Methods in stream ecology 2nd Ed. Academic Press, 896.
- Juen, L., Oliveira, J. M., Shimano, Y. et al. 2014. Composição e riqueza de Odonata (Insecta) em riachos com diferentes níveis de conservação em um ecótono Cerrado-Floresta Amazônica. – *Acta Amazonica* 44: 223–233.
- Karentz, D. 1999. Evolution and ultraviolet light tolerance in algae. – *Journal Phycology* 35: 629.
- Karentz, D., Bothwell, M. L., Coffin, R. B. et al. 1994. Impact of UV-B radiation on pelagic freshwater ecosystems: Report of working group on bacteria and phytoplankton. – *Archiv für Hydrobiologie - Beiheft Ergebnisse der Limnologie* 43: 31–69.
- Kelly, D., Bothwell, M. L., Shindler, D. W. 2003. Effects of solar ultraviolet radiation on stream benthic communities: An intersite comparison. – *Ecology* 84: 2724–2740.
- Kiffer, W. P., Mendes, F., Casotti, C. G. et al. 2018. Exotic Eucalyptus leaves are preferred over tougher native species but affect the growth and survival of shredders in an Atlantic Forest stream (Brazil). – *Plos One* 13: e0190743.
- Kiffney, P. M., Clements, W. H., Cady, T. A. 1997. Influence of ultraviolet radiation on the colonization dynamics of a rocky mountain stream benthic community. – *Journal of North American Benthological Society* 3: 520–530.
- King, J. Y., Brandt, L. A., Adair, E. C. 2012. Shedding light on plant litter decomposition: Advances, implications and new directions in understanding the role of photodegradation. – *Springer* 111: 57–81.
- Laguer, C., Kominoski, J. S., Danger, M. et al. 2011. Experimental shading alters leaf litter breakdown in streams of contrasting riparian canopy cover. – *Freshwater Biology* 56: 2059–2069.

- Legendre, P. 2011. Numerical ecology with R.– Springer 305.
- Legendre, P., Anderson, M. J. 1999. Distance-based redundancy analysis: testing multispecies responses in multifactorial ecology experiments. – *Ecological Society of America* 1: 1–24.
- Leite-Rossi, L. A., Rodrigues, G. N., Trivinho-Strixino, S. 2015. Aquatic macroinvertebrate colonization of artificial substrates in low-order streams. – *Biotemas* 28: 69–77.
- Martins, R., Rezende, R., Gonçalves, J. F. Jr. 2017. Effects of increasing temperature and, CO₂ on quality of litter, shredders, and microorganisms in Amazonian aquatic systems. – *Plos One* 17: 1–15.
- McArdle, B. and Anderson, M. J. 2001. Fitting multivariate models to community data: a comment on distance - based redundancy analysis. – *Ecology* 1: 290–297.
- McCall, S. J., Hale, M. S., Smith, J. T. 2017. Impacts of phosphorus concentration and light intensity on river periphyton biomass and community structure. – *Hydrobiologia* 792: 315–330.
- Merritt, R. W. 1996. An introduction to the aquatic insects of north America. – Dubuque 862.
- Merritt, R. W. and Cummins, K. W. 1996. An introduction to the aquatic insects of North America 3rd Ed. – *American Entomologist* 862.
- Meyer, J. L., Edwards, R. T., Risley R. 1987. Bacterial growth on dissolved organic carbon from a blackwater river. – *Microbial Ecology* 13: 13–29.
- Minshall, G. W. 1967. Role of allochthonous detritus in the trophic structure of a woodland springbrook community. – *Ecology* 48: 139–149.
- Miura, A., Urabe, J. 2017. Changes in epilithic fungal communities under different light conditions in a river: A field experimental study. – *Limnology and Oceanography* 2: 579–591.
- Moretti M., Gonçalves J. F. Jr., Callisto, M. 2007. Leaf breakdown in two tropical streams: Differences between single and mixed species packs. *Limnologica* 37: 250–258.
- Mugnai, R. 2010. Manual de Identificação de Macroinvertebrados do Estado do Rio de Janeiro. – Rio de Janeiro: Technical Books 176.
- Murray, R., Cooksey, K. E., Priscu, J. C. 1986. Stimulation of bacterial DNA synthesis by algal exudates in attached algal-bacterial consortia.– *Applied And Environmental Microbiology* 52: 1177–1182.
- Navarro, F. K., Rezende, R., Gonçalves, J. F. Jr. 2013. Experimental assessment of temperature increase and presence of predator carcass changing the response of invertebrate shredders. – *Biota Neotropica* 13: 28–33.
- Nusch, E. A. 1980. Comparison of different methods for chlorophyll and phaeopigment determination. – *Archivfur Hydrobiologie Beiheft Ergebnisse der Limnologie* 14: 14–36.

- Perez-Harguindeguy, N., Díaz, S., Cornelissen, J. H. C. 2000. Chemistry and toughness predict leaf litter decomposition rates over a wide spectrum of functional types and taxa in central Argentina. – *Plant Soil*, 218: 21–30.
- Pu, G., Tong, J., Su, A. et al. 2014. Adaptation of microbial communities to multiple stressors associated with litter decomposition of *Pterocarya stenoptera*. – *Journal of Environmental Sciences* 5: 1001–1013.
- Renner, S., Périco, E., Dalzochio, M. 2018. Water body type and land cover shape the dragonfly communities (Odonata) in the Pampa biome, Rio Grande do Sul, Brazil. – *Journal of Insect Conservation* 22: 113–125.
- Rhee, G. Y. and Stevenson, R. J. 1972. Competition between an alga and an aquatic bacterium for phosphate. Surface/volume ratio: Implications for phytoplankton morphology. – *Science* 192: 885–887.
- Rier S. T., Kuehn, K. A., Francoeur, S. N. 2007. Algal regulation of extracellular enzyme activity in stream microbial communities associated with inert substrata and detritus – *Journal of the North American Benthological Society* 26: 439–449.
- Rier, S. T. and Stevenson, R. J. 2002. Effects of light, dissolved organic carbon, and inorganic nutrients on the relationship between algae and heterotrophic bacteria in stream periphyton. – *Hydrobiologia* 489: 179–184.
- Rier, S. T., Shirvinski, J. R., Kinek, K. C. 2014. *In situ* light and phosphorus manipulations reveal potential role of biofilm algae in enhancing enzyme-mediated decomposition of organic matter in streams. – *Freshwater Biology* 59: 1039–1051.
- Sarmiento, H. 2012. New paradigms in tropical limnology: the importance of the microbial food web. – *Hydrobiologia* 686: 1–14.
- Schoenlein-Crusius, I. H., Moreira, C. G., Bicudo, D. 2007. Diversity of Aquatic Hyphomycetes in the tropics. – *Fungi: multifaceted microbes* 61–81.
- Schoenlein-Crusius, I. H. and Grandi, R. A. 2003. The diversity of aquatic Hyphomycetes in South America. – *Brazilian Journal of Microbiology* 34: 183–193.
- Shade, A. Jones, S. E., McMahon, K. D. 2008. The influence of habitat heterogeneity on freshwater bacterial community composition and dynamics. – *Environmental Microbiology* 10: 1057–1067.
- Shearer, C. 2007., Descals, E., Kohlmeyer, B. et al. Fungal biodiversity in aquatic habitats. – *Biodiversity Conserv* 16: 49–67.
- Sommaruga, R., Buma A. G. 2000. UV-induced cell damage is species-specific among aquatic phagotrophic protists. – *Journal of Eukaryotic Microbiology* 47: 450–455.
- Suberkropp, K., Godshalk, G. L., Klug, M. J. 1976. Changes in the chemical composition of leaves during processing in a woodland stream. – *Ecology* 57: 720–727.
- Swift, M. J., Heal, O. W., Anderson, J. M. 1979. *Decomposition in Terrestrial Ecosystems*. – Blackwell Oxford 372.

- Thimijan, R. W. and Heins, R. D. 1983. Photometric, radiometric, and quantum light units of measure a review of procedures for interconversion. – American Society for Horticultural Science, 18: 818–823.
- Townsend, C.R. 1980. The Ecology of Streams and Rivers. Edward Arnold Publishers Ltd. Bedford Square, London 64.
- Triplehorn, C. A., Johnson, N. F. 2011. Estudo dos insetos - tradução da 7ª edição de borror and delong's introduction to the study of insects. – São Paulo Cengage Learning 809.
- Trivinho-Strixinho, S. 2011. Larvas de Chironomidae: guia de identificação. – Departamento de Hidrobiologia/Lab. De Entomologia Aquática, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos 377.
- Vannote, R. L., Minshall, G. W., Sedell, J. R. 1980. The river continuum concept. – Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 37: 130–137.
- Wagner, K., Bengtsson, M. M., Findlay, R. B. 2017 High light intensity mediates a shift from allochthonous to autochthonous carbon use in phototrophic stream biofilms. – Journal of Geophysical Research 122: 1806–1820.
- Webster, J. R., Benfield, E. F. 1986. Vascular plant breakdown in fresh-water ecosystems. – Annual Review of Ecology and Systematics 17: 567–594.
- Wetzel, R. G. 1990. Land-water interfaces: Metabolic and limnological regulators. Internationalen Verein Limnologie 24: 6–24.
- Wiggins, G.B. 2004. Caddisflies: the underwater architects. – University of Toronto Press, Toronto 292.
- Zar, J. H. 2010. Biostatistical Analysis. – 5th ed. Prentice Hall New York.

MATERIAL EM ANEXO

Tabela A1. Abundância relativa (%) das espécies de hifomicetos aquáticos encontrados na malha fina nos tratamentos (sombra e lux) e tempos durante o processo de decomposição. (-) = ausente.

Táxon	Lux			Sombra		
	Tempo 30	Tempo 60	Tempo 90	Tempo 30	Tempo 60	Tempo 90
<i>Angiullospora crassa</i> Ingold	8.59	-	1.20	-	-	5.41
<i>Angiullospora filiformis</i> Greathead	14.44	4.76	2.00	2.60	11.11	-
<i>Angiullospora longissima</i> (Sacc. e P. Sy) Ingold	17.37	6.55	5.20	2.60	18.52	5.41
<i>Brachiosphaera tropicalis</i> Nawawi	-	3.57	-	-	-	-
<i>Dactylella submersa</i> Ingold	-	-	0.80	-	-	2.70
<i>Flagellospora curvula</i> Ingold	7.50	7.14	1.20	13.64	1.85	2.70
<i>Heliscella stellata</i> Ingold	-	-	0.40	-	-	2.70
<i>Lunolospora curvula</i> Ingold	17.73	12.50	6.00	74.68	31.48	8.11
<i>Pyricularia submersa</i> Ingold	1.10	-	-	-	-	-
<i>Alatospora acuminata</i> Ingold	2.19	0.60	-	-	-	2.70
<i>Angiullospora curvula</i> S.H. Iqbal	2.19	-	0.40	-	-	-
<i>Angiullospora aquatica</i> Sv. Nilsson	1.46	-	-	-	-	-
<i>Triscelophorus monosporum</i> Ingold	13.71	32.74	15.20	-	35.19	37.84
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi	3.29	11.90	8.40	-	-	-
<i>Blodgettia indica</i> Subramanian	2.01	14.29	25.60	-	1.85	10.81
<i>Alatospora flagellata</i> (Gönczöl) Marvanová	0.37	-	-	-	-	-
<i>Articulospora tetracladia</i> Ingold	0.55	-	-	-	-	-
<i>Lemonniera filiformis</i> de Wild	2.38	-	1.60	-	-	-
<i>Tricladium splendens</i> Ingold	2.01	-	-	2.60	-	-
<i>Tricladium chaetocladium</i> Ingold	0.18	-	0.40	-	-	-
<i>Camposporium pellucidum</i> (Grove) Hughes	0.18	-	-	-	-	-
<i>Tetrabrachium elegans</i> Nawawi e Kuthubutheen	1.10	-	-	-	-	-
<i>Asteromassaria macrospora</i> Hohm	1.65	-	-	-	-	-
<i>Wiesneriomyces laurinus</i> (Tassi) Kirk	-	-	0.80	3.90	-	5.41
<i>Triscelophorus konajensis</i> Sridhar e Kaver	-	1.19	-	-	-	-
<i>Clavariopsis aquatica</i> de Wild	-	0.60	0.80	-	-	-
<i>Angiullospora furtiva</i> Webster e continua	-	2.98	0.80	-	-	-

<i>conclusão</i>						
Descals						
<i>Triscelophorus magnificus</i>	-	1.19	-	-	-	-
Petersen						
<i>Xylomyces aquaticus</i> Dudka	-	-	12.00	-	-	13.51
<i>Sp. 1</i>	-	-	0.40	-	-	-
<i>Culicidospora aquatica</i> Petersen	-	-	12.80	-	-	-
<i>Dischloridium inaequiseptatum</i>	-	-	0.80	-	-	-
Matsush.						
<i>Culicidospora grávida</i> Petersen	-	-	0.40	-	-	-
<i>Dactylaria fusiformis</i> Shearer	-	-	0.40	-	-	-
<i>Tetrachaetum elegans</i> Ingold	-	-	0.40	-	-	-
Riqueza de espécies	20	13	23	6	6	12

Tabela A2. Abundância relativa (%) dos invertebrados encontrados na malha grossa nos tratamentos (sombra e lux) durante o processo de decomposição. GTF = Grupo trófico funcional; Cat = Catador; Fil = Filtrador; Pre = Predador; Rap = Raspador; Frag = Fragmentador; Col = Coletor; Ge = Generalista; (-) = ausente.

Táxon	GTF	Lux	Sombra
ACARI			
Hydracarina	Pre	0.09	0.14
AMPHIPODA	Cat/Pre	-	0.07
BLATTODEA			
Blaberidae	Frag	0.05	0.04
COLLEMBOLA			
Neelidae	Cat/Col	0.16	0.29
COLEOPTERA			
Curculionidae	Frag	-	0.04
Dryopidae			
<i>Dryops</i>	Frag/Rap	-	0.04
Dytiscidae larva	Pre	0.02	0.11
Elmidae			
<i>Heterelmis</i>	Frag/Rap	0.43	0.07
<i>Hexacylloepus</i>	Rap	0.02	-
<i>Hexanchorus</i>	Rap	-	0.04
<i>Macrelmis</i>	Rap	0.07	0.11
<i>Neoelmis</i>	Rap	-	0.18
<i>Phanocerus</i>	Frag/Rap	0.05	0.04
<i>Xenelmis</i>	Cat/Rap	0.37	0.25
Gyrinidae			
<i>Gyrinus</i>	Pre	0.16	-
Haliplidae			
<i>Pelodytes</i>	Pre/Rap	0.05	-
Hydrophilidae			
<i>Helobata</i>	Pre/Rap	0.11	0.04
Lampyridae	Pre	0.05	0.14
Noteridae			
<i>Hydrocanthus</i>	Pre	0.02	-
Ptilodactylidae	Frag	-	0.04
<i>Anchycteis</i>	Frag	0.02	-
<i>Anchytarsus</i>	Frag	0.05	-
COPEPODA	Ge	-	0.11
DECAPODA			
<i>Macrobrachium potiuna</i>	Ge	0.02	-
DIPTERA			
Ceratopogonidae	Rap	0.57	0.61
Chironomidae			
Chironominae	CG/Fil	43.22	49.30
<i>continua</i>			

<i>continuação</i>				
	<i>Stenochironomus</i>	Frag	1.03	1.55
	Culicidae	Fil/CG	0.05	0.11
	Dixidae	CG/Frag	0.16	0.47
	Dolichopodidae	Pre	0.02	-
	Empididae	Pre /Cat	0.25	0.43
	Orthocladiinae	Rap	13.97	10.85
	Psychodidae			
	<i>Psychoda</i>	Col/Cat	0.02	-
	Simuliidae	Col/Fil	3.00	0.54
	Tanypodinae	Pre	5.76	6.85
	Tipulidae	Rap/Cat	0.96	0.11
EPHEMEROPTERA				
	Baetidae	Rap/Frag	15.02	14.88
	<i>Baetodes capixaba</i>	Col/Rap	0.14	0.04
	<i>Paracloeodes</i>	Rap	0.05	-
	Caenidae			
	<i>Caenis</i>	Rap	0.18	0.04
	Ephemeridae			
	<i>Hexagenia</i>	Col	0.11	0.04
	Euthyplociidae			
	<i>Campilocia</i>	Pre	0.02	-
	Leptophlebiidae			
	<i>Askola</i>	Rap	0.14	-
	<i>Farrodes</i>	Frag/Rap	0.53	0.40
	<i>Hagenulopsis</i>	Rap	0.34	0.14
	<i>Hermanella</i>	Col/Cat	0.14	-
	<i>Massartella</i>	Frag/Rap	0.27	0.36
	<i>Miroculis</i>	Rap	0.02	-
	<i>Perissophlebiodes</i>	Rap	1.05	2.23
	<i>Thraulodes</i>	Rap	-	0.04
	<i>Traverella</i>	Col/Fil	0.02	0.11
	Leptohiphidae	CG/Fil	-	0.04
	<i>Amanahyphes</i>	Cat/Rap	0.07	-
	<i>Leptohiphes</i>	Col/Cat	0.05	0.22
	<i>Tricorythodes</i>	Frag/Rap	1.21	1.19
	<i>Tricorythopsis</i>	Col/Rap	1.10	1.37
	Oligoneuridae			
	<i>Lachlania</i>	Col/Fil	0.02	-
HEMIPTERA				
	Gerridae	Pre	-	0.04
	Mesoveliidae	Pre	0.02	0.07
	Veliidae	Pre/Fil	0.02	-
LEPIDOPTERA				
<i>continuação</i>				

<i>continuação</i>				
Cosmopterigidae				
	<i>Limnaecia phragmitella</i>	Frag	0.02	-
MEGALOPTERA				
Corydalidae				
	<i>Corydalus</i>	Pre	0.09	-
ODONATA				
Calopterygidae				
	<i>Hetaerina</i>	Pre	0.07	0.04
Coenagrionidae				
	<i>Argia</i>	Pre	0.07	0.04
	<i>Ischnura elegans</i>	Pre	0.02	-
Corduliidae				
	<i>Aeschnosoma auripennis</i>	Pre	0.05	-
	<i>Neocordulia</i>	Pre	0.02	-
Dicteriadidae				
		Pre	0.05	0.04
Gomphidae				
	<i>Gomphus.</i>	Pre	0.02	-
Libellulidae				
	<i>Erythrodiplax</i>	Pre/Fil	0.05	-
Megapodagrionidae				
	<i>Dimeragrion</i>	Pre	0.02	-
	<i>Heteragrion</i>	Pre	0.23	0.04
	<i>Oxystigma</i>	Pre	0.14	0.04
	<i>Philogenia</i>	Pre	0.05	-
OLIGOCHAETA				
		Rap/Col	0.75	0.94
PLECOPTERA				
Gripopterygidae				
	<i>Gripopteryx</i>	Rap	0.34	-
	<i>Paragripopteryx</i>	Rap	0.91	0.61
	<i>Tupiperla</i>	Frag	1.19	1.80
Perlidae				
	<i>Anacroneuria</i>	Pre/Rap	0.09	0.22
	<i>Kempnyia</i>	Frag	0.11	0.04
	<i>Macroginoplax</i>	Cat/Fil	0.05	0.04
THYSANOPTERA				
		Rap/Cat	-	0.04
TRICHOPTERA				
Calamoceratidae				
	<i>Phylloicus major</i>	Frag	0.57	0.14
Helichopsychidae				
	<i>Helicopsyche</i>	Rap	0.37	0.14
Hydrobiosidae				
	<i>Atopsyche</i>	Pre	0.11	0.11
Hydropsychidae				
<i>continuação</i>				

<i>conclusão</i>			
<i>Leptonema</i>	Frag/Rap	0.11	0.04
<i>Macronema</i>	Frag/Rap	0.02	0.04
<i>Smicridea</i>	Frag/Rap/Ge	0.39	0.25
Hydroptilidae			
<i>Alisotrichia</i>	Pre	0.02	0.04
<i>Anchitrichia</i>	Rap	0.11	-
<i>Byrsopteryx</i>	Rap/Pre	0.05	0.07
<i>Neotrichia</i>	Rap	0.05	0.07
Leptoceridae			
<i>Nectopsyche</i>	Frag/Rap	0.02	-
<i>Notalina</i>	Frag	0.14	0.11
<i>Oecetis</i>	Frag/Rap	0.14	0.25
<i>Triplectides gracilis</i>	Frag	1.10	0.43
Philopotamidae			
<i>Chimarra</i>	Col	0.39	-
Polycentropodidae			
<i>Cymellus</i>	Fil	0.39	0.32
<i>Nyctiophylax</i>	Fil/Frag	-	0.04
<i>Polycentropus</i>	Pre	-	0.07
<i>Polyplectropus</i>	Col	0.21	0.04
Odontoceridae			
<i>Marilia</i>	Frag	0.18	0.18
Número de indivíduos		4373	2775
Número de <i>taxa</i>		54	36