



Universidade de Brasília
Instituto de Ciências Biológicas
Programa de Pós-Graduação em Ecologia

**Influência da química do detrito foliar e da água sobre
a comunidade de hifomicetos aquáticos**

Patrícia Pereira Gomes

Orientador: Prof. Dr. José Francisco Gonçalves Júnior

Co-orientadora: Profa. Dra. Adriana Oliveira Medeiros

Brasília – DF

Fevereiro de 2015

Universidade de Brasília
Instituto de Ciências Biológicas
Programa de Pós-Graduação em Ecologia

Influência da química do detrito foliar e da água sobre a comunidade de hifomicetos aquáticos

Tese apresentada à Universidade de Brasília, como pré-requisito do Programa de Pós-graduação em Ecologia, para a obtenção do título de Doutor em Ecologia.

Patrícia Pereira Gomes

Orientador: Prof. Dr. José Francisco Gonçalves Júnior

Co-orientadora: Profa. Dra. Adriana Oliveira Medeiros

Brasília – DF

Fevereiro de 2015



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE ECOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ECOLOGIA

Tese de Doutorado


PATRÍCIA PEREIRA GOMES

Título:


“Influência da química do detrito foliar e da água sobre a comunidade de
hifomicetos aquáticos”

Banca Examinadora:


Prof. Dr. José Francisco Gonçalves Júnior
Presidente
UnB


Prof. Dr. Ludgero Cardoso Galli Vieira
Membro Titular
UnB


Prof. Dr.ª Aurea Lúiza Lemes da Silva
Membro Titular
UFSC


Prof. Dr.ª Maria João Feio
Membro Titular
UnB/UC/Pt


Prof. Dr.ª Verônica Ferreira
Membro Titular
UC/Pt

Prof. Dr. Renan de Souza Rezende
Suplente
UnB

Brasília, 02 de fevereiro de 2015.

*“Não quero ser o grande rio caudaloso que figura nos mapas.
Quero ser o cristalino fio d’água que canta
e murmura na mata silenciosa”*

Helena Kolody

Dedico este trabalho:

*Ao meu maior ídolo e, ao mesmo tempo, meu maior fã:
meu pai Antônio Gomes (in memoriam).*

Amor e saudades eternos!

*À minha querida mãezinha Graça, pelas inúmeras, eternas e
incansáveis orações, desde que saí de Lamim há muitos anos atrás.*

Te amo Dona Graça!

*Ao Hilber, amor da minha vida. Obrigada por ter,
literalmente, feito este trabalho comigo.*

Amo-te!

Agradecimentos

Em primeiro lugar, agradeço a Deus por tantas possibilidades e conquistas que vem me proporcionando ao longo da vida. Obrigada por iluminar cada um dos meus passos com a luz do Vosso Espírito.

Agradeço de maneira especial à minha família, que mesmo de longe, é e sempre será meu porto seguro. Ao meu pai, Antônio Gomes (*in memoriam*), obrigada por ter sido meu maior exemplo de hombridade e caráter, pelo apoio irrestrito e pela confiança que sempre depositou em mim. Te amo pra sempre! À minha mãe, Dona Graça, agradeço pelo amor, carinho, conselhos, cuidado, compreensão, coragem e pelas eternas orações por mim e por todos ao meu redor. Como eu precisei das suas orações nos últimos anos!!! Te amo demais minha mãe! À minha família querida e amada: Alex e Ana Márcia (e Giovana é claro!), Renata, Rodrigo e Fernanda. Obrigada pelo apoio, carinho, compreensão nos momentos mais difíceis, e pela infância tranquila e feliz em Lamim. Estaremos juntos sempre, mesmo à distância, para o que der e vier! Amo vocês!

Ao Hilber, meu amor, agradeço simplesmente por existir na minha vida. Obrigada por ser, antes de tudo, um grande companheiro. Obrigada pelo amor, carinho, estímulo e apoio incondicionais. Obrigada por ter feito o doutorado comigo. Obrigada por ter sido meu ajudante de campo e de laboratório, por ter me amparado nos momentos mais difíceis, e principalmente, por ter me ajudado a enfrentar e superar os obstáculos que estiveram em meu caminho. Amo-te!

Ao meu orientador, Prof. Dr. José Francisco Gonçalves Júnior, agradeço imensamente pela oportunidade, pela confiança, incentivo, e principalmente, pelas incontáveis leituras da minha tese. Sua orientação foi fundamental para eu realizar e concluir este trabalho.

À Dra. Adriana Oliveira Medeiros (Universidade Federal da Bahia – UFBA), agradeço pela co-orientação e pela ajuda na realização deste trabalho.

Aos membros da banca examinadora, agradeço por terem aceitado o convite para participar da defesa da minha tese de doutorado.

Ao Dr. Luiz Ubiratan Hepp (Universidade Regional Integrada do Alto Uruguai e das Missões – URI), agradeço pelas palavras de incentivo e pela imensa ajuda na escrita do primeiro capítulo desta tese.

À Dra. Mercedes Maria da Cunha Bustamante (Universidade de Brasília – UnB), agradeço pela disponibilização de equipamentos e por manter sempre abertas as portas do seu laboratório.

À Dra. Regina Sartori, do Laboratório de Ecologia de Ecossistemas (UnB), agradeço pelo carinho, pelo apoio nos momentos difíceis e por sempre aparecer no lugar certo e na hora certa. Muito obrigada mesmo!

À Dra. Verónica Ferreira (Universidade de Coimbra – Portugal) e à Dra. Daniela Brondani (Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC), agradeço pela ajuda nos cálculos das soluções utilizadas no experimento de enriquecimento de nutrientes.

À Dra. Liliam de Oliveira Faria Macaneiro do Departamento de Biologia Celular (UnB), agradeço pela disponibilização de microscópios para a identificação fúngica.

À amiga Marlene Monteiro, agradeço pelo incentivo para entrar no doutorado e por ter proporcionado todas as licenças que precisei ao longo destes quatro anos. Muito obrigada por ter me “jogado para cima”. Graças a você, continuo “quicando”!

Ao meu querido amigo Alan, agradeço imensamente pela ajuda nas análises estatísticas e pelas inúmeras discussões sobre meu trabalho. Sua ajuda foi imprescindível. Você já é, com certeza, um pesquisador brilhante!

À minha grande amiga Aúrea, agradeço pelo companheirismo, incentivo, pela ajuda nas análises químicas e estatísticas, por ter me acolhido em sua casa e na UFSC, pelas longas e intermináveis conversas e pela alegria constante. Obrigada pela companhia nos congressos e viagens e por estar sempre disponível todas as vezes que lhe pedi ajuda. Que venham sim outras viagens e outros trabalhos!

Aos amigos, Elisa, José Maurício e Diogo, agradeço pela amizade incondicional, pelo carinho e pela receptividade quando voltei para a UnB em 2011. Elisa e Zé, muito obrigada pela paciência e por terem me ensinado a fazer todas as análises químicas.

Aos colegas do Laboratório de Limnologia, Paulino, Laís, Clebinho e Sandra, agradeço pela amizade, pelo apoio e pelo convívio ao longo dos últimos quatro anos.

À minha “anja” Deusinha, agradeço pelo cuidado de mãe e por tornar minha rotina de casa mais leve e tranquila. Obrigada pelo carinho incondicional, pelo bom-humor e por ser um exemplo de garra e coragem. Você terá sempre um lugar muito especial no meu coração!

À Vanessa, secretária do Programa de Pós-Graduação em Ecologia, agradeço pela paciência, por ter sido sempre muito solícita, por nos ajudar a resolver todos os problemas e por nos atender sempre com um sorriso no rosto.

Aos queridos amigos Vandélio e Mardônio, motoristas da instituição, agradeço pela disponibilidade e enorme ajuda nas saídas de campo.

Ao Dr. Maurício Petrúcio do Laboratório de Ecologia de águas continentais e ao Dr. Cláudio Roberto Soares do Laboratório de Microbiologia do Solo, ambos da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), agradeço pela recepção e pela disponibilização dos laboratórios e de equipamentos para a realização de análises químicas.

Ao amigo Rafael Schmitt da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), agradeço pela imensa ajuda na análise de Nitrogênio.

Aos botânicos Takumã Scarponi e Thiago Marques, agradeço pela identificação das espécies vegetais utilizadas neste estudo.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), agradeço pela concessão de bolsa de estudo.

À Universidade de Brasília, instituição competente e respeitada, em especial ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia, agradeço pelo ensino de excelência e por tornar possível esta vitória pessoal.

À FAP-DF, ao DPP e ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia, agradeço pelo apoio financeiro para a participação em congressos internacionais.

*Enfim, agradeço a todos que de uma forma ou de outra
contribuíram para a realização deste trabalho.*

Muito obrigada!

Sumário

RESUMO	01
ABSTRACT	02
INTRODUÇÃO	03
ÁREA DE ESTUDOS	09
ESPÉCIES VEGETAIS ESTUDADAS	12
BIBLIOGRAFIA	18
CAPÍTULO I: <i>Avaliação da lixiviação in situ e ex situ em riacho tropical</i>	26
CAPÍTULO II: <i>A composição química do detrito foliar influencia a colonização fúngica</i>	52
CAPÍTULO III: <i>Avaliação dos efeitos combinados do enriquecimento em nutrientes e depleção de oxigênio sobre a comunidade de hifomicetos aquáticos e sobre a decomposição foliar</i>	72
CONCLUSÕES FINAIS	93
PERSPECTIVAS FUTURAS	94
MATERIAL SUPLEMENTAR	95

Resumo

A diversidade de espécies vegetais em ambientes ripários tropicais resulta em detritos com uma ampla variedade de compostos químicos. Esta variedade promove uma colonização seletiva por hifomicetos aquáticos, os quais desempenham um papel chave no condicionamento e degradação do detrito foliar. Todavia, a alteração da qualidade da água e mudanças na qualidade dos detritos que entram nestes ambientes podem reduzir a diversidade das comunidades aquáticas, alterando assim a decomposição da matéria orgânica. O objetivo deste estudo foi avaliar a influência da composição química de diferentes espécies vegetais da zona ripária do Cerrado e do incremento de nutrientes *versus* depleção de oxigênio sobre a biomassa, a atividade reprodutiva e a composição da comunidade de hifomicetos aquáticos. Esta tese de doutorado é composta por três capítulos. No **capítulo I** – “**Avaliação da lixiviação *in situ* e *ex situ* em riacho tropical**”, observou-se que as perdas de massa e a composição química dos detritos foliares durante a lixiviação foram fortemente relacionadas com as características intrínsecas de cada espécie foliar, tanto no campo quanto em microcosmos. Espécies com maior qualidade química, ou seja, maiores teores de nutrientes e menores teores de compostos secundários, lixiviaram rapidamente. Além disso, observou-se que a imersão das folhas nos microcosmos alterou as características físicas e químicas da água devido ao aumento na concentração de compostos lixiviados. No **capítulo II** – “**A composição química do detrito foliar influencia a colonização fúngica**”, as taxas de esporulação fúngica variaram significativamente em relação à espécie de folha colonizada. Os maiores valores foram registrados para *Eucalyptus camaldulensis*, *Protium spruceanum*, *Maprounea guianensis* e *Copaifera langsdorffii*, espécies que apresentaram a menor razão Lignina:N. Apesar do maior número de esporos ter sido registrado para *E. camaldulensis*, este foi colonizado basicamente por *Anguillospora filiformis*. Ou seja, as espécies nativas suportaram não apenas uma atividade reprodutiva considerável, mas também um maior número de espécies de fungos. No **capítulo III** – “**Avaliação dos efeitos combinados do enriquecimento em nutrientes e depleção de oxigênio sobre a comunidade de hifomicetos aquáticos e sobre a decomposição foliar**”, observou-se que em condições intermediárias de oxigênio dissolvido, a biomassa fúngica foi positivamente relacionada com a quantidade de nutrientes. Houve um pico de esporulação nos microcosmos enriquecidos, com concentrações médias e elevadas de oxigenação da água. *A. filiformis* foi a espécie dominante em todos tratamentos experimentais, sugerindo sua adaptação a condições severas e tolerância à combinação destes dois fatores. Embora a riqueza de hifomicetos aquáticos tenha sido maior nos ambientes mais enriquecidos, é necessário ressaltar que houve uma expressiva diminuição tanto na atividade reprodutiva quanto na produção de biomassa destes micro-organismos. Isto evidencia a influência de outros fatores, além do enriquecimento, sobre as respostas dos organismos às mudanças no ambiente. Sendo assim, este estudo pode ajudar a responder algumas questões ecológicas fundamentais, tais como: “Em que medida a invasão biológica e a perda de espécies nativas podem alterar as propriedades dos ecossistemas?” e “Como o funcionamento do ecossistema é modificado em cenários realistas de alteração da biodiversidade?”

Abstract

The diversity of plant species in tropical riparian environments results in debris with a wide variety of chemical compounds. This variety promotes a selective colonization by aquatic hyphomycetes, which play a key role in conditioning and degradation of the leaf litter. However, water quality modification and changes in the quality of the leaf litter entering in these environments may reduce the diversity of aquatic communities, changing the organic matter decomposition. This study aims to evaluate the influence of the chemical composition of different plant species of the riparian zone in the Cerrado (Brazilian savanna) and the increase of nutrients versus oxygen depletion on the biomass, the reproductive activity and the composition of aquatic hyphomycetes communities. This Doctoral thesis consists of three chapters. In **Chapter I** – “*Leaching assessment in situ and ex situ in tropical stream*”, it was observed that the mass loss and the chemical composition of the leaf litter during leaching were strongly related to the intrinsic characteristics of each foliar species, in the field as well as in the microcosms. Higher chemical quality species, ie higher nutrient levels and lower levels of secondary compounds, leached rapidly. Furthermore, it was observed that immersion of the leaves in the microcosms have changed water physical and chemical characteristics due to the increase of concentration of leached compounds. In **Chapter II** – “*The leaf litter chemistry influences the fungal colonization*”, fungal sporulation rates varied significantly according to the species of the colonized leaf. The higher values were registered to *Eucalyptus camaldulensis*, *Protium spruceanum*, *Maprounea guianensis* and *Copaifera langsdorffii*, species with the lowest lignin:N ratios. Although the largest number of spores was recorded for *E. camaldulensis*, this species was colonized almost exclusively by *Anguillospora filiformis*. Therefore, native plant species have maintained not only an important reproductive activity, but also a higher level of fungal species. In **Chapter III** – “*Assessment of the combined effects of nutrient enrichment and oxygen depletion on the community of aquatic hyphomycetes and on leaf decomposition*”, it was observed that in intermediary dissolved oxygen conditions, the fungal biomass was positively related to the quantity of nutrients. There was a sporulation peak in the enriched microcosms, with medium and high oxygen concentration in the water. *A. filiformis* was the dominant species in every experimental treatment, suggesting its adaption to harsh conditions and tolerance to the mix of these two factors. Although the richness of aquatic hyphomycetes was higher in more enriched environments, it is necessary to highlight that there was a significant decrease in both the reproductive activity and the production of biomass of these microorganisms. This highlights the influence of other factors, beyond enrichment, on the responses of the organisms to environmental changes. Thus, this study may help answering some fundamental ecological questions, such as: “To what extent is biotic invasion and native species loss creating ecosystems with altered properties”? and “How is ecosystem function altered under realistic scenarios of biodiversity change”?

Introdução geral

Córregos de cabeceira são dependentes da entrada de matéria orgânica alóctone, como fonte primária de energia (Wallace *et al.*, 1999; Wetzel, 2001). Nestes ecossistemas lóticos, o dossel da vegetação arbórea impede a entrada direta de luminosidade, e conseqüentemente, dificulta o crescimento de organismos fotossintetizantes, responsáveis pela produção autóctone (Vannote *et al.*, 1980). Assim, a maior parte da matéria orgânica alóctone que entra nos córregos é proveniente da vegetação ripária (Abelho, 2001; Ferreira *et al.*, 2013), sendo o detrito constituído principalmente de folhas (Elosegi & Pozo, 2005). Estas podem representar mais de 50% do material orgânico particulado que entra nos sistemas lóticos (Esteves & Gonçalves, 2011). A decomposição da matéria orgânica alóctone é, portanto, um processo chave para o funcionamento destes sistemas, pois as mudanças estruturais (físicas e químicas) dos detritos influenciam a ciclagem de nutrientes e o fluxo de energia (Abelho, 2009; Gimenes *et al.*, 2010). Neste sentido, a redução ou perda da vegetação ripária podem influenciar a dinâmica do processo de decomposição nos ambientes aquáticos (Silva-Junior & Moulton, 2011).

O processo de decomposição do detrito foliar envolve três fases que ocorrem simultaneamente – lixiviação dos compostos solúveis, condicionamento microbiano e fragmentação por invertebrados aquáticos e por abrasão física (Gessner *et al.*, 1999; Hagen *et al.*, 2006). A ação destes eventos resulta na oxidação da matéria orgânica a seus elementos constituintes, os quais serão disponibilizados e reabsorvidos pelos organismos, sendo então incorporados às teias alimentares aquáticas (Golley, 1983; Gessner *et al.*, 1999). O processo de decomposição em córregos pode ser influenciado por diversos fatores: (i) características químicas e físicas da água, tais como, concentração de nutrientes (Gonçalves *et al.*, 2006;

Ferreira *et al.*, 2014), temperatura (Ferreira & Chauvet, 2011) e vazão (Wantzen *et al.*, 2008; Pettit *et al.*, 2012); (ii) ação biológica promovida pela comunidade de micro-organismos decompositores (Gonçalves *et al.*, 2006; Bärlocher & Marvanová, 2010; Sales *et al.*, 2014) e invertebrados aquáticos (Graça, 2001; Moretti *et al.*, 2007; Li *et al.*, 2009); (iii) composição química do detrito (Ardón *et al.*, 2009; Gonçalves Jr. *et al.*, 2012a; Ferreira *et al.*, 2012).

A composição química das folhas que entram nos córregos é influenciada por diferentes estratégias de defesa das plantas contra os herbívoros e parasitas (Graça & Cressa, 2010), através da combinação de vários compostos químicos (Coley & Barone, 1996; Wantzen *et al.*, 2008). Além disso, as propriedades intrínsecas das folhas estão relacionadas às condições ambientais locais, tais como, temperatura do ar, umidade relativa, precipitação e condições do solo (Leroy & Marks, 2006; Sanpera-Calbet *et al.*, 2009; Hättenschwiler *et al.*, 2011; Sales *et al.*, 2014). As plantas do Cerrado (savana brasileira), por exemplo, são adaptadas aos solos pobres em nutrientes deste bioma, especialmente nitrogênio e fósforo, e com elevada concentração de alumínio (Oliveira *et al.*, 2003; Hättenschwiler *et al.*, 2011). As adaptações das plantas a estas condições extremas conferem-lhes características esclerofíticas, tais como folhas duras, com cutículas espessas e cobertas por uma densa camada de cera, as quais são difíceis de remover (Moretti *et al.*, 2007; Bieras & Sajo, 2009). A composição química do detrito foliar influencia a colonização microbiana e a posterior fragmentação por invertebrados aquáticos (Ardón & Pringle, 2008; Hladys *et al.*, 2009; Sales *et al.*, 2014), e conseqüentemente, o processo de decomposição do detrito foliar (Ferreira *et al.*, 2012; Petit *et al.*, 2012).

Após a imersão do detrito foliar na água, este é rapidamente lixiviado, liberando uma grande variedade de compostos solúveis, o que resulta tanto na perda de massa quanto em mudanças na composição química inicial dos detritos (Gessner *et al.*, 1999; Abelho, 2001;

Petit *et al.*, 2012). Detritos com menor concentração de Lignina/Celulose e elevada concentração de compostos hidrofílicos, tais como os polifenóis, apresentam uma rápida perda de massa no início da decomposição foliar (Árdon & Pringle, 2008; Carvalho & Uieda, 2009; Gonçalves *et al.*, 2012b). Além disso, a lixiviação é fundamental para as etapas subsequentes do processo de decomposição foliar, pois a variação interespecífica na composição química do detrito pode estimular a atividade dos micro-organismos, bem como determinar quais espécies estarão envolvidas neste processo (Park & Cho, 2003; Schlieff & Mutz, 2007; Güsewell & Gessner, 2009).

Os micro-organismos decompositores, principalmente fungos e bactérias, colonizam rapidamente o detrito que entra no córrego e são responsáveis pelas primeiras lises deste material vegetal (Hieber & Gessner, 2002; Gonçalves *et al.*, 2006). Estes micro-organismos produzem enzimas que degradam os polissacarídeos estruturais, tais como a celulose, promovendo perda de massa e amolecimento das estruturas foliares (Gessner *et al.*, 1999; Encalada *et al.*, 2010; Gonçalves *et al.*, 2014). Os nutrientes são então incorporados por estes organismos para produção secundária, aumentando assim a palatabilidade e o valor nutricional do detrito para os invertebrados aquáticos (Abelho *et al.*, 2001; Baschien *et al.*, 2009; Ligeiro *et al.*, 2010). Apesar da importância bacteriana, os hifomicetos aquáticos são os principais direcionadores deste processo (Pascoal & Cássio 2004; Kearns & Bärlocher, 2008; Krauss *et al.*, 2011).

Todavia, ao longo das últimas décadas as atividades humanas têm alterado profundamente os ecossistemas aquáticos em todo o mundo (Duarte *et al.*, 2008; Ferreira *et al.*, 2014). As alterações antrópicas nestes ecossistemas (p.ex. enriquecimento de nutrientes) podem ser avaliadas através de modificações na decomposição dos detritos foliares (Kemp & Dodds, 2001; Gessner & Chauvet, 2002; Pascoal *et al.*, 2005). As concentrações de nutrientes

na água tendem a aumentar com a utilização das áreas adjacentes para práticas agropecuárias (Townsend & Riley, 1999) e em função de despejos de efluentes orgânicos (Pascoal *et al.*, 2001). Este aumento de nutrientes (principalmente nitrogênio e fósforo) tende a estimular a atividade dos micro-organismos heterotróficos, já que estes podem obter os nutrientes tanto do substrato quanto da água à sua volta (Grattan & Suberkropp, 2001; Ferreira *et al.*, 2006; Ferreira & Chauvet, 2011). Isto ocorre por meio de uma série de mecanismos simultâneos: 1- há um aumento na biomassa e na atividade dos micro-organismos associados aos detritos, principalmente fungos e bactérias (Gulis & Suberkropp, 2003; Stelzer *et al.*, 2003); 2- esses micro-organismos passam a reter elevados níveis de nutrientes e outros compostos químicos associados aos seus metabolismos (Cross *et al.*, 2005); 3- os nutrientes podem estimular a produção de exoenzimas microbianas, que degradam os complexos carboidratos e aumentam a digestibilidade do detrito (Suberkropp, 1992).

O aumento da atividade microbiana pode promover a perda de carbono do sistema por meio da respiração e aumento da exportação de partículas de carbono, afetando assim a estrutura, a produtividade e a estabilidade das teias alimentares aquáticas (Kuijper *et al.*, 2005; Benstead *et al.*, 2009; Ferreira *et al.*, 2014). Diversos estudos mostram que uma maior atividade microbiana no detrito foliar, em especial dos hifomicetos aquáticos, proporciona uma melhor fonte de alimento para os invertebrados detritívoros, acelerando assim a taxa de decomposição do detrito foliar (Pascoal *et al.*, 2005; Suberkropp *et al.*, 2010). Todavia, a aceleração deste processo tende a diminuir rapidamente a massa detritica, o que pode limitar a produtividade da teia alimentar (Suberkropp *et al.*, 2010). Além disso, uma parte significativa da produção fúngica pode também ser desviada para reprodução, sendo então transportada, a jusante, na forma de esporos (Benstead *et al.*, 2009; Suberkropp *et al.*, 2010). Essas perdas

podem afetar negativamente os consumidores que dependem de recursos alimentares detriticos (Greenwood *et al.*, 2007).

O enriquecimento de nutrientes pode ainda levar à eutrofização e à depleção de oxigênio na água do córrego, principalmente em trechos mais profundos e lentos, afetando assim a biota aquática (Pascoal & Cássio, 2004; Medeiros *et al.*, 2009). No caso de poluição orgânica, a concentração de oxigênio na água pode diminuir significativamente, diminuindo a atividade dos micro-organismos decompositores e invertebrados, o que pode resultar em taxas mais lentas de decomposição (Pascoal *et al.*, 2001; Medeiros *et al.*, 2009). A depleção de oxigênio sobre a superfície das folhas, causada pela deposição de sedimentos finos e pela oxidação da matéria orgânica por outros micro-organismos, é prejudicial para os hifomicetos aquáticos (Pascoal *et al.*, 2005; Mesquita *et al.*, 2007). Uma maior contribuição relativa das bactérias na decomposição dos detritos tem sido observada em áreas degradadas e em condições de anoxia (Gulis & Suberkropp, 2003; Pascoal & Cássio, 2004; Quintão *et al.*, 2013).

Além disso, elevados níveis de nitrogênio inorgânico dissolvido na água podem provocar efeitos adversos na biota aquática, pois podem atingir níveis tóxicos, com efeitos deletérios para espécies mais sensíveis, resultando assim na redução da diversidade fúngica (Lecerf & Chauvet, 2008; Menéndez *et al.*, 2011). Estudos realizados em córregos altamente eutrofizados, alguns dos quais com altos níveis do íon amônio, mostraram um declínio nas taxas de decomposição foliar (Lecerf *et al.*, 2006; Sridhar *et al.*, 2009). A diminuição da diversidade de hifomicetos aquáticos bem como da produção de esporos pode ser devido à perda de espécies sensíveis às mudanças na química da água (Menéndez *et al.*, 2011). A degradação da qualidade da água, portanto, pode levar à redução da diversidade fúngica,

devido à perda de espécies sensíveis à poluição, um padrão comum para a biota aquática (Lecerf & Chauvet, 2008).

Sabe-se que a composição da vegetação ripária afeta a dinâmica e o processamento da matéria orgânica nos sistemas aquáticos (Tank *et al.*, 2010; Kominoski *et al.*, 2011). Porém, com o avanço da ocupação humana sobre os ecossistemas aquáticos em todo o mundo, estes têm sofrido diversas alterações, tais como: i) mudanças na composição da vegetação ripária (García *et al.*, 2012); ii) substituição de espécies nativas por exóticas (Boyero *et al.*, 2012); iii) aumento na disponibilidade de nutrientes dissolvidos na água, em função da utilização das áreas adjacentes para práticas agropecuárias (Galloway *et al.*, 2008) e iv) despejos de efluentes orgânicos (Pascoal *et al.*, 2001). Isto tem efeitos complexos sobre a decomposição do detrito foliar, sendo difícil interpretar seu impacto na biodiversidade, estabilidade e função dos ecossistemas aquáticos (Solé *et al.*, 2008; Smith & Schindler, 2009; Boyero *et al.*, 2012). Desta forma, este estudo pode ajudar a responder algumas questões ecológicas fundamentais, conforme sugerido por Sutherland *et al.* (2013): “Em que medida a invasão biológica e a perda de espécies nativas podem alterar as propriedades dos ecossistemas?” e “Como o funcionamento do ecossistema é modificado em cenários realistas de alteração da biodiversidade”?

Assim sendo, o objetivo geral desta tese de doutorado foi avaliar a influência da composição química de diferentes espécies vegetais da zona ripária do Cerrado, bem como da combinação de diferentes concentrações de nutrientes (N e P) e de oxigênio dissolvido na água, sobre a biomassa, a atividade reprodutiva e a composição da comunidade de hifomicetos aquáticos. Os experimentos foram desenvolvidos com os seguintes objetivos: analisar a perda de massa dos detritos foliares durante o período de lixiviação; investigar a dinâmica da composição química dos detritos foliares durante a lixiviação em condições de

microcosmo e de campo; testar a influência da qualidade química dos detritos foliares sobre a colonização fúngica; e examinar os efeitos do aumento simultâneo da concentração de nutrientes e do nível de oxigenação da água sobre a perda de massa do detrito foliar, a biomassa fúngica, a atividade reprodutiva e a composição da comunidade fúngica.

As seguintes hipóteses foram formuladas: (1) O processo de lixiviação deverá diferir entre as espécies vegetais ao longo do tempo de incubação na água em função da qualidade do detrito. A lixiviação será positivamente relacionada com a concentração de polifenóis e inversamente relacionada com os teores de compostos estruturais (**Capítulo 1**); (2) A composição química das folhas que entram no córrego influencia a composição da comunidade fúngica durante a colonização do detrito foliar, sendo que os detritos de melhor qualidade apresentarão maior diversidade de hifomicetos aquáticos (**Capítulo 2**); (3) A biomassa fúngica, a riqueza de espécies e a atividade reprodutiva de hifomicetos aquáticos, bem como a perda de massa do detrito foliar, serão estimuladas com o aumento da concentração de nutrientes e dos níveis de oxigenação da água, devido ao favorecimento da produção de esporos e do crescimento micelial (**Capítulo 3**).

Área de estudo

O Cerrado (savana brasileira) cobre aproximadamente 2 milhões Km² do Planalto Central do Brasil, e apresenta um mosaico de fitofisionomias que engloba formações florestais, savânicas e campestres (Ribeiro & Walter, 2008; Bustamante *et al.*, 2012). Além disso, engloba as nascentes de três grandes bacias hidrográficas da América do Sul: Araguaia/Tocantins, São Francisco e Paraná/Paraguai (Lima & Silva Junior, 2008). Todavia, este bioma está entre os mais ameaçados no Brasil, devido à intensa ocupação urbana e à

fragmentação da paisagem resultante do aumento das atividades agropecuárias nas últimas décadas (Carvalho *et al.*, 2009).

No Distrito Federal, a Área de Proteção Ambiental (APA) Gama-Cabeça de Veado (Fig. 1), foi criada pelo Decreto n°. 9.417 de 21 de abril de 1986, visando a proteção dos mananciais hídricos e das fitofisionomias do Cerrado que integram a bacia hidrográfica do rio Paranoá (Libano & Felfili, 2006). A APA inclui áreas urbanas, rurais e de preservação como a Fazenda Água Limpa (FAL), a Estação Ecológica do Jardim Botânico de Brasília (EEJBB) e a Reserva Ecológica do IBGE (RECOR). Esta APA é um dos últimos remanescentes contínuos de vegetação nativa no DF e forma um cinturão verde que margeia a porção leste-sudeste da cidade de Brasília (Silva Jr. *et al.*, 2001).

O presente estudo foi realizado no córrego Cabeça de Veado, localizado no Jardim Botânico de Brasília - JBB (15°50'– 15°55'S, 47°49'– 47°55'W), importante área de preservação no Distrito Federal e que se encontra a 1.056 metros de altitude (Fig. 1 e 2). O clima da região é do tipo tropical Aw com uma estação seca (abril a setembro) e uma estação chuvosa (outubro a março; Eiten, 1972). Em geral, os tipos de solos presentes nesta região apresentam baixa fertilidade, altos teores de alumínio, acidez elevada e reduzida taxa de matéria orgânica (EMBRAPA, 1999). A Estação Ecológica (EEJBB), com área de cerca de 4.500 ha, abriga extensões consideráveis de muitas das fisionomias do Cerrado (Fonseca e Silva-Júnior, 2004). Dentro da EEJBB encontra-se a nascente do córrego Cabeça de Veado, bem como seus cursos superior e médio. Este possui largura variável entre 5 e 50 m, com uma cobertura arbórea de 80 a 100% ao longo de toda sua extensão, cerca de 7 km (Plano de Manejo da EEJBB, 2010). Os experimentos foram desenvolvidos em um trecho de 2ª ordem deste córrego (Fig. 3).

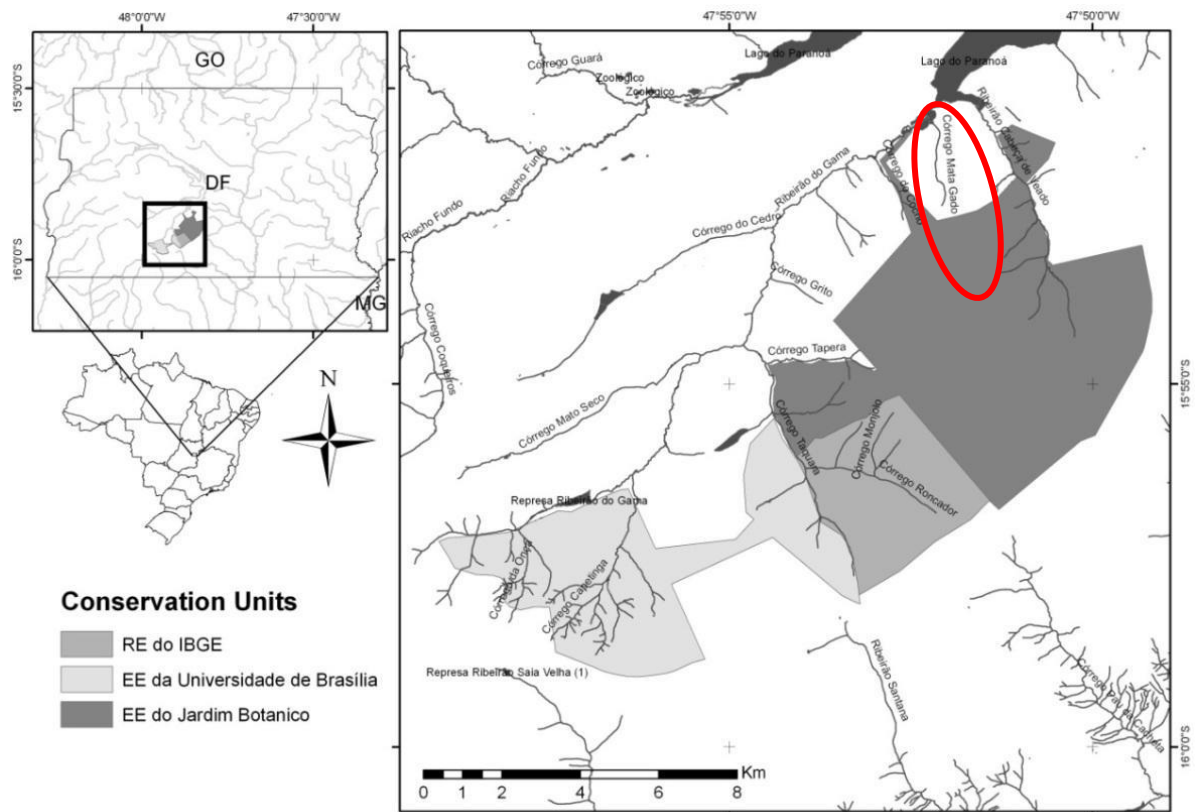


Figura 1. Mapa da Área de Proteção Ambiental Gama-Cabeça de veado. Destaque para o córrego de 2ª ordem – Cabeça de Veado – localizado no Jardim Botânico de Brasília, DF. Fonte: Araújo, 2012.



Figura 2. Localização aproximada do ponto de coleta no córrego Cabeça de Veado. Fonte: Google Maps.









Figura 3. Trecho de 2ª ordem do córrego Cabeça de Veado onde foram desenvolvidos os experimentos de campo.




Espécies vegetais utilizadas




Foram selecionadas espécies de ampla distribuição nas matas de galeria do bioma Cerrado (savana brasileira), sendo 14 nativas (*Aspidosperma discolor* A. DC.; *Calophyllum brasiliense* Cambess.; *Copaifera langsdorffii* Desf.; *Emmotum nitens* (Benth.) Miers; *Hyeronima alchorneoides* Freire Allemão; *Hymenaea courbaril* L. var. *stilbocarpa* (Hayne) Lee et Lang; *Inga laurina* (Sw.) Willd; *Maprounea guianensis* Aubl.; *Paullinia carpopodea* Cambess.; *Protium heptaphyllum* (Aubl.) March.; *Protium spruceanum* (Benth.) Engl.; *Richeria grandis* Vahl.; *Tapirira guianensis* Aubl.; *Vochysia pyramidalis* Mart.) e uma espécie exótica (*Eucalyptus camaldulensis* Dehn) (Tab.1). A opção por analisar os detritos de *E. camaldulensis* foi devido à ampla substituição da vegetação nativa por monoculturas de *Eucalyptus* sp. em várias regiões do planeta e por ocorrer também de forma generalizada no Brasil (Graça *et al.*, 2002; Gonçalves *et al.*, 2012b).




Tabela 1. Descrição das espécies da vegetação ripária da Área de Proteção Ambiental Gama-Cabeça de Veado, utilizadas neste estudo. Fonte: ¹Silva-Júnior & Pereira, 2009; ²Lima, 2011; ³Pinheiro, 1999; ⁴Carvalho, 2008; ⁵Possette & Rodrigues, 2010; ⁶Ferraz & Costa, 1985.

Nome científico	Nome popular	Família	Distribuição	Folhas	Imagens das folhas
<i>Aspidosperma discolor</i> ²	Peroba, Pau-Pereira, Carapanaúba, Quina-de-rego	Apocynaceae	Considerada uma espécie neo-tropical da América do Sul, encontra-se distribuída na Guiana Francesa e no Brasil.	Simplex; alternas; elípticas ou oblongo-ovais; ápice obtuso ou raramente subacuminado e base aguda; peninérvias com nervuras pouco visíveis; margem lisa, sub-revoluta; subcoriáceas; face inferior glauco-cinéria; face superior glabra.	
<i>Calophyllum brasiliense</i> ¹	Landi, Landim, Guanandi, Jacareúba, Cedro-do-brejo	Clusiaceae	Desde a América Central até SC, no Brasil. No Centro-Oeste ocorre nas matas de galeria inundáveis.	Simplex; opostas, cruzadas; elípticas a oblongas; ápices agudos a obtusos e bases agudas, cuneadas, obtusas a arredondadas; margens inteiras e onduladas; nervuras secundárias muito finas e paralelas; coriáceas; discolores, lustrosas na face superior; glabras.	
<i>Copaifera langsdorffii</i> ¹	Pau-d'óleo, Copaíba	Fabaceae - Caesalpinoideae	Ocorre em quase todos os estados brasileiros. No Centro-Oeste, nas matas de galeria, estacionais, cerradões e cerrado.	Compostas; elípticos a oblongos; ápices obtusos, agudos, retusos a arredondados, bases obtusas, agudas a assimétricas; margens inteiras, espessadas, mais claras que a lâmina, com glândulas diminutas na base; nervura central saliente em ambas as faces; folíolos coriáceos; discolores; geralmente glabros.	

Nome científico	Nome popular	Família	Distribuição	Folhas	Imagens das folhas
<i>Emmotum nitens</i> ¹	Fruta-de-anta, Aderno	Icacinaceae	De Roraima a São Paulo. No Centro-Oeste ocorre em matas de galeria, cerradões e no cerrado.	Simple; alternas, espiraladas ou dísticas; ovadas a elípticas; ápices agudos, obtusos ou acuminados; bases obtusas a arredondadas; margens inteiras e onduladas; nervuras impressas na face superior e salientes na face inferior; cartáceas a coriáceas; discolores; pilosas.	
<i>Eucalyptus camaldulensis</i> ³	“Red gum”, “River gum”, “River Red gum”, “Roter Eucalyptus” e “Eucalyptus rouge”. No Brasil, eucalipto.	Myrtaceae	Ocorre em quase toda Austrália. É uma das espécies mais plantadas em todo o mundo. No Brasil, a espécie pode ser cultivada desde o Rio Grande do Sul até a Região Nordeste e a Amazônia.	Estreitamente lanceoladas, quase lineares, frequentemente falcadas, acuminadas, um tanto aromáticas quando maceradas, concolores; nervuras pouco visíveis, oblíquas.	 Mark and J. ReimerM. Ritter, W
<i>Hyeronima alchorneoides</i> ⁴	Licurana, Lucurana. No Distrito Federal: carne-de-vaca.	Phyllanthaceae	É uma espécie polimórfica, que ocorre em Belize, na Bolívia, na Colômbia, na Costa Rica, na Guiana, em Honduras, no México, no Panamá e no Peru. Ocorre em quase todos os estados brasileiros.	Simple, alternas, inteiras, ápice agudo ou obtuso e base cordiforme ou arredondada, oblongas até ovado-elípticas, discolores; penínérveas, nervuras salientes na face inferior e ferrugíneas; subcoriáceas ou membranáceas. Passam a apresentar coloração avermelhada à medida que envelhecem.	 Gerson L. Lopes

Nome científico	Nome popular	Família	Distribuição	Folhas	Imagens das folhas
<i>Hymenaea courbaril</i> ¹	Jatobá-da-mata, Jataí, Jutai	Fabaceae - Caesalpinoidea e	Desde o sul do México até o Brasil no norte do Paraná. No Centro-Oeste ocorre em matas de galeria, estacionais e cerradão.	Compostas; bifolioladas; alternas, dísticas ou espiraladas; folíolos ovados a elípticos, assimétricos; ápices agudos a acuminados e bases assimétricas; margens inteiras; nervuras salientes na face inferior; folíolos cartáceos; discolores; glabros.	
<i>Inga laurina</i>	Inga-branco	Leguminosae	Amplamente distribuída, do noroeste do México, com representantes em quase toda a América Central, América do Sul, até o Paraguai e Norte da Argentina. No Brasil, ocorre na costa atlântica, do Ceará até São Paulo e na região oeste do estado do Paraná.	Folhas pecioladas, com pecíolos vestigialmente alados, glabros; raques foliares aladas, glabras, cuneadas; folíolos, 1-2 pares, elípticos ou obovados, ápices obtusos ou retusos, glabras, coriáceas.	
<i>Maprounea guianensis</i> ¹	Cascudinho, Pau-pobre, Milho-torrado	Euphorbiaceae	Desde a Venezuela e, no Brasil, até o Paraná. No Centro-Oeste ocorre em matas estacionais e cerradões.	Simplex; alternas, dísticas; ovadas a elípticas; ápices agudos, bases arredondadas a obtusas; margens inteiras; na face inferior a nervura central é saliente e as demais são marcadas pela coloração distinta; cartáceas a coriáceas; discolores; pilosas ou glabras.	

Nome científico	Nome popular	Família	Distribuição	Folhas	Imagens das folhas
<i>Paullinia carpopodea</i> ⁶	Cipó-timbó	Sapindaceae	Brasil: em geral nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Santa Catarina.	Folhas alternas; pecioladas; estipuladas; composto-pinadas; 7- 11 folíolos; folíolos elípticos, membranáceos, de base cuneada, ápice nucronado e margem íntegra; sésseis, com exceção dos folíolos basais; nervação camptódromo-broquidódroma; pilosas; domácias nas axilas das nervuras.	
<i>Protium heptaphyllum</i> ¹	Breu, Almécega, Amescla, Almesca, Pau-de-incenso	Burseraceae	Amplamente distribuída na América do Sul. No Brasil Central ocorre nas matas de galeria.	Compostas; imparipinadas; alternas, espiraladas; raque glabra; com 5-9 folíolos opostos, assimétricos, oblongos a elípticos; ápices agudos e bases assimétricas; margens inteiras; nervuras glabras, salientes na face inferior; cartáceos; discolores, brilhantes na face superior; glabros.	
<i>Protium spruceanum</i> ¹	Breu-manga, Pau-de-incenso, Amescla, Almécega	Burseraceae	Desde a Bahia até São Paulo. No Brasil Central ocorre em matas de galeria inundáveis.	Compostas; imparipinadas; alternas, espiraladas; raque pilosa; com 3-7 folíolos opostos, assimétricos, oblongos a elípticos; ápices e bases agudos, bases assimétricas; margens inteiras; nervuras pilosas, salientes na face inferior; cartáceos; pilosos na face inferior.	

Nome científico	Nome popular	Família	Distribuição	Folhas	Imagens das folhas
<i>Richeria grandis</i> ¹	Bulandi-jaca, Santa-Rita, Pau-de-Santa-Rita	Phyllanthaceae	Desde as Antilhas, em todos os estados brasileiros até Santa Catarina, frequente em terrenos úmidos. No DF foi amostrada em matas de galeria.	Simplex; alternas, espiraladas; ovadas, obovadas ou elípticas; ápices agudos a obtusos e bases agudas a cuneadas; margens inteiras a levemente crenuladas, revolutas; nervuras secundárias salientes na face inferior; coriáceas a cartáceas; discolores; levemente pilosas na face inferior.	
<i>Tapirira guianensis</i> ¹	Pombeiro, Pau-pombo, Pau-de-pomba	Anacardiaceae	Desde a América Central, por quase todo o território nacional até Santa Catarina. No Brasil Central ocorre em matas de galeria, matas estacionais e nos cerradões.	Compostas; imparipinadas; alternas, espiraladas; folíolos opostos; elípticos a ovados; ápices agudos a acuminados e bases agudas a cuneadas; margens inteiras; nervuras salientes na face inferior; coriáceas; discolores; com perfurações na proximidade das nervuras; glabros.	
<i>Vochysia pyramidalis</i> ¹	Gomeira-de-macaco, Gomeira	Vochysiaceae	Nos estados BA, CE, GO, MA, MG E MT ao longo das margens dos cursos d'água. No DF foi amostrada em matas de galeria.	Simplex; opostas; naviculares; ovadas, estreito-elípticas a lanceoladas; ápices agudos a atenuados e bases obtusas, arredondadas ou cordadas; margens inteiras; nervuras primária e secundárias salientes na face inferior; coriáceas; discolores; pilosas e ferrugíneas na face inferior.	

Bibliografia

- ABELHO, M. 2001. From litterfall to breakdown in stream: A review. **The Scientific World Journal** **1** (11): 658-680.
- ABELHO, M. 2009. ATP and ergosterol as indicators of fungal biomass during leaf decomposition in streams: a comparative study. **International Review of Hydrobiology** **94** (1): 3-15.
- ARDÓN, M. & PRINGLE, C.M. 2008. Do secondary compounds inhibit microbial- and insect-mediated leaf breakdown in a tropical rainforest stream, Costa Rica? **Oecologia** **155**: 311-323.
- ARDÓN, M., PRINGLE, C.M. & EGGERT, S.L. 2009. Does leaf chemistry differentially affect breakdown in tropical vs temperate streams? Importance of standardized analytical techniques to measure leaf chemistry. **Journal of the North American Benthological Society** **28**: 440-453.
- BÄRLOCHER, F. & MARVANOVÁ, F. 2010. Aquatic hyphomycetes (Deuteromycotina) of the Atlantic Maritime Ecozone. *In*: **Assessment of Species Diversity in the Atlantic Maritime Ecozone**. MCALPINE, D.F. & SMITH, I.M. NRC Research Press, Ottawa, Canada. Pages 1-37.
- BASCHIEN, C., RODE, G., BÖCKELMANN, U., GÖTZ, P. & SZEWZYK, U. 2009. Interactions between hyphosphere-associated bacteria and the fungus *Cladosporium herbarum* on aquatic leaf litter. **Microbial Ecology** **58**: 642-50.
- BENSTEAD, J.P., ROSEMOND, A.D., CROSS, W.F., WALLACE J.B., EGGERT, S.L., SUBERKROPP, K, GULIS, V., GREENWOOD, J.L. & TANT, C.J. 2009. Nutrient enrichment alters storage and fluxes of detritus in a headwater stream ecosystem. **Ecology** **90**: 2556–2566.
- BEZERRA, F.A. 2012. **Varição temporal da decomposição de detritos foliares em córregos de cabeceira no cerrado**. Brasília, Universidade de Brasília - UnB. [Master's Thesis].
- BIERAS, A.C. & SAJO, M.G. 2009. Leaf structure of the cerrado (Brazilian savanna) woody plants. **Trees** **23**: 451-471.
- BOYERO, L., BARMUTA, L.A., RATNARAJAH, L., SCHMIDT, K., PEARSON, R.G., 2012. Effects of exotic riparian vegetation on leaf breakdown by shredders: a tropical-temperate comparison. **Freshwater Science** **31**: 296–303.
- BUSTAMANTE, M.M.C., NARDOTO, G.B., PINTO, A.S., RESENDE, J.C.F., TAKAHASHI, F.S.C., & VIEIRA, L.C.G. (2012). Potential impacts of climate change on biogeochemical functioning of Cerrado ecosystems. **Brazilian Journal of Biology** **72**: 655-671.

- CARVALHO, E.M. & UIEDA, V.S. 2009. Seasonal leaf mass loss estimated by litter bag technique in two contrasting stretches of a tropical headstream. **Acta Limnologica Brasiliensia** **21**: 209-215.
- CARVALHO, P.E.R. 2008. **Espécies arbóreas brasileiras**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Colombo: Embrapa Florestas, 2008. v. 3.
- CARVALHO, F.M.V., MARCO JÚNIOR, P. & FERREIRA, L.G. 2009. The Cerrado into-pieces: habitat fragmentation as a function of landscape use in the savannas of central Brazil. **Biological Conservation** **142**: 1392-1403.
- COLEY, P.D. & BARONE, J.A. 1996. Herbivory and plant defenses in tropical forests. **Annual Review of Ecology and Systematics** **27**: 305-335.
- CROSS, W.F., JOHNSON, B.R., WALLACE, J.B. & ROSEMOND, A.D. 2005. Contrasting response of stream detritivores to long-term nutrient enrichment. **Limnology and Oceanography** **50**: 1730-1739.
- DUARTE, S., PASCOAL, C. & CÁSSIO, F. 2008. High diversity of fungi may mitigate the impact of pollution on plant litter decomposition in streams. **Microbial Ecology** **56**: 688-695.
- EITEN, G. 1972. The cerrado vegetation of Brazil. **Botanical Review** **38**: 205-341.
- ELOSEGI, A. & POZO, J. 2005. Litter Input. In: M.A.S. Graça, F. Bärlocher & M.O. Gessner (eds.). **Methods to study litter decomposition. A practical guide**. Springer, Dordrecht, The Netherlands, 3-11.
- ENCALADA, A.C., CALLES, J., FERREIRA, V., CANHOTO, C.M. & GRAÇA, M.A.S. 2010. Riparian land use and the relationship between the benthos and litter decomposition in tropical montane streams. **Freshwater Biology** **55**: 1719-1733.
- ESTEVES, F.A. & GONÇALVES, J.F.Jr. 2011. Etapas do metabolismo aquático. In: ESTEVES F.A. (Ed.). **Fundamentos de Limnologia**. 3ª edição. Interciência, Rio de Janeiro, 119-124.
- EMBRAPA. 1999. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. EMBRAPA, Rio de Janeiro. 412 p.
- FERRAZ, C.L.A. & COSTA, C.G. 1985. *Paullinia carpopodea* Camb. (Sapindaceae). Anatomia foliar. **Rodriguésia** **37**: 79-90.
- FERREIRA, V. VGULIS, V. & GRAÇA, M.A.S. 2006. Whole-stream nitrate addition affects litter decomposition and associated fungi but not invertebrates. **Oecologia** **149**: 718-729.
- FERREIRA, V. & CHAUVET, E. 2011. Synergistic effects of water temperature and dissolved nutrients on litter decomposition and associated fungi. **Global Change Biology** **17**: 551-564.

- FERREIRA, V., ENCALADA, A.C. & GRAÇA, M.A.S. 2012. Effects of litter diversity on decomposition and biological colonization of submerged litter in temperate and tropical streams. **Freshwater Science** **31**: 945-962.
- FERREIRA, V., LÍRIO, A.V., ROSA, J. & CANHOTO, C. 2013. Annual organic matter dynamics in a small temperate mountain stream. **Ann. Limnol. - Int. J. Lim.** **49**: 13-19.
- FERREIRA, V., CASTAGNEYROL, B., KORICHEVA, J., GULIS, V., CHAUVET, E. & GRAÇA, M.A.S. 2014. A meta-analysis of the effects of nutrient enrichment on litter decomposition in streams. **Biological Reviews** doi: 10.1111/brv.12125
- FONSECA, M.S. & SILVA-JÚNIOR, M.C. 2004. Fitossociologia e similaridade florística entre trechos de Cerrado sentido restrito em interflúvio e em vale no Jardim Botânico de Brasília, DF. **Acta Botanica Brasilica** **18**: 19-29.
- GALLOWAY, J.N., TOWNSEND, A.R., ERISMAN, J.W., BEKUNDA, M., CAI, Z., FRENEY, J.R., MARTINELLI, L.A., SEITZINGER, S.P. & SUTTON, M.A. 2008. Transformation of the nitrogen cycle: recent trends, questions, and potential solutions. **Science** **320**: 889-892.
- GARCÍA, L., RICHARDSON, J.S. & PARDO, I. 2012. Leaf quality influences invertebrate colonization and drift in a temperate rainforest stream. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences** **69**: 1663-1673.
- GESSNER, M.O., CHAUVET, E. & DOBSON, M. 1999. A perspective on leaf litter breakdown in streams. **Oikos** **85**: 377-384.
- GESSNER, M.O. & CHAUVET, E. 2002. A case for using litter breakdown to assess functional stream integrity. **Ecological Applications** **12**: 498-510.
- GIMENES, K.Z., CUNHA-SANTINO, M.B. & BIANCHINI Jr, I. 2010. Decomposição de matéria orgânica alóctone e autóctone em ecossistemas aquáticos. **Oecologia Australis** **14**: 1036-1073.
- GOLLEY, F.B. 1983. Decomposition. In: GOLLEY, F.B. (ed.) **Ecosystems of the world – tropical rain forest ecosystems: structure and function**. Elsevier, New York. 157-166.
- GONÇALVES, J.F.JR., FRANÇA, J.S., MEDEIROS, A.O., ROSA, C.A. & CALLISTO, M., 2006. Leaf Breakdown in a Tropical Stream. **International Review of Hydrobiology** **91**: 164-177.
- GONÇALVES, J.F.Jr., REZENDE, R.S., FRANÇA, J. & CALLISTO, M. 2012a. Invertebrate colonisation during leaf processing of native, exotic and artificial detritus in a tropical stream. **Marine and Freshwater Research** **63**: 428-439.
- GONÇALVES, J.F.Jr., REZENDE, R.S., MARTINS, N.M., GREGÓRIO, R.S., 2012b. Leaf breakdown in an Atlantic Rain Forest stream. **Austral Ecology** **37**: 807-815.

GONÇALVES, J.F.Jr.; MARTINS, R.T.; OTTONI, B.M.P.; COUCEIRO, S.R.M. 2014. Uma visão sobre a decomposição foliar em sistemas aquáticos brasileiros. In: HAMADA, N., NESSIMIAN, J.L. & QUERINO, R.B. (Org.). **Insetos Aquáticos na Amazônia Brasileira: taxonomia, biologia e ecologia**. Editora do INPA, Manaus, 89-116.

GRAÇA, M.A.S. 2001. The role of invertebrates on leaf litter decomposition in stream - a review. **International Review of Hydrobiology** **86**: 383-393.

GRAÇA, M.A.S., POZO, J., CANHOTO, C. & ELOSEGI, A. 2002. Effect of *Eucalyptus* plantations on detritus, decomposers, and detritivores in streams. **The Scientific World Journal** **2**: 1173-1185.

GRAÇA, M.A.S. & CRESSA, C. 2010. Leaf quality of some tropical and temperate tree species as food resource for stream shredders. **International Review of Hydrobiology** **95**: 27-41.

GRATTAN, R.M., & SUBERKROPP, K. 2001. Effects of nutrient enrichment on yellow poplar leaf decomposition and fungal activity in streams. **Journal of the North American Benthological Society** **20**: 33- 43.

GREENWOOD, J.L., ROSEMOND, A.D., WALLACE, J.B., CROSS, W.F. & WEYERS, H.S. 2007. Nutrients stimulate leaf breakdown rates and detritivores biomass: bottom-up effects via heterotrophic pathways. **Oecologia** **151**: 637-649.

GULIS, V. & SUBERKROPP, K. 2003. Effect of inorganic nutrients on relative contribution of fungi and bacteria to carbon flow from submerged decomposing leaf litter. **Microbial Ecology** **45**: 11-19.

GÜSEWELL, S. & GESSNER, M.O. 2009. N:P ratios influence litter decomposition and colonization by fungi and bacteria in microcosms. **Functional Ecology** **23**: 211-219.

HAGEN, E.M., WEBSTER, J.R. & BENFIELD, E.F. 2006. Are leaf breakdown rates a useful measure of stream integrity along an agricultural landuse gradient? **Journal of the North American Benthological Society** **25**: 330-343.

HÄTTENSCHWILER, S., COQ, S., BARANTAL, S. & HANDA, I.T. 2011. Leaf traits and decomposition in tropical rainforests: revisiting some commonly held views and towards a new hypothesis. **New Phytologist** **189**: 950-965.

HIEBER, M. & GESSNER, M.O. 2002. Contribution of stream detritivores, fungi, and bacteria to leaf breakdown based on biomass estimates. **Ecology** **83**: 1026-1038.

HLADYZ, S., GESSNER, M.O., GILLER, P.S., POZO, J & WOODWARD, G. 2009. Resource quality and stoichiometric constraints on stream ecosystem functioning. **Freshwater Biology** **54**: 957-970.

KEMP, M.J. & DODDS, W.K. 2001. Spatial and temporal patterns of nitrogen concentrations in pristine and agriculturally-influenced prairie streams. **Biogeochemistry** **53**: 125-141.

KEARNS, S.G. & BÄRLOCHER, F. 2008. Leaf surface roughness influences colonization success of aquatic hyphomycete conidia. **Fungal Ecology** **1**: 13-18.

KOMINOSKI, J.S., MARCZAK, L.B. & RICHARDSON, J.S. 2011. Riparian forest composition affects stream litter decomposition despite similar microbial and invertebrate communities. **Ecology** **92**: 151-159.

KRAUSS, G.-J., SOLÉ, M., KRAUSS, G., SCHLOSSER, D., WESENBERG, D. & BÄRLOCHER, F. 2011. Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. **FEMS Microbiology Reviews** **35**: 620-651.

KUIJPER, L.J., BERG, M.P., MORRIEN, E., KOOI, B.W. & VERHOEF, H. A. 2005. Global change effects on a mechanistic decomposer food web model. **Global Change Biology** **11**: 249-265.

LECERF, A., USSEGLIO-POLATERA, P., CHARCOSSET, J.Y., BRACHT B. & CHAUVET, E. 2006. Assessment of functional integrity of eutrophic streams using litter breakdown and benthic macroinvertebrates. **Archiv für Hydrobiologie** **165**: 105-126.

LECERF, A. & CHAUVET, E. 2008. Diversity and functions of leaf-decaying fungi in human-altered streams. **Freshwater Biology** **53**: 1658-1672.

LEROY, C.J. & MARKS, J.C. 2006. Litter quality, stream characteristics and litter diversity influence decomposition rates and macroinvertebrates. **Freshwater Biology** **51**: 605-617.

LI, A.O.Y., NG, L.C.Y. & DUDGEON, D. 2009. Effects of leaf toughness and nitrogen content on litter breakdown and macroinvertebrates in a tropical stream. **Aquatic Sciences** **71**: 80-93.

LIBANO, A.M & FELFILI, J.M. 2006. Mudanças temporais na composição florística e na diversidade de um cerrado sensu stricto do Brasil Central em um período de 18 anos (1985-2003). **Acta Botanica Brasílica** **20**: 927-936.

LIGEIRO, R., MORETTI, M.S., GONÇALVES Jr., J.F., CALLISTO, M. 2010. What is more important for invertebrate colonization in a stream with low-quality litter inputs: exposure time or leaf species? **Hydrobiologia** **654**: 125-136.

LIMA, J.E.F.W. & SILVA, E.M. 2008. Recursos hídricos do Bioma Cerrado: importância e situação. In: **Cerrado: ecologia e flora**. Sano, S.M., Almeida, S.P. & Ribeiro, J.F. Embrapa Cerrados, Brasília, 91-106 pp.

LIMA, T.V. 2011. **Distribuição espacial e aspectos ecofisiológicos de *Aspidosperma discolor* A. DC. Em dois fragmentos de floresta ombrófila densa em Pernambuco**. Recife, Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRP. [Tese de doutorado]

MEDEIROS, A.O., PASCOAL, C. & GRAÇA, M.A.S. 2009. Diversity and activity of aquatic fungi under low oxygen conditions. **Freshwater Biology** **54**: 142-149.

MENÉNDEZ, M., DESCALS, E., RIERA, T. & MOYA, O. 2011. Leaf litter breakdown in Mediterranean streams: effect of dissolved inorganic nutrients. **Hydrobiologia** **669**:143-155.

MESQUITA, A., PASCOAL, C. & CÁSSIO, F. 2007. Assessing effects of eutrophication in streams based on breakdown of eucalypt leaves. **Fundamentals and Applied Limnology/Archiv für Hydrobiologie** **168**: 221–230.

MORETTI, M.S., GONÇALVES Jr, J.F., LIGEIRO, R. & CALLISTO, M. 2007. Invertebrates colonization on native trees leaves in a neotropical stream (Brazil). **International Review of Hydrobiology** **92**: 199–210.

OLIVEIRA, A.F.M., MEIRELLES, S.T., & SALATINO, A. 2003. Epicuticular waxes from caatinga and cerrado species and their efficiency against water loss. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** **75**: 431-439.

PARK, S. & CHO, K.H. 2003. Nutrient leaching from leaf litter of emergent macrophyte (*Zizania latifolia*) and the effects of water temperature on the leaching process. **Korean Journal of Biological Science** **7**: 289-294.

PASCOAL, C., CASSIO, F. & GOMES, P. 2001. Leaf breakdown rates: a measure of water quality? **International Review of Hydrobiology** **86**: 407-416.

PASCOAL, C. & CÁSSIO, F. 2004. Contribution of fungi and bacteria to leaf litter decomposition in a polluted river. **Applied and Environmental Microbiology** **70**: 5266-5273.

PASCOAL, C., CÁSSIO, F., MARCOTEGUI, A. SANZ, B. & GOMES, P. 2005. Role of fungi, bacteria, and invertebrates in leaf litter breakdown in a polluted river. **Journal the North American Benthological Society** **24**: 784-797.

PETTIT, N.E., DAVIES, T., FELLMAN, J.B., GRIERSON, P.F., WARFE, D.M. & DAVIES, P.M. 2012. Leaf litter chemistry, decomposition and assimilation by macroinvertebrates in two tropical streams. **Hydrobiologia** **680**: 63-77.

PINHEIRO, A.L. 1999. **Reflexos da fertilização mineral de boro na estrutura anatômica, no crescimento e na seca-de-ponteiro de *Eucalyptus citriodora* hook. e *Eucalyptus camaldulensis* dehn. no cerrado de Minas Gerais, Brasil.** Curitiba, Universidade Federal do Paraná – UFPR. [Tese de doutorado]

Plano de Manejo da Estação Ecológica do Jardim Botânico de Brasília, 2010. Disponível em: <http://www.jardimbotanico.df.gov.br/sobre/manejo/8-sob>

POSSETTE, R.F.S. & RODRIGUES, W.A. 2010. O gênero *Inga* Mill. (Leguminosae – Mimosoideae) no estado do Paraná, Brasil. **Acta Botanica Brasilica** **24**: 354-368.

QUINTÃO, J.M.B., REZENDE, R.S. & GONÇALVES JR., J.F. 2013. Microbial effects in leaf breakdown in tropical reservoirs of different trophic status. **Freshwater Science** **32**: 933-950.

- RIBEIRO, J.F. & WALTER, B.M.T. 2008. As principais fitofisionomias do bioma Cerrado. In: Sano, S.M., Almeida, S.P. & Ribeiro, J.F. (Org.). **Cerrado: ecologia e flora**. Brasília: Embrapa Cerrados/Embrapa Informação Tecnológica. 151-212 pp.
- SALES, M.A., GONÇALVES, J.F.Jr., DAHORA, J.S. & MEDEIROS, A.O. 2014. Influence of leaf quality in microbial decomposition in a headwater stream in the Brazilian Cerrado: a 1-Year Study. **Microbial Ecology** DOI 10.1007/s00248-014-0467-5.
- SANPERA-CALBET, I., LECERF, A. & CHAUVET, E. 2009. Leaf diversity influences in-stream litter decomposition through effects on shredders. **Freshwater Biology** **54**: 1671-1682.
- SCHLIEF, J. & MUTZ, M. 2007. Response of aquatic leaf associated microbial communities to elevated leachate DOC: a microcosm study. **International Review of Hydrobiology** **92**: 146-155.
- SILVA-JÚNIOR, M.C., FELFILI, J.M., WALTER, B.M.T., NOGUEIRA, P.E., REZENDE, A.V., MORAIS, R.O. & NÓBREGA, M.G.G. 2001. Análise da flora arbórea de Matas de Galeria no Distrito Federal: 21 levantamentos. In: RIBEIRO, J.F., FONSECA, C.E.L. & SOUZA-SILVA, J.C. (Eds). **Cerrado: caracterização e recuperação das Matas de Galeria**. Planaltina: Embrapa Cerrados. 1ª Ed. 899p.
- SILVA-JUNIOR, E.F. & MOULTON, T.P. 2011. Ecosystem functioning and community structure as indicators for assessing environmental impacts: leaf processing and macroinvertebrates in Atlantic Forest Streams. **International Review of Hydrobiology** **96**: 656-666.
- SRIDHAR, K.R., DUARTE, S., CÁSSIO, F. & PASCOAL, C. 2009. The role of early fungal colonizers in leaf-litter decomposition in Portuguese streams impacted by agricultural runoff. **International Review of Hydrobiology** **94**: 399-409.
- STELZER, R.S., HEFFERNAN J. & LIKENS, G.E. 2003. The influence of dissolved nutrients and particulate organic matter quality on microbial respiration and biomass in a forest stream. **Freshwater Biology** **48**: 1925-1937.
- SMITH, V.H. & SCHINDLER, D.W. 2009. Eutrophication science: where do we go from here? **Trends in Ecology & Evolution** **24**: 201-207.
- SOLE', M., FETZER, I., WENNRICH, R., SRIDHAR, K.R., HARMS, H. & KRAUSS, G. 2008. Aquatic hyphomycete communities as potential bioindicators for assessing anthropogenic stress. **Science of the Total Environment** **289**: 557-565.
- SUBERKROPP, K. 1992. Interactions with invertebrates. In Bärlocher, F. (ed). **The ecology of aquatic Hyphomycetes**. Springer-Verlag, New York, New York, USA, 113-134.
- SUBERKROPP, K., GULIS, V., ROSEMOND, A.D. & BENSTEAD, J.P. 2010. Ecosystem and physiological scales of microbial responses to nutrients in a detritus-based stream: Results of a 5-year continuous enrichment. **Limnol. Oceanogr.** **55**: 149-160.

SUTHERLAND, W.J., FRECKLETON, R.P., GODFRAY, H.C.J., BEISSINGER, S.R., BENTON, T., CAMERON, D.D., CARMEL, Y., COOMES, D.A., COULSON, T., EMMERSON, M.C., HAILS, R.S., HAYS, G.C., HODGSON, D.J., HUTCHINGS, M.J., JOHNSON, D., JONES, J.P.G., KEELING, M.J., KOKKO, H., KUNIN, W.E., LAMBIN, X., LEWIS, O.T., MALHI, Y., MIESZKOWSKA, N., MILNER-GULLAND, E.J., NORRIS, K., PHILLIMORE, A.B., PURVES, D.W., REID, J.M., REUMAN, D.C., THOMPSON, K., TRAVIS, J.M.J., TURNBULL, L.A., WARDLE, D.A., WIEGAND, T. 2013. Identification of 100 fundamental ecological questions. **Journal of Ecology** **101**: 58-67.

TANK, J.L., ROSI-MARSHALL, E.J., GRIFFITHS, N.A., ENTREKIN, S.A. & STEPHEN, M.L. 2010. A review of allochthonous organic matter dynamics and metabolism in streams. **Journal of the North American Benthological Society** **29**: 118-146.

TOWNSEND, C.R., & RILEY, R.H. 1999. Assessment of river health: accounting for perturbation pathways in physical and ecological space. **Freshwater Biology** **41**: 393-405.

VANNOTE, R.L., MINSHALL, G.W., CUMMINS, K.W., SEDELL, J.R. & CUSHING, C.E. 1980. The river continuum concept. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences** **37**: 130-137.

WALLACE, J.B., EGGERT, S.L., MEYER, J.L. & WEBSTER, J.R. 1999. Effects of resource limitation on a detrital-based ecosystem. **Ecological Monographs** **69**: 409-442.

WANTZEN, K. M., C. M. YULE, J. M. MATHOOKO & C. M. PRINGLE, 2008. Organic matter processing in tropical streams. In: DUDGEON, D. (ed.). **Tropical Stream Ecology**. Elsevier, London, 44–64.

WETZEL, R.G. 2001. **Limnology: lake and river ecosystems**. Third edition. Academic Press, San Diego, California, USA.

CAPÍTULO I

*Avaliação da lixiviação in situ e ex situ em riacho
tropical*

Avaliação da lixiviação in situ e ex situ em riacho tropical

Patrícia Pereira Gomes¹, Luiz Ubiratan Hepp² & José Francisco Gonçalves Júnior¹

¹ Departamento de Ecologia, Universidade de Brasília - UnB, Campus Universitário Darcy Ribeiro, Asa Norte, CEP 70910-900, Brasília, DF, Brasil; ² Departamento de Ciências Biológicas, Universidade Regional Integrada do Alto Uruguai e das Missões - URI, Campus de Erechim, Av. Sete de Setembro, 1621, CEP 99700-000, Erechim, RS, Brasil.

Resumo

A lixiviação promove tanto a perda de massa quanto mudanças na composição química original dos detritos vegetais. Todavia, na maioria dos estudos de decomposição, a lixiviação é negligenciada, principalmente em sistemas tropicais. Os objetivos deste estudo foram (1) analisar a perda de massa dos detritos foliares de diferentes espécies arbóreas da zona ripária do Cerrado durante o período de lixiviação e (2) investigar a dinâmica da composição química dos detritos foliares das espécies estudadas durante a lixiviação em condições de microcosmo e de campo. Foram preparados *litter bags* de cada espécie (21 para os microcosmos e 9 para o campo), contendo $2,00 \pm 0,01$ g de detritos. Conjuntos de sete *litter bags* de cada espécie foram incubados em três microcosmos e de três *litter bags* foram incubados em um córrego. Após 1, 2, 3, 5, 7, 10 e 15 dias retirou-se um *litter bag* de cada microcosmo e após 3, 7, e 15 dias 3 *litter bags* de cada espécie foram retirados do córrego. A massa inicial seca livre de cinzas e a composição química dos detritos e da água foram analisadas para cada tempo amostral em cada um dos experimentos. Observou-se que as perdas de massa e a composição química dos detritos foliares durante a lixiviação foram fortemente relacionadas com as características intrínsecas de cada espécie foliar, tanto no campo quanto em microcosmos. Espécies com maior qualidade química, ou seja, maiores teores de nutrientes e menores teores de compostos secundários, lixiviaram rapidamente. Além disso, observou-se que a imersão das folhas nos microcosmos alterou as características físicas e químicas da água devido ao aumento na concentração de compostos lixiviados. Assim sendo, pode-se inferir que a alteração na vazão dos córregos, associada à substituição das espécies vegetais nativas na zona ripária, pode afetar a qualidade da água, colocando em risco o funcionamento destes ecossistemas.

Palavras-chave: Decomposição foliar, Córrego tropical, Fluxo do córrego, Substituição da vegetação ripária, espécies exóticas.

Introdução

Os córregos de pequena ordem apresentam uma densa cobertura vegetal, o que limita a entrada de luz no corpo d'água e dificulta o crescimento de organismos fotossintetizantes responsáveis pela produção primária autóctone (Vannote *et al.*, 1980). Neste sentido, o aporte de material alóctone proveniente da vegetação ripária é fonte essencial de energia nestes ecossistemas (Webster & Benfield, 1986; Esteves & Gonçalves, 2011). Assim, a decomposição da matéria orgânica alóctone é um processo chave para o funcionamento dos sistemas lóticos por influenciar a ciclagem de nutrientes e o fluxo de energia (Abelho, 2009; Gimenes *et al.*, 2010).

O processo de lixiviação dos tecidos vegetais é caracterizado pela remoção abiótica de compostos hidrossolúveis e de compostos secundários fenólicos (Park & Cho, 2003; Davis III & Childers, 2007). Este processo é influenciado por fatores intrínsecos à planta, tais como: o tamanho, a estrutura morfológica, o período de queda e a composição química inicial das folhas (Tukey, 1970). Fatores extrínsecos como temperatura, turbulência e condições de oxidação-redução da água, arquitetura do dossel e morfologia do canal fluvial também são determinantes nesta etapa (Gessner *et al.*, 1999; Park & Cho, 2003). A lixiviação dos detritos foliares tem início nas primeiras horas após a imersão das folhas no ecossistema aquático (Pettit *et al.*, 2012), podendo variar de 24-48 horas (Bärlocher, 2005; Canhoto & Laranjeira, 2007) até algumas semanas (Davis III *et al.*, 2006) e resulta em uma perda de até 30% de sua massa original, dependendo da espécie vegetal (Bärlocher, 2005).

A qualidade, quantidade e dinâmica temporal dos detritos que entram nos córregos são determinadas pela fenologia da vegetação ripária, bem como pela temperatura do ar, umidade relativa e precipitação da região (Sanpera-Calbet *et al.*, 2009; Sales *et al.*, 2014). A qualidade destes detritos é influenciada ainda por diferentes estratégias de defesa das plantas contra os

herbívoros e parasitas (Graça & Cressa, 2010), através da combinação de vários compostos químicos (Coley & Barone, 1996; Wantzen *et al.*, 2008). A variação interespecífica na composição química das folhas inclui variações na concentração de nutrientes essenciais (p. ex., nitrogênio e fósforo), no teor de compostos estruturais refratários (p. ex., lignina e celulose) e na concentração de compostos secundários (p. ex., taninos e polifenóis) (Webster & Benfield, 1986; Hättenschwiler *et al.*, 2011). A qualidade dos detritos foliares influenciará a colonização microbiana e a posterior fragmentação por invertebrados detritívoros garantindo a continuidade do processo de decomposição e ciclagem de nutrientes no ambiente aquático (Ardón & Pringle, 2008; Sales *et al.*, 2014).

As concentrações de lignina e celulose têm sido apontadas como os principais reguladores da decomposição foliar em córregos tropicais (Li *et al.*, 2009; Gonçalves *et al.*, 2012a). No entanto, esta observação não é restrita a estes ecossistemas, já que compostos estruturais também inibem a decomposição em sistemas temperados (Ardón *et al.*, 2009). Por outro lado, estes compostos não afetaram a perda de massa das folhas em córregos tropicais australianos, cujo fator controlador foram as concentrações iniciais de N e P (Pettit *et al.*, 2012). Outros estudos realizados em ambientes tropicais apontaram que altas concentrações de compostos secundários retardaram a decomposição do detrito foliar (Wantzen *et al.*, 2002; Hepp *et al.*, 2009). Todavia, em geral os compostos secundários são rapidamente removidos dos tecidos foliares pela lixiviação e exercem pouca influência na limitação do crescimento microbiano sobre o detrito e, conseqüentemente, não retardam a decomposição (Abelho, 2001; Ardón & Pringle, 2008).

A liberação dos compostos hidrossolúveis causa tanto a perda de massa quanto mudanças na composição química original do detrito, o que pode estimular a atividade dos micro-organismos associados à decomposição (Biachini & Antonio, 2003; Schlieff & Mutz,

2007). Estes micro-organismos, especialmente fungos e bactérias, produzem enzimas que degradam os polissacarídeos estruturais, tais como a celulose, promovendo perda de massa e amolecimento das estruturas foliares (Encalada *et al.*, 2010; Gonçalves *et al.*, 2014). Os nutrientes são então incorporados por estes organismos para produção secundária, aumentando assim a palatabilidade e o valor nutricional do detrito para os invertebrados aquáticos (Abelho *et al.*, 2001; Ligeiro *et al.*, 2010). Sendo assim, o conhecimento da dinâmica química do detrito foliar durante a lixiviação é importante para compreender seu efeito sobre os micro-organismos e invertebrados, responsáveis pelas etapas subsequentes da decomposição em sistemas aquáticos (Park & Cho, 2003).

Sendo assim, partindo da premissa de que as espécies vegetais do cerrado brasileiro apresentam variação em suas características físicas e químicas, a hipótese deste trabalho é que o processo de lixiviação deverá diferir entre estas espécies ao longo do tempo de incubação na água em função da qualidade do detrito. Espera-se que a lixiviação seja positivamente relacionada com a concentração de polifenóis e inversamente relacionada com os teores de compostos estruturais. Os objetivos deste estudo foram (1) analisar a perda de massa dos detritos foliares de diferentes espécies vegetais da zona ripária do Cerrado durante o período de lixiviação e (2) investigar a dinâmica da composição química dos detritos foliares das espécies estudadas durante a lixiviação em condições de microcosmo e de campo.

Material & Métodos

Área de estudo

O estudo de campo foi desenvolvido no córrego Cabeça de Veado (15° 50' a 15° 55' S e 47° 49' a 47° 55' W), o qual faz parte da Área de Proteção Ambiental Gama – Cabeça de Veado e está inserido na bacia hidrográfica do Lago Paranoá (SEMATEC/CODEPLAN,

1994). O clima da região é do tipo tropical Aw com uma estação seca (abril a setembro) e uma estação chuvosa (outubro a março) (Eiten, 1972). Em geral, os tipos de solos presentes nesta região apresentam baixa fertilidade, altos teores de alumínio, acidez elevada e reduzida taxa de matéria orgânica (EMBRAPA, 1999). O córrego Cabeça de veado cobre uma área de 3.135,1 ha, com perímetro de 24,2 km. Seus cursos, superior e médio, encontram-se protegidos pela Estação Ecológica do Jardim Botânico de Brasília - EEJBB. Além disso, a vegetação ripária possui largura variável entre 5 e 50 m, com cobertura arbórea de 80 a 100% ao longo de toda sua extensão, cerca de 7 km (Plano de Manejo da EEJBB, 2010).

Espécies utilizadas nos experimentos

Foram selecionadas espécies de ampla distribuição nas matas de galeria do bioma Cerrado (savana brasileira), sendo 14 nativas (*Aspidosperma discolor* A. DC.; *Calophyllum brasiliense* Cambess.; *Copaifera langsdorffii* Desf.; *Emmotum nitens* (Benth.) Miers; *Hyeronima alchorneoides* Freire Allemão; *Hymenaea courbaril* L. var. *stilbocarpa* (Hayne) Lee et Lang; *Inga laurina* (Sw.) Willd; *Maprounea guianensis* Aubl.; *Paullinia carpopodea* Cambess.; *Protium heptaphyllum* (Aubl.) March.; *Protium spruceanum* (Benth.) Engl.; *Richeria grandis* Vahl.; *Tapirira guianensis* Aubl.; *Vochysia pyramidalis* Mart.) e uma espécie exótica (*Eucalyptus camaldulensis* Dehn). A utilização dos detritos de *E. camaldulensis* justifica-se pela ampla substituição da vegetação nativa por monoculturas de *Eucalyptus* em várias regiões do Brasil e do planeta (Graça *et al.*, 2002; Gonçalves *et al.*, 2012b). As folhas foram coletadas, entre abril/2011 e março/2012, utilizando redes (1,0 m², 10,0 mm de malha) fixadas a aproximadamente 1,5 m do solo em zonas ripárias dentro da Área de Proteção Ambiental Gama – Cabeça de Veado. Estas foram transportadas em sacos plásticos para o laboratório, triadas, identificadas, secas ao ar, e ao final do período de coleta,

a amostra total foi homogeneizada e acondicionada em caixas de isopor até a montagem dos *litter bags*.

Experimento de laboratório (microcosmos)

Para determinar as perdas de massa devido à lixiviação, microcosmos de fluxo contínuo foram montados em laboratório. A água foi coletada no córrego Cabeça de veado, e mantida em aquários de 60 L (35 cm x 50 cm x 35 cm) a $18,4 \pm 3,6$ °C. Bombas de aquário foram utilizadas para oxigenar e agitar a água simulando a correnteza do córrego. Conjuntos de sete *litter bags* (20 x 20 cm; 10 mm de abertura de malha) de cada espécie foliar, contendo $2,00 \pm 0,01$ g de detritos, foram incubados em três aquários. Para cada espécie, três *litter bags* adicionais foram preparados, mas não incubados, para determinar a massa inicial seca livre de cinzas (AFDM) e contabilizar as perdas de massa por manipulação. Após 1, 2, 3, 5, 7, 10 e 15 dias retirou-se um *litter bag* de cada aquário. Cinco folhas foram retiradas aleatoriamente de cada *litter bag* e um disco foliar (12 mm de diâmetro) foi extraído de cada folha, formando assim um conjunto com cinco discos foliares para determinar a AFDM. Após este procedimento, os detritos foliares restantes foram colocados em bandejas e secos em estufa a 60° C por 72h, para determinação do peso seco, sendo então triturados para a análise da composição química.

Experimento de campo

Nove *litter bags* (20 x 20 cm, 10 mm de malha) de cada espécie vegetal foram incubados no córrego Cabeça de veado. No início do estudo, três *litter bags* de cada espécie, foram transportados até o local de amostragem, e retornaram para o laboratório sem serem incubados, para determinar a massa inicial seca livre de cinzas e avaliar o efeito da

manipulação e transporte das amostras na perda de massa. A partir dos resultados obtidos durante o experimento em laboratório, optou-se por retirar do córrego três *litter bags* de cada espécie, após 3, 7, e 15 dias, por terem sido estes os tempos amostrais que melhor refletiram a dinâmica da lixiviação e, microcosmos. De cada *litter bag* retirou-se um conjunto de cinco discos foliares (12 mm de diâmetro) para determinar a AFDM. O material restante foi então colocado em bandejas e seco em estufa a 60° C por 72h, para determinação do peso seco, e posteriormente triturado para a análise da composição química.

Determinação química

A composição química dos detritos foi analisada para cada tempo amostral nos dois experimentos. O teor de nitrogênio total foi determinado pelo método de Kjeldahl (Van Raij *et al.*, 2001) e o teor de fósforo total por meio de reação com ácido ascórbico (Flindt & Lillebo, 2005). Os polifenóis foram quantificados através da estimativa da concentração de grupos fenólicos hidroxila (Bärlocher & Graça, 2005). As concentrações de celulose e lignina foliar foram determinadas por gravimetria (Gessner, 2005). Durante o período amostral, em ambos os experimentos, foram coletadas as seguintes variáveis abióticas da água: pH (JENWAY – 3510 pH Meter, Gransmore Green, England); condutividade elétrica (JENWAY – 430, Gransmore Green, England); oxigênio dissolvido (JENWAY – 970, Gransmore Green, England); e turbidez (GLOBAL WATER – FP 101 & 201). Durante o período amostral, coletou-se 1 L de água de cada aquário após 1, 7 e 15 dias, e a mesma quantidade para todos os tempos amostrais do experimento de campo. A água foi filtrada em microfiltro de fibra de vidro (GF-3, Carvalhaes, Alvorada, Brasil). Os teores de carbono e nitrogênio destas amostras de água foram analisados pelo método de combustão catalítica (TOC 5000 Shimadzu®), seguida da medida de CO₂ no infravermelho não-dispersivo (APHA, 1998).

Análise dos dados

Os coeficientes de decomposição foram determinados ajustando-se os dados de porcentagem de perda de massa 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 a massa inicial, e k é o coeficiente de decomposição (Webster & Benfield, 1986). A variação na perda de massa ao longo do tempo, entre as diferentes espécies, foi testada por meio de uma análise de variância de medidas repetidas (RM-ANOVA). Uma Análise de Componentes Principais (PCA) foi utilizada para examinar a variação na composição química dos detritos das espécies vegetais durante a lixiviação. Os efeitos das proporções de lignina, celulose, polifenóis, nitrogênio e fósforo (variáveis independentes) sobre a perda de massa (variável dependente) foram analisadas por meio de uma regressão linear múltipla. Uma PerMANOVA, baseada na matriz de distância euclidiana, foi realizada a fim de testar as diferenças na composição química das espécies ao longo do tempo entre microcosmos e campo, considerando os ambientes como fator principal e o tempo como um cofator. Quando necessário, os dados foram logaritmizados para atender os pressupostos de normalidade. As análises foram realizadas utilizando o pacote 'vegan' (Oksanen *et al.*, 2013) do programa estatístico R (versão 3.0.2; R Core Team 2013).

Resultados

O córrego Cabeça de veado apresentou pH levemente ácido ($5,3 \pm 0,8$). A água mostrou-se bem oxigenada ($9,8 \pm 1,0 \text{ mg L}^{-1}$), com turbidez média de $4,5 \pm 1,5 \text{ NTU}$, baixos valores de condutividade elétrica ($4,7 \pm 0,5 \text{ } \mu\text{S cm}^{-1}$), temperatura média de $21,4 \pm 0,2^\circ\text{C}$ e baixas concentrações de nitrogênio total (NT) e carbono total (CT) ($0,1 \pm 0,01 \text{ mg L}^{-1}$ e $5,4 \pm 0,30 \text{ mg L}^{-1}$, respectivamente). No experimento de microcosmo os valores observados foram superiores aos valores das variáveis observadas no riacho (Tab. 1, Material suplementar).

Coefficientes de decomposição ao longo do tempo

Os coeficientes de perda de massa foram calculados até o 15º dia de incubação nos dois experimentos. As perdas de massa variaram substancialmente entre as espécies estudadas, tanto em microcosmos (RM-ANOVA: $F_{14,299} = 89,9$; $P < 0,001$) quanto no campo (RM-ANOVA: $F_{14,119} = 36,3$; $P < 0,001$). *Eucalyptus camaldulensis* e *Protium heptaphyllum* foram as espécies que apresentaram os maiores valores de perda de massa em microcosmos (massa remanescente: 73,1% e 73,6%, respectivamente; Fig. 1). No experimento de campo, a maior perda de massa foi registrada para *E. camaldulensis* (massa remanescente: 58,6%; Fig. 1). Os menores valores de perda de massa foram observados para *H. courbaril* (massa remanescente: 92,9%; Fig. 1) em microcosmos e para *Aspidosperma discolor* (massa remanescente: 90,7%) no campo (Fig. 1). A maioria das espécies lixiviou até o sétimo dia de incubação em ambos os experimentos. Em microcosmos, houve uma estabilização da perda de massa a partir do 10º dia de incubação. A mesma tendência foi observada em campo, com exceção de *E. camaldulensis* e *Maprounea guianensis*, que continuaram perdendo massa até o final do experimento (Fig. 1).

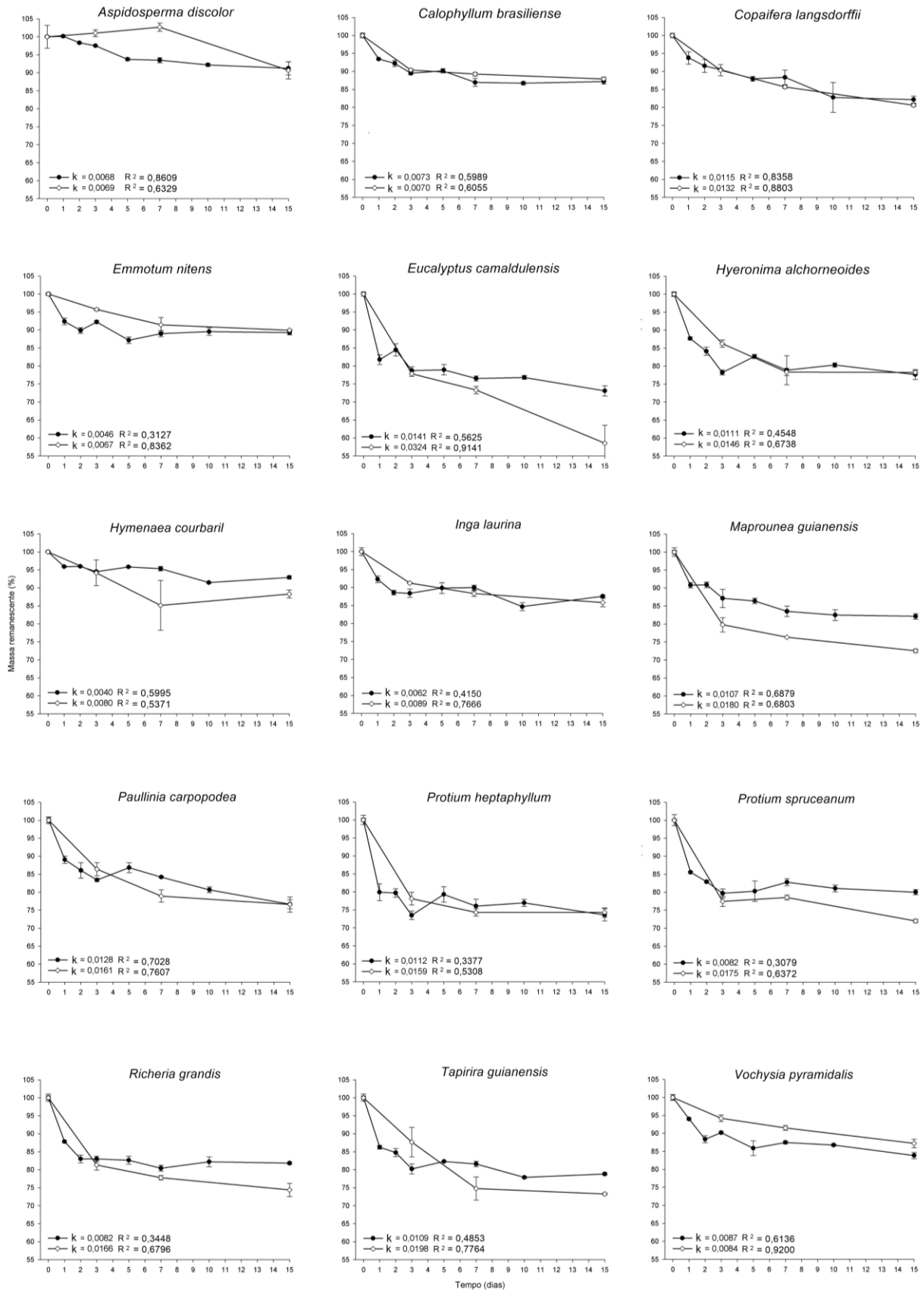


Figura 1: Massa remanescente e coeficiente de decomposição (k dia⁻¹) dos detritos foliares durante o período de incubação nos microcosmos (●) e em campo (◇). As barras indicam Erro Padrão.

Dinâmica dos compostos químicos durante a lixiviação em microcosmos e no campo

Os dois primeiros eixos da PCA explicaram 65,2 % da variação total na química das diferentes espécies analisadas (Fig. 2). Houve distinção entre as espécies vegetais analisadas, indicando que a qualidade do detrito foi importante para o processo de lixiviação nos dois ambientes avaliados. Observou-se que as espécies com concentrações mais elevadas de polifenóis mostraram menores concentrações de lignina e de massa remanescente (lixiviação mais rápida). Enquanto as espécies com maiores concentrações de nutrientes (N e P) apresentaram menores concentrações de celulose (detritos de melhor qualidade).

As concentrações de lignina e de polifenóis foram as variáveis que melhor explicaram as perdas de massa durante o experimento de lixiviação em microcosmos (Tab. 1). A concentração de polifenóis foi positivamente relacionada com a perda de massa de *Emmotum nitens*, *E. camaldulensis*, *H. alchorneoides*, *H. courbaril*, *P. heptaphyllum* e *Vochysia pyramidalis*. A concentração de lignina foi negativamente relacionada com a lixiviação para *Calophyllum brasiliense*, *M. guianensis*, *Paullinia carpopodea*, *Richeria grandis* e *T. guianensis*. A concentração de celulose foi negativamente relacionada à lixiviação de *T. guianensis*. O teor de nitrogênio apresentou relação positiva apenas com a lixiviação de *R. grandis*. A concentração de fósforo foi negativamente relacionada com a lixiviação de *C. brasiliense* e positivamente relacionada com a de *H. Courbaril* e *Protium spruceanum*. Em campo, a concentração de celulose não apresentou relação significativa com a perda de massa de nenhuma espécie (Tab. 1). O teor de lignina foi negativamente relacionado com a lixiviação de *A. discolor* e *M. guianensis*, enquanto a concentração de polifenóis foi positivamente relacionada com a de *C. langsdorffii* e *P. heptaphyllum*. O teor de N foi negativamente relacionado à lixiviação de *C. langsdorffii* e positivamente relacionado com a de *T. guianensis*. O teor de P apresentou relação positiva com a lixiviação de *C. langsdorffii*.

A composição química dos detritos foliares ao longo da lixiviação diferiu entre os microcosmos e o campo (PerMANOVA: $F_{1,434} = 31,12$; $P < 0,001$). Os teores de nitrogênio e fósforo foram baixos e similares em todas as espécies estudadas (Fig. 4). Em microcosmos, houve um incremento na concentração de nitrogênio para a maioria das espécies. Por outro lado, no córrego, a maioria das espécies apresentou diminuição nas concentrações de nitrogênio ao final do experimento ou mantiveram concentrações similares às iniciais. A concentração de lignina foi maior que a de celulose para todas as espécies, com exceção de *V. pyramidalis* (Fig. 5). Houve um declínio significativo na concentração de polifenóis para praticamente todas as espécies ao longo do período de incubação nos dois experimentos (Fig. 5). Esta variação foi mais evidente para *M. guianensis*, a qual apresentou uma rápida lixiviação até o 3º dia de incubação.

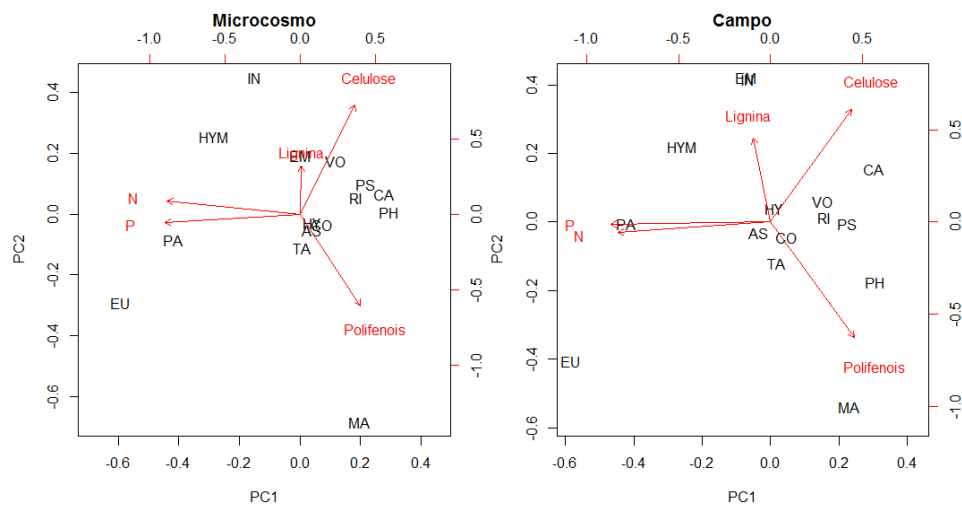


Figura 2. Análise de Componentes Principais (PCA) da composição química (valores médios) do detrito foliar das 15 espécies vegetais durante o período de lixiviação. AS-*Aspidosperma discolor*; CA-*Calophyllum brasiliense*; CO-*Copaifera langsdorffii*; EM-*Emmotum nitens*; EU-*Eucalyptus camaldulensis*; HY-*Hyeronima alchorneoides*; HYM-*Hymenaea courbaril*; IN-*Inga laurina*; MA-*Maprounea guianensis*; PA-*Paullinia carpopodea*; PH-*Protium heptaphyllum*; PS-*Protium spruceanum*; RI-*Richeria grandis*; TA-*Tapirira guianensis*; VO-*Vochysia pyramidalis*.

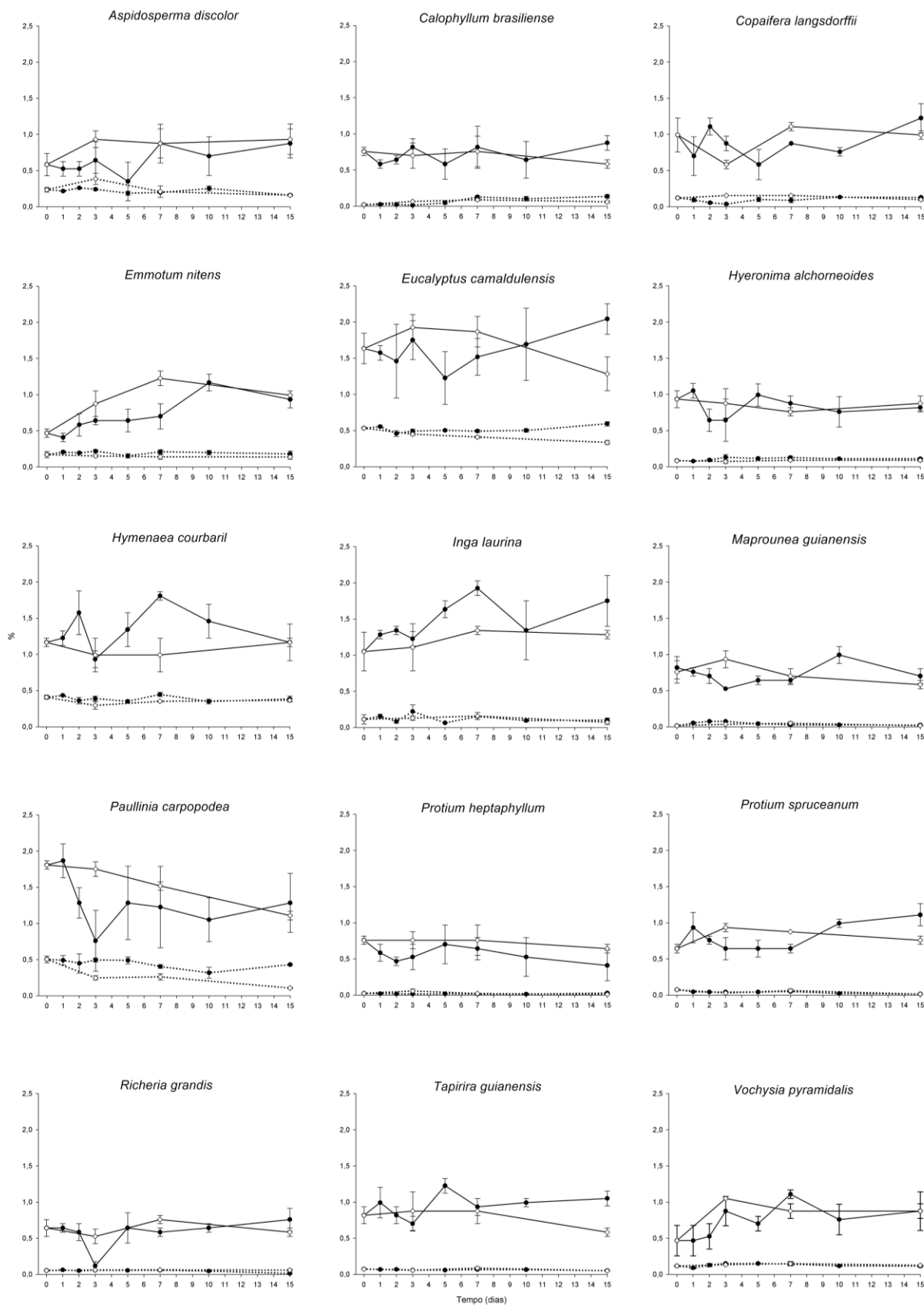


Figura 4. Concentrações (Média % peso seco \pm erro padrão) de nutrientes (Nitrogênio e Fósforo) dos detritos foliares durante a lixiviação (—●—N microcosmos, —◇—N campo;●.....P microcosmos,◇..... P campo).

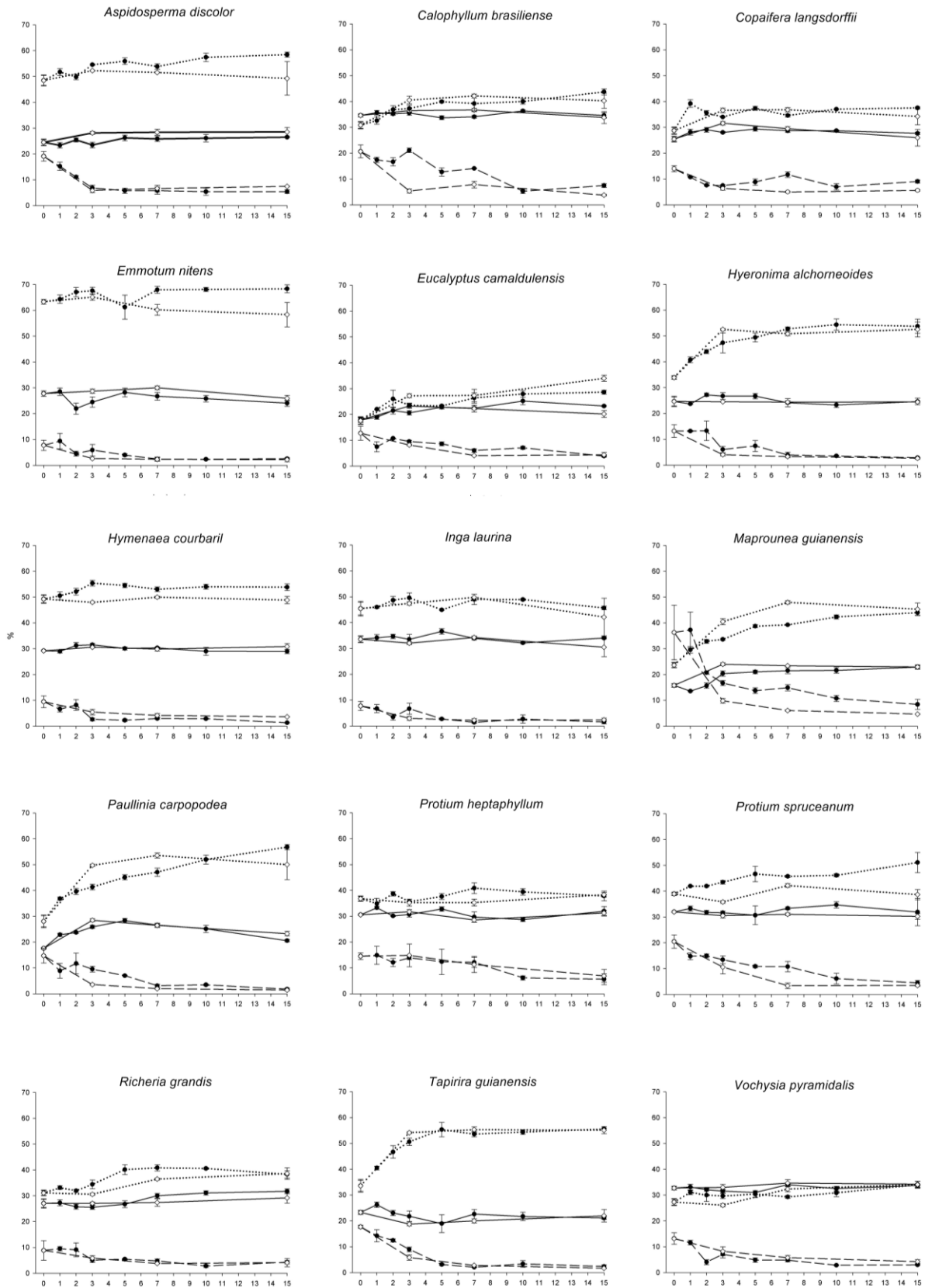


Figura 5. Concentrações (Média % peso seco \pm erro padrão) de compostos estruturais e secundários dos detritos foliares durante o processo de lixiviação (····●···· Lignina microcosmos, ···◇···· Lignina campo, —●— Celulose microcosmos, —◇— Celulose campo; -●- Polifenóis microcosmos, -◇- Polifenóis campo).

Tabela 1. Efeito das concentrações de N, P, lignina, celulose e polifenóis sobre a perda de massa, durante os experimentos de lixiviação.

*P < 0,05; **P < 0,01; ***P < 0,001; ^{ns}não significativo

Espécies	Microcosmos		Campo	
	R ² Ajus.	Correlação com a massa remanescente	R ² Ajus.	Correlação com a massa remanescente
<i>A. discolor</i>	0,55	ns	0,56	Lignina, t = - 2,90*
<i>C. brasiliense</i>	0,73	Lignina, t = -3,36**; Fósforo, t = -2,54*	0,83	ns
<i>C. langsdorffii</i>	0,25	ns	0,93	Polifenóis, t = 4,40**; Nitrogênio, t = - 3,92**; Fósforo, t = 5,54**
<i>E. nitens</i>	0,17	Polifenóis, t = 2,18*	0,42	ns
<i>E. camaldulensis</i>	0,50	Polifenóis, t = 2,48*	0,87	ns
<i>H. alchorneoides</i>	0,55	Polifenóis, t = 2,47*	0,63	ns
<i>H. courbaril</i>	0,40	Polifenóis, t = 2,60*; Fósforo, t = 2,20*	0,06	ns
<i>I. laurina</i>	0,22	ns	0,52	ns
<i>M. guianensis</i>	0,75	Lignina, t = -3,46**	0,86	Lignina, t = - 3,20*
<i>P. carpopodea</i>	0,73	Lignina, t = -5,82***	0,68	ns
<i>P. heptaphyllum</i>	0,60	Polifenóis, t = 3,73**	0,60	Polifenóis, t = 3,73**
<i>P. spruceanum</i>	0,46	Fósforo, t = 2,64*	0,43	ns
<i>R. grandis</i>	0,40	Lignina, t = - 2,85*, Nitrogênio, t = 2,19*	0,47	ns
<i>T. guianensis</i>	0,78	Celulose, t = - 2,34*; Lignina, t = - 3,57**	0,72	Nitrogênio, t = 2,71*
<i>V. pyramidalis</i>	0,71	Polifenóis, t = 6,99***	0,15	ns

Discussão

Características abióticas da água

Durante a realização do experimento no córrego Cabeça de Veado, foram registrados baixos valores de condutividade elétrica e baixa concentração de nutrientes na água. Estes resultados, comumente observados nos córregos do Cerrado, resultam do fato deste bioma possuir solos altamente intemperizados e com baixas concentrações de nutrientes (Markewitz *et al.*, 2006). Além disso, o fluxo unidirecional promove o carreamento dos compostos solúveis liberados durante a lixiviação dos detritos foliares a jusante (Graça *et al.*, 2002). Por outro lado, a liberação destes compostos alterou as características físicas e químicas da água dos microcosmos. Estes resultados corroboram observações feitas anteriormente (Park & Cho, 2003; Carvalho *et al.*, 2005). Em ambientes com características lênticas e sujeitos a elevado aporte e acúmulo de detritos vegetais, pode ocorrer desoxigenação e acúmulo de lixiviados tóxicos na água (Schlief & Mutz, 2009). O aumento da concentração desses compostos químicos, bem como a diminuição da concentração de oxigênio dissolvido na água alteram sua qualidade, afetando o processamento da matéria orgânica, bem como a estrutura e composição das comunidades aquáticas (Canhoto & Laranjeira, 2007; Menéndez *et al.*, 2012; Canhoto *et al.*, 2013).

Coefficientes de decomposição

As espécies vegetais analisadas neste estudo mostraram uma perda média de 27,5% da massa original ao final dos 15 dias de incubação do detrito, tanto no campo quanto nos microcosmos. A variação nos coeficientes de perda de massa observada entre as espécies analisadas, tanto em microcosmos quanto no córrego, parece estar relacionada com os elevados teores de compostos secundários, bem como às menores concentrações de

compostos estruturais nos detritos foliares que mais lixiviaram. Apesar da ampla variação nas concentrações iniciais de polifenóis de todas as espécies analisadas, houve maior perda de massa para aquelas que lixiviaram maior quantidade destes compostos. Além disso, a maioria das espécies analisadas lixiviou até o sétimo dia de incubação em ambos os experimentos, o que pode ser explicado pela propriedade hidrofílica dos compostos fenólicos, o que leva à sua rápida remoção dos tecidos foliares no início da decomposição (Webster & Benfield, 1986; Árdon & Pringle, 2008). Rápidas perdas de massa na fase inicial da decomposição foliar também foram observadas em estudos prévios desenvolvidos em córregos tropicais (Gonçalves *et al.*, 2012b; Rezende *et al.*, 2014), bem como em detritos de espécies com menor concentração de compostos estruturais (Carvalho & Uieda, 2009).

Dinâmica dos compostos químicos durante a lixiviação em microcosmos e no campo

Os resultados deste estudo indicam que a dinâmica da lixiviação durante o período de incubação dos detritos em ambos os ambientes foi fortemente relacionada com as características intrínsecas de cada espécie foliar. De fato, as concentrações de lignina e de polifenóis foram os principais direcionadores da lixiviação das espécies analisadas. *H. courbaril* e *A. discolor*, espécies com elevadas concentrações iniciais de lignina, lixiviaram cerca de quatro vezes menos que *E. camaldulensis*. Compostos recalcitrantes, tais como lignina e celulose, conferem maior resistência estrutural às folhas e, portanto requerem enzimas especializadas para serem decompostos (Árdon & Pringle, 2008; Carvalho & Uieda, 2009), dificultando a lixiviação do detrito foliar (Foucreau *et al.*, 2013). Além disso, este processo é afetado pela presença de cutículas espessas e esclerofilia, respostas adaptativas das plantas aos solos pobres em nutrientes, especialmente nitrogênio e fósforo, e com elevada concentração de alumínio, como é o caso do Cerrado (Oliveira *et al.*, 2003; Hättenschwiler *et*

al., 2011). Sendo assim, folhas duras como as encontradas em várias espécies examinadas neste estudo, lixiviam mais lentamente também por serem cobertas por uma densa camada de cera e por terem uma cutícula difícil de remover, o que dificulta a liberação dos compostos solúveis (Moretti *et al.*, 2007; Bieras & Sajo, 2009) e retarda o processo de decomposição (Gonçalves *et al.*, 2012b). Estes resultados corroboram a hipótese inicial de que a qualidade do detrito afeta a perda de massa durante a lixiviação.

Todavia, embora os resultados obtidos nos dois experimentos (microcosmos e campo) tenham evidenciado a relação entre a qualidade do detrito e a perda de massa durante o início da decomposição foliar, fatores extrínsecos também influenciam este processo. Após os 15 dias de incubação, algumas espécies mostraram maior perda de massa foliar no experimento de campo. Este resultado pode ser explicado pela ação da correnteza da água que enfraquece a integridade estrutural das folhas e facilita a lixiviação da matéria orgânica dissolvida e particulada (Pettit *et al.*, 2012; Rezende *et al.*, 2014), bem como pela ação dos microorganismos e invertebrados presentes no córrego (Hieber & Gessner, 2002; Gonçalves Jr., *et al.*, 2012a). Isto corrobora novamente nossa hipótese de que as espécies que mais perderiam massa durante o experimento de campo, seriam aquelas que apresentassem as menores concentrações de compostos estruturais (e.g. lignina).

Por outro lado, quando as folhas foram incubadas em microcosmos houve incremento na concentração de nitrogênio para a maioria das espécies. O aumento na concentração de N nas etapas iniciais da decomposição pode ser atribuído ao crescimento microbiano no detrito, que remove os nutrientes dissolvidos na água incorporando-os em sua biomassa (Güsewell & Gessner, 2009; García *et al.*, 2012). Todavia, considerando que o aumento na concentração de N foi observado principalmente no experimento realizado em microcosmos, sugerimos uma nova hipótese: *a saturação de N na água, devido à lixiviação das folhas confinadas nos*

microcosmos, pode ter resultado em aumento na concentração de N adsorvido na superfície do detrito foliar. Além disso, a elevação da condutividade e da turbidez da água nos microcosmos indica que houve um aumento na concentração de lixiviados. A oxidação destes solutos com altas concentrações de polifenóis e outros compostos orgânicos, tais como lípidios e carboidratos, pode elevar a anoxia e a acidez da água, com efeitos inibitórios ou tóxicos sobre os micro-organismos decompositores (Dangles & Chauvet, 2003; Canhoto & Laranjeira, 2007).

Alterações nas condições químicas da água são muito comuns em áreas alagadas (Lake, 2003), bem como em ambientes lóticos que tiverem sua vazão modificada. O fenômeno de alteração de vazão em ambientes aquáticos é comum em várias partes do planeta: (i) poças fluviais isoladas que se formam durante os períodos de estiagem em córregos temporários ou intermitentes; e (ii) córregos naturais represados (Lake, 2003; Datry *et al.*, 2011). Sendo assim, os resultados observados em microcosmos podem auxiliar no entendimento dos processos ecológicos de sistemas aquáticos alterados (Dieter *et al.*, 2013). Sobretudo porque a quantidade e extensão destes ambientes tendem a aumentar em muitas regiões, em função das mudanças climáticas, aumento da captação de água e modificações no uso do solo (Larned *et al.*, 2010).

Além disso, mudanças na qualidade da água induzidas pelo aumento na concentração de compostos lixiviados, observadas nos microcosmos, podem influenciar a capacidade de processamento do detrito foliar em córregos, favorecendo o predomínio de espécies tolerantes a tais condições (Schlief & Mutz, 2007; Canhoto *et al.*, 2013). Estes compostos facilitam, por exemplo, a atividade de bactérias, as quais podem dominar o processo de decomposição devido à sua capacidade de utilizar os lixiviados como fonte de energia e de tolerar condições de anoxia (Canhoto & Laranjeira, 2007; Schlief & Mutz, 2007; Findlay, 2010).

Conclusão

A lixiviação é fortemente influenciada pela composição química do detrito e pelas características dos ecossistemas aquáticos. Assim, pode-se sugerir que a alteração na vazão da água (p.ex. represamentos) de trechos de riachos, associada à substituição das espécies nativas por culturas exóticas (p.ex. *Eucalyptus* sp) na zona ripária, pode levar a uma alteração da qualidade da água, colocando em risco o funcionamento destes ecossistemas. Em adição, amplas áreas de cerrado, bem como de outros ecossistemas tropicais, vêm sendo substituídas por espécies exóticas, o que reforça a necessidade de ampliar nosso conhecimento sobre a estrutura ecológica dos córregos tropicais, no sentido de traçar estratégias mais eficientes para a conservação da biodiversidade em zonas ripárias.

Bibliografia

- ABELHO, M. 2001. From litterfall to breakdown in streams: A review. **The Scientific World Journal** **1**: 656-680.
- ABELHO, M. 2009. Leaf-litter mixtures affect breakdown and macroinvertebrate colonization rates in a stream ecosystem. **International Review of Hydrobiology** **94**: 436-451.
- APHA - AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. 1998. **Standard methods for the examination of water and wastewater**. 20th ed. Washington: APHA, 1180 p.
- ARDÓN, M. & PRINGLE, C.M. 2008. Do secondary compounds inhibit microbial- and insect-mediated leaf breakdown in a tropical rainforest stream, Costa Rica? **Oecologia** **155**: 311-323.
- ARDÓN, M., PRINGLE, C.M. & EGGERT, S.L. 2009. Does leaf chemistry differentially affect breakdown in tropical vs temperate streams? Importance of standardized analytical techniques to measure leaf chemistry. **Journal of the North American Benthological Society** **28**: 440-453.
- BÄRLOCHER, F. 2005. Leaching. In: GRAÇA, M.A.S., BÄRLOCHER, F. & GESSNER, M.O. (eds.). **Methods to study litter decomposition. A practical guide**. Springer, Dordrecht, The Netherlands, 33-36.

- BÄRLOCHER, F. & GRAÇA, M.A.S. 2005. Total Phenolics. In: GRAÇA, M.A.S., BÄRLOCHER, F. & GESSNER, M.O. (eds.). **Methods to study litter decomposition. A practical guide**. Springer, Dordrecht, The Netherlands, 97-100.
- BIERAS, A.C. & SAJO, M.G. 2009. Leaf structure of the cerrado (Brazilian savanna) woody plants. **Trees** **23**: 451-471.
- CANHOTO, C. & LARANJEIRA, C. 2007. Leachates of *Eucalyptus globulus* in intermittent streams affect water parameters and invertebrates. **International Review of Hydrobiology** **92**: 173-182.
- CANHOTO, C., CALAPEZ, R., GONÇALVES, A.L. & MOREIRA-SANTOS, M. 2013. Effects of *Eucalyptus* leachates and oxygen on leaf-litter processing by fungi and stream invertebrates. **Freshwater Science** **32**: 411-424.
- CARVALHO, P., THOMAZ, S.M. & BINI, L.M. 2005. Effects of temperature on decomposition of a potential nuisance species: the submerged aquatic macrophyte *Egeria najas* planchon (Hydrocharitaceae). **Brazilian journal of Biology** **65**: 51-60.
- CARVALHO, E.M. & UIEDA, V.S. 2009. Seasonal leaf mass loss estimated by litter bag technique in two contrasting stretches of a tropical headstream. **Acta Limnologica Brasiliensia** **21**: 209-215.
- CODEPLAN– Companhia de Planejamento do Distrito Federal. 1994. Mapa das Unidades Hidrográficas do Distrito Federal.
- COLEY, P.D. & BARONE, J.A. 1996. Herbivory and plant defenses in tropical forests. **Annual Review of Ecology and Systematics** **27**: 305-335.
- DANGLES, O. & CHAUVET, E. 2003. Effects of stream acidification on fungal biomass in decaying beech leaves and leaf palatability. **Water Research** **37**: 533-538.
- DATRY, T., ARSCOTT, D.B & SABATER, S. 2011. Recent perspectives on temporary river ecology. **Aquatic Science** **73**: 453-457.
- DAVIS III, S.E.; CHILDERS, D.L. & NOE, G.B. 2006. The contribution of leaching to the rapid release of nutrients and carbon in the early decay of wetland vegetation. **Hydrobiologia** **569**: 87-97.
- DAVIS III, S.E. & CHILDERS, D.L. 2007. Importance of water source in controlling leaf leaching losses in a dwarf red mangrove (*Rhizophora mangle* L.) **Wetland, Estuarine, Coastal and Shelf Science** **71**: 194-201.
- DIETER, D., FRINDTE, K., KRÜGER, A. & WURZBACHER, C. 2013. Preconditioning of leaves by solar radiation and anoxia affects microbial colonisation and rate of leaf mass loss in an intermittent stream. **Freshwater Biology** **58**: 1918-1931.

- EITEN, G. 1972. The cerrado vegetation of Brazil. *Botanical Review* 38: 205-341.
- ENCALADA, A.C., CALLES, J., FERREIRA, V., CANHOTO, C.M. & GRAÇA, M.A.S. 2010. Riparian land use and the relationship between the benthos and litter decomposition in tropical montane streams. *Freshwater Biology* 55: 1719-1733.
- EMBRAPA. 1999. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. EMBRAPA, Rio de Janeiro. 412 p.
- ESTEVES, F.A. & GONÇALVES, J.F.Jr. 2011. Etapas do metabolismo aquático. In: ESTEVES F.A. (Ed.). **Fundamentos de Limnologia**. 3ª edição. Interciência, Rio de Janeiro, 119-124.
- FINDLAY, S. 2010. Stream microbial ecology. *Journal of the North American Benthological Society* 29:170-181.
- FLINDT, M.R. & LILLEBO, A.I., 2005. Determination of total nitrogen and phosphorus in leaf litter. In: GRAÇA, M.A.S., BÄRLOCHER, F. & GESSNER, M.O. (eds.). **Methods to study litter decomposition. A practical guide**. Springer, Dordrecht, The Netherlands, 53-60.
- FOUCREAU, N., PUIJALON, S., HERVANT, F. & PISCART, C. 2013. Effect of leaf litter characteristics on leaf conditioning and on consumption by *Gammarus pulex*. *Freshwater Biology* 58: 1672-1681.
- GARCÍA, L., RICHARDSON, J.S. & PARDO, I. 2012. Leaf quality influences invertebrate colonization and drift in a temperate rainforest stream. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 69: 1663-1673.
- GESSNER, M.O., CHAUVET, E. & DOBSON, M. 1999. A perspective on leaf litter breakdown in streams. *Oikos* 85: 377-384.
- GESSNER, M.O. 2005. Proximate Lignin and Cellulose. In: GRAÇA, M.A.S., BÄRLOCHER, F. & GESSNER, M.O. (ed.). **Methods to study litter decomposition. A practical guide**. Springer, Dordrecht, The Netherlands, 101-106.
- GIMENES, K.Z., CUNHA-SANTINO, M.B. & BIANCHINI Jr, I. 2010. Decomposição de matéria orgânica alóctone e autóctone em ecossistemas aquáticos. *Oecologia Australis* 14: 1036-1073.
- GONÇALVES, J.F.Jr., REZENDE, R.S., FRANÇA, J. & CALLISTO, M. 2012a. Invertebrate colonisation during leaf processing of native, exotic and artificial detritus in a tropical stream. *Marine and Freshwater Research* 63: 428-439.
- GONÇALVES, J.F.Jr., REZENDE, R.S., MARTINS, N.M. & GREGÓRIO, R.S., 2012b. Leaf breakdown in an Atlantic Rain Forest stream. *Austral Ecology* 37: 807-815.

- GONÇALVES, J.F.Jr.; MARTINS, R.T.; OTTONI, B.M.P.; COUCEIRO, S.R.M. 2014. Uma visão sobre a decomposição foliar em sistemas aquáticos brasileiros. In: HAMADA, N., NESSIMIAN, J.L. & QUERINO, R.B. (Org.). **Insetos Aquáticos na Amazônia Brasileira: taxonomia, biologia e ecologia**. Editora do INPA, Manaus, 89-116.
- GRAÇA, M.A.S., POZO, J., CANHOTO, C. & ELOSEGI, A. 2002. Effect of *Eucalyptus* plantations on detritus, decomposers, and detritivores in streams. **The Scientific World Journal 2**: 1173-1185.
- GRAÇA, M.A.S. & CRESSA, C. 2010. Leaf quality of some tropical and temperate tree species as food resource for stream shredders. **International Review of Hydrobiology 95**: 27-41.
- GÜSEWELL, S. & GESSNER, M.O. 2009. N:P ratios influence litter decomposition and colonization by fungi and bacteria in microcosms. **Functional Ecology 23**: 211-219.
- HÄTTENSCHWILER, S., COQ, S., BARANTAL, S. & HANDA, I.T. 2011. Leaf traits and decomposition in tropical rainforests: revisiting some commonly held views and towards a new hypothesis. **New Phytologist 189**: 950-965.
- HEPP, L.U., DELANORA, R. & TREVISAN, A. 2009. Compostos secundários durante a decomposição foliar de espécies arbóreas em um riacho do sul do Brasil. **Acta Botanica Brasilica 23**: 407-413.
- HIEBER, M. & GESSNER, M.O. 2002. Contribution of stream detritivores, fungi, and bacteria to leaf breakdown based on biomass estimates. **Ecology 83**: 1026-1038.
- LAKE, P.S. 2003. Ecological effects of perturbation by drought in flowing waters. **Freshwater Biology 48**: 1161-1172.
- LARNED, S.T., DATRY, T., ARSCOTT, D.B. & TOCKNER, K. 2010. Emerging concepts in temporary-river ecology. **Freshwater Biology 55**: 717-738.
- LI, A.O.Y., NG, L.C.Y. & DUDGEON, D. 2009. Effects of leaf toughness and nitrogen content on litter breakdown and macroinvertebrates in a tropical stream. **Aquatic Sciences 71**: 80-93.
- LIGEIRO, R., MORETTI, M.S., GONÇALVES Jr., J.F., CALLISTO, M. 2010. What is more important for invertebrate colonization in a stream with low-quality litter inputs: exposure time or leaf species? **Hydrobiologia 654**: 125-136.
- MARKEWITZ, D., RESENDE, J.C.F., PARRON, L., BUSTAMANTE, M., KLINK, C.A., FIGUEIREDO, R.O. & DAVIDSON, E.A. 2006. Dissolved rainfall inputs and streamwater outputs in an undisturbed watershed on highly weathered soils in the Brazilian cerrado. **Hydrological Processes 20**: 2615-2639.

- MENÉNDEZ, M., DESCALS, E., RIERA, T. & MOYA, O. 2012. Effect of small reservoirs on leaf litter decomposition in Mediterranean headwater streams. **Hydrobiologia** **691**: 135-146.
- MORETTI, M.S., GONÇALVES Jr, J.F., LIGEIRO, R. & CALLISTO, M. 2007. Invertebrates colonization on native trees leaves in a neotropical stream (Brazil). **International Review of Hydrobiology** **92**: 199–210.
- OKSANEN, J., BLANCHET, F.G., KINDT, R., LEGENDRE, P., MINCHIN, P.R., O'HARA, R.B., SIMPSON, G.L., SOLYMOS, P., HENRY, M., STEVENS, H. & WAGNER, H. 2013. **Vegan: Community Ecology Package**. R package version 2.0-10. <http://CRAN.R-project.org/package=vegan>
- OLIVEIRA, A.F.M., MEIRELLES, S.T., & SALATINO, A. 2003. Epicuticular waxes from caatinga and cerrado species and their efficiency against water loss. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, **75**: 431-439.
- PARK, S. & CHO, K.H. 2003. Nutrient leaching from leaf litter of emergent macrophyte (*Zizania latifolia*) and the effects of water temperature on the leaching process. **Korean Journal of Biological Science** **7**: 289-294.
- PETTIT, N.E., DAVIES, T., FELLMAN, J.B., GRIERSON, P.F., WARFE, D.M. & DAVIES, P.M. 2012. Leaf litter chemistry, decomposition and assimilation by macroinvertebrates in two tropical streams. **Hydrobiologia** **680**: 63-77.
- Plano de Manejo da Estação Ecológica do Jardim Botânico de Brasília, 2010. Disponível em: <http://www.jardimbotanico.df.gov.br/sobre/manejo/8-sob>
- R Core Team. 2013. **R: A language and environment for statistical computing**. **R Foundation for Statistical Computing**. Vienna, Austria. URL <http://www.R-project.org/>.
- REZENDE, R.S., PETRUCIO, M.M. & GONÇALVES, J.F.Jr. 2014. The effects of spatial scale on breakdown of leaves in a tropical watershed. **PLoS ONE** **9**: e97072.
- SALES, M.A., GONÇALVES, J.F.Jr., DAHORA, J.S. & MEDEIROS, A.O. 2014. Influence of leaf quality in microbial decomposition in a headwater stream in the Brazilian Cerrado: a 1-year study. **Microbial Ecology** DOI 10.1007/s00248-014-0467-5.
- SANPERA-CALBET, I., LECERF, A. & CHAUVET, E. 2009. Leaf diversity influences in-stream litter decomposition through effects on shredders. **Freshwater Biology** **54**: 1671-1682.
- SCHLIEF, J. & MUTZ, M. 2007. Response of aquatic leaf associated microbial communities to elevated leachate DOC: a microcosm study. **International Review of Hydrobiology** **92**: 146-155.

- SCHLIEF, J. & MUTZ, M. 2009. Effect of sudden flow reduction on the decomposition of alder leaves (*Alnus glutinosa* [L.] Gaertn.) in a temperate lowland stream: a mesocosm study. **Hydrobiologia** **624**: 205-217.
- TUKEY, H.B. 1970. The leaching of substances from plants. **Annual review of plant physiology** **21**: 305-324.
- VANNOTE, R.L., MINSHALL, G.W., CUMMINS, K.W., SEDELL, J.R. & CUSHING, C.E. 1980. The river continuum concept. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences** **37**: 130-137.
- VAN RAIJ, B., ANDRADE, J.C., CANTARELLA, H. & QUAGGIO, J.A. 2001. **Análise química para avaliação da fertilidade de solos tropicais**. Instituto Agrônômico, Campinas: 285p.
- WANTZEN, K.M., WAGNER, R., SUETFELD, R. & JUNK, W.J. 2002. How do plant-herbivore interactions of trees influence coarse detritus processing by shredders in aquatic ecosystems of different latitudes? **Verhandlungen der Internationalen Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie** **28**: 815-821.
- WANTZEN, K. M., C. M. YULE, J. M. MATHOOKO & C. M. PRINGLE, 2008. Organic matter processing in tropical streams. In: DUDGEON, D. (ed.). **Tropical Stream Ecology**. Elsevier, London, 44–64.
- WEBSTER, J.R. & BENFIELD, E.F. 1986. Vascular plant breakdown in freshwater ecosystems. **Annual Review of Ecology and Systematics** **17**: 567-594.

CAPÍTULO II

*A composição química do detrito foliar influencia a
colonização fúngica*

*Este artigo foi Submetido à Fungal Ecology e será apresentado de
acordo com as normas da revista*

A composição química do detrito foliar influencia a colonização fúngica

Patrícia Pereira Gomes¹, Adriana Oliveira Medeiros² & José Francisco Gonçalves Júnior¹

¹ Departamento de Ecologia, Universidade de Brasília – UnB, Campus Universitário Darcy Ribeiro, Asa Norte, CEP 70910-900, Brasília, DF, Brasil;

² Departamento de Botânica, Universidade Federal da Bahia. Campus Universitário de Ondina, Ondina, CEP 40170-115, Salvador, BA, Brasil.

Resumo

O objetivo deste estudo foi testar a influência da qualidade química dos detritos foliares de diferentes espécies vegetais ripárias (14 espécies nativas e 1 exótica) sobre a colonização fúngica. As taxas de esporulação fúngica variaram significativamente em relação à espécie de folha colonizada. Os maiores valores foram registrados para espécies que apresentaram a menor razão Lignina:N. Apesar do maior número de esporos ter sido registrado para a espécie exótica *E. camaldulensis*, este foi colonizado basicamente por *A. filiformis*. Observou-se que as espécies nativas suportaram não apenas uma atividade reprodutiva considerável, mas também um maior número de espécies de fungos. Neste estudo, a colonização fúngica das diferentes espécies vegetais variou em função das características físicas e químicas do detrito foliar incubado no córrego. Além disso, a substituição de algumas espécies ripárias nativas por plantações de *Eucalyptus* reduziu a diversidade dos hifomicetos aquáticos. Esta alteração pode influenciar o processo de decomposição do detrito foliar em sistemas lóticos.

Palavras-chave: Decomposição foliar, Hifomicetos aquáticos, Diversidade da vegetação ripária, Composição da comunidade fúngica.

Introdução

Córregos de cabeceira são sistemas geralmente heterotróficos devido a limitação na produtividade primária, de forma que a matéria orgânica proveniente da zona ripária é a base energética e nutricional das teias alimentares (Vannote *et al.*, 1980; Abelho, 2001). A decomposição foliar, resultante da ação de fatores físico-químicos (lixiviação e abrasão física) e biológicos (micro-organismos decompositores e invertebrados detritívoros) é, portanto, um processo chave para o funcionamento destes ecossistemas (Gessner *et al.*, 1999; Graça *et al.*, 2002). O condicionamento microbiano promove a modificação da matriz foliar por: ação direta, acelerando a decomposição por meio da degradação e metabolização das folhas; e indireta, aumentando a palatabilidade e o valor nutricional dos detritos para os invertebrados detritívoros (Gessner *et al.*, 1999; Krauss *et al.*, 2011).

Fungos e bactérias são os principais micro-organismos envolvidos na decomposição do detrito foliar em córregos (Hieber e Gessner 2002; Gonçalves *et al.*, 2006). Apesar da importância bacteriana, os hifomicetos aquáticos são os principais direcionadores deste processo (Pascoal e Cássio, 2004; Kearns e Bärlocher, 2008; Krauss *et al.*, 2011). Estes fungos pertencem a um grupo filogeneticamente heterogêneo, cujas espécies desenvolvem-se em folhas em decomposição, produzindo um número elevado de esporos assexuados, os quais são liberados para a coluna d'água (Bärlocher, 2009; Findlay, 2010). A rápida colonização de um novo substrato é, portanto, fundamental para a sobrevivência destes micro-organismos, os quais investem em média, 50% da sua produção de biomassa na formação destes esporos (Srihda e Bärlocher, 2000; Kearns e Bärlocher, 2008).

Em ambientes lóticos o fluxo unidirecional é um problema comum para muitos organismos, tais como os hifomicetos aquáticos, que podem ser carreados à jusante (Bärlocher, 2009). Além disso, os conídios são relativamente frágeis e a manutenção da sua

viabilidade germinativa é limitada (Sridhar e Bärlocher, 1994). Assim, a sobrevivência destes fungos depende da eficiente fixação dos conídios a um substrato adequado (Dang *et al.*, 2007). Importantes adaptações dos hifomicetos à turbulência dos ambientes lóticos são a produção de conídios relativamente grandes e com formatos variados, tais como: tetrarradiados e sigmóides (Kearns e Bärlocher, 2008; Sudheep e Sridhar, 2013). Além disso, os conídeos dos hifomicetos produzem mucilagem (uma mistura de vários polissacarídeos) que facilita sua aderência ao atingir o substrato (Kearns e Bärlocher, 2008). Estas adaptações lhes conferem maior capacidade de fixação aos diferentes tipos de substrato foliar (Dang *et al.*, 2007).

Outros fatores tais como as propriedades químicas e a estrutura física da superfície das folhas influenciam a colonização fúngica (Ferreira *et al.*, 2012; Dang *et al.*, 2007). Em geral, detritos com menores razões Lignina:N são considerados de alta qualidade química, enquanto os de baixa qualidade possuem maiores razões Lignina:N (Lecerf e Chauvet, 2008; Talbot e Treseder, 2012; Rahman *et al.*, 2013). Assim, folhas de menor qualidade química podem promover uma colonização seletiva, inibindo o processamento do detrito foliar por algumas espécies de fungos (Gulis, 2001; Ardón e Pringle, 2008; Lecerf e Chauvet, 2008). Além disso, as folhas de algumas espécies possuem uma cutícula muito espessa, o que representa uma barreira à colonização fúngica (Canhoto e Graça, 1999). Por outro lado, a presença de diversos apêndices epidérmicos tais como pelos, escamas e papilas, aumentam a aspereza da superfície foliar, elevando o sucesso de fixação dos conídios ao substrato (Dang *et al.*, 2007; Kearns e Bärlocher, 2008).

Desta forma, entender a relação entre a qualidade das folhas que entram nos córregos e os processos de decomposição deste detrito é fundamental, já que o avanço da ocupação humana sobre os ecossistemas tem promovido grandes mudanças na composição da vegetação

ripária (García *et al.*, 2012). Como os diversos tipos de detritos diferem em sua composição química e os decompositores têm preferências por substratos de alta qualidade, as mudanças na composição e diversidade da vegetação ripária podem afetar a colonização e a decomposição do detrito foliar pelos hifomicetos aquáticos, bem como seu consumo pelos invertebrados detritívoros (Lecerf *et al.*, 2005; Ferreira *et al.*, 2012). Alguns estudos evidenciaram uma diminuição significativa da capacidade de processamento do detrito foliar em córregos onde a vegetação nativa foi substituída por monoculturas de espécies exóticas (Martínez *et al.*, 2013; Menéndez *et al.*, 2013). Sendo assim, o objetivo deste estudo foi testar a influência da qualidade química dos detritos foliares de diferentes espécies vegetais ripárias (14 espécies nativas e 1 exótica) sobre a colonização fúngica. Se a composição química das folhas que entram no córrego influencia a composição da comunidade fúngica durante a colonização do detrito foliar, a hipótese levantada neste estudo é que os detritos de melhor qualidade (maiores teores de nutrientes e menores concentrações de compostos estruturais) apresentarão maior diversidade de hifomicetos aquáticos.

Material & Métodos

Área de estudo

O Jardim Botânico de Brasília - JBB (15°50'– 15°55'S, 47°49'– 47°55'W), importante área de preservação no Distrito Federal, encontra-se a 1.056 metros de altitude e faz parte da Área de Proteção Ambiental Gama – Cabeça de Veado (SEMATEC/CODEPLAN, 1994). O clima da região é do tipo tropical Aw com uma estação seca (abril a setembro) e uma estação chuvosa (outubro a março) (Eiten, 1972). A Estação Ecológica (EEJBB), com área de cerca de 4.500 ha, abriga extensões consideráveis de muitas das fisionomias do Cerrado (Fonseca e Silva-Júnior, 2004). Dentro da EEJBB encontra-se a nascente do córrego Cabeça de Veado,

bem como seus cursos superior e médio. Este possui largura variável entre 5 e 50 m, com uma cobertura arbórea de 80 a 100% ao longo de toda sua extensão, cerca de 7 km (Plano de Manejo da EEJBB, 2010). O experimento de incubação da detrito foliar foi conduzido em um trecho de 2ª ordem deste córrego. As variáveis abióticas da água do córrego foram aferidas quando os *litter bags* foram incubados e ao final de dez dias de incubação: pH (JENWAY – 3510 pH Meter, Gransmore Green, England); condutividade elétrica (JENWAY – 430, Gransmore Green, England); e oxigênio dissolvido (JENWAY – 970, Gransmore Green, England). A água apresentou pH levemente ácido ($6,3 \pm 0,5$), altos valores de oxigênio dissolvido ($10,5 \pm 0,7$ mg/L), baixos valores de condutividade elétrica ($4,9 \pm 0,4$ $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) e a temperatura foi de $21,3 \pm 0,2$ °C.

Desenho amostral

Foram selecionadas 14 espécies representativas da vegetação ripária do bioma Cerrado (savana brasileira): *Aspidosperma discolor* A. DC.; *Calophyllum brasiliense* Cambess.; *Copaifera langsdorffii* Desf.; *Emmotum nitens* (Benth.) Miers; *Hyeronima alchorneoides* Freire Allemão; *Hymenaea courbaril* L. var. *stilbocarpa* (Hayne) Lee et Lang; *Inga laurina* (Sw.) Willd; *Maprounea guianensis* Aubl.; *Paullinia carpopodea* Cambess.; *Protium heptaphyllum* (Aubl.) March.; *Protium spruceanum* (Benth.) Engl.; *Richeria grandis* Vahl.; *Tapirira guianensis* Aubl.; *Vochysia pyramidalis* Mart.; e uma espécie exótica: *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh. Esta espécie exótica foi utilizada no experimento devido à ampla substituição da vegetação nativa por monoculturas de *Eucalyptus* em todo o planeta (Graça *et al.*, 2002). Esta prática é muito comum em ambientes tropicais como o Cerrado brasileiro, promovendo importantes alterações nos processos ecológicos dos ecossistemas aquáticos (Gonçalves *et al.*, 2012).

As folhas foram coletadas, entre abril/2011 e março/2012, utilizando redes (1,0 m², 10,0 mm de malha) fixadas a aproximadamente 1,5 m do solo em zonas ripárias dentro da Área de Proteção Ambiental Gama – Cabeça de Veado. Estas foram transportadas em sacos plásticos para o laboratório, triadas, identificadas, secas ao ar, e ao final do período de coleta, a amostra total foi homogeneizada e acondicionada em caixas de isopor até a montagem dos *litter bags*. Para a condução do experimento, três *litter bags* (20 x 20 cm; 0,5 mm de malha) foram preparados para cada espécie, contendo $2,00 \pm 0,01$ g de detritos. Estes foram incubados no córrego durante 10 dias (novembro/2012), período necessário à colonização fúngica (Sridhar e Bärlocher, 2000). Ao final deste período os *litter bags* foram retirados em trélicas (por espécie de folha) e levados para o laboratório. As folhas foram então lavadas suavemente com água destilada e, em seguida, 10 discos (12 mm de diâmetro) foram retirados das folhas de cada *litter bag*, com auxílio de um furador de cortiça. Um conjunto com a mesma quantidade de discos foliares de cada espécie foi extraído para determinar o peso seco livre de cinzas (PSLC).

Composição química das folhas

A composição química inicial dos detritos foi analisada para cada espécie vegetal. O teor de nitrogênio total foi determinado pelo método de Kjeldahl (Van Raij *et al.*, 2001) e fósforo total por meio de reação com ácido ascórbico (Flindt e Lillebo, 2005). Os polifenóis foram quantificados através da estimativa de concentração de grupos fenólicos hidroxila (Bärlocher e Graça, 2005). As concentrações de celulose e lignina foliar foram determinadas por gravimetria (Gessner, 2005).

Parâmetros fúngicos

A esporulação fúngica foi induzida por aeração de 10 discos (12 mm de diâmetro) de folhas condicionadas, de cada saco de malha fina, em 30 mL de água destilada sob agitação (60 rpm), por 48 ± 4 h a 20° C. Alíquotas da suspensão de conídios foram filtradas em membranas de 5 μ m de tamanho de poro (Millipore Corporation, Bedford, Mass) (Bärlorcher, 2005). Os filtros foram fixados e corados com uma solução de 0,1% de azul de algodão em lactofenol e examinados em microscópio óptico (aumento de 400X) para determinar o número total de conídios produzidos e identificar as espécies presentes (Bärlorcher, 2005). As taxas de esporulação foram expressas em número de conídios liberados por mg (peso seco livre de cinzas) das folhas em decomposição por dia ($\text{conídios.PSLC}^{-1}.\text{dia}^{-1}$).

Análise dos dados

As diferenças nas taxas de esporulação dos hifomicetos aquáticos (variável dependente) entre as espécies vegetais estudadas (variáveis independentes) foram testadas por meio de uma análise de variância (one-way-ANOVA). A relação entre a composição química inicial dos detritos das diferentes espécies vegetais e a composição da comunidade de hifomicetos aquáticos foi analisada por meio de uma Análise de Redundância (RDA). A significância do modelo global da RDA (matriz química X matriz das espécies de fungos) foi testada por meio de uma ANOVA com aleatorizações. As análises foram realizadas utilizando o programa estatístico R (versão 3.0.2; R Development Core Team 2013).

Resultados

As taxas de esporulação fúngica nos detritos foliares variaram significativamente em relação à espécie de folha colonizada (ANOVA: $F_{13,31} = 13,3$; $P < 0,001$; Fig. 1; Tab. 2). Os

maiores valores foram registrados para *Eucalyptus camaldulensis* (1.226 conídios.PSLC⁻¹.dia⁻¹), espécie que apresentou a menor razão Lignina:N, seguido por *Protium spruceanum* (271 conídios.PSLC⁻¹.dia⁻¹), *Maprounea guianensis* (268 conídios.PSLC⁻¹.dia⁻¹) e *Copaifera langsdorffii* (196 conídios.PSLC⁻¹.dia⁻¹; Tab. 1). Com exceção do *P. spruceanum*, observou-se que as outras três espécies que mais esporularam foram as que apresentaram a menor relação lignina:N (Tab. 1). *E. camaldulensis* e *Paullinia carpopodea* foram consideradas as espécies de maior qualidade química neste estudo, pois apresentaram maiores teores de nutrientes e menores concentrações de compostos estruturais. As espécies *C. langsdorffii*, *P. spruceanum*, *M. guianensis*, bem como, *Hyeronima alchorneoides*, *Protium heptaphyllum*, *Richeria grandis* e *Tapirira guianensis* apresentaram menores valores de lignina, porém elevadas concentrações de polifenóis, e foram por isto consideradas de média qualidade. Por outro lado, a menor taxa de esporulação foi observada nos detritos foliares de *Calophyllum brasiliense* (1 conídio.PSLC⁻¹.dia⁻¹), espécie com elevada razão Lignina:N. Outras espécies também apresentaram altas concentrações de compostos estruturais, e portanto, baixa qualidade química: *Aspidosperma discolor*, *Emmotum nitens*, *Hymenaea courbaril*, *Inga laurina* e *Vochysia pyramidalis*.

A composição química do detrito explicou 12 % da variação na composição de hifomicetos aquáticos durante a colonização (ANOVA: $F_{13,31} = 13,3$; $P < 0,001$; Fig. 1). Um total de nove morfotipos de conídeos de hifomicetos aquáticos foi observado durante este estudo. Foram identificadas seis espécies com base na morfologia dos conídeos: *Anguillospora filiformis* Greath, *Anguillospora furtiva* Descals, *Culicidospora gravaida* R.H.Petersen, *Heliscus submersus* H.J.Hudson, *Lunulospora curvula* Ingold, *Mycocentrospora acerina* (Hartig) Deighton; e três morfotipos não foram identificados. *A. filiformis* foi a espécie dominante na maioria dos detritos analisados (abundância relativa de

88,6%). Todavia, a contribuição de cada espécie foi diferente, dependendo do substrato foliar colonizado (Fig. 2). A maior riqueza de hifomicetos aquáticos (seis espécies) nos detritos de *M. guianensis* e *P. carpopodea* pode estar relacionada à melhor qualidade química destas folhas. Apesar do maior número de esporos ter sido registrado para *E. camaldulensis*, este detrito foi colonizado basicamente por *A. filiformis* (99,6%) (Fig. 2). Dentre as espécies vegetais estudadas, *M. guianensis* apresentou, concomitantemente, uma elevada taxa reprodutiva e maior diversidade de espécies de hifomicetos aquáticos.

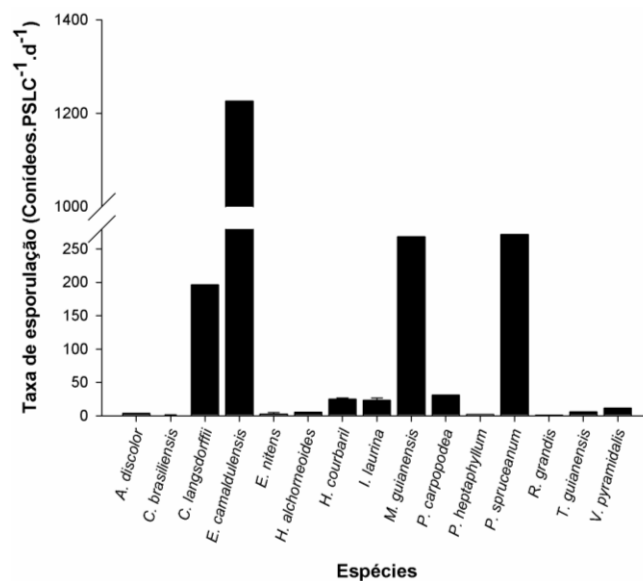


Figura 1. Taxa de produção de conídios de hifomicetos aquáticos para cada espécie de detrito foliar.

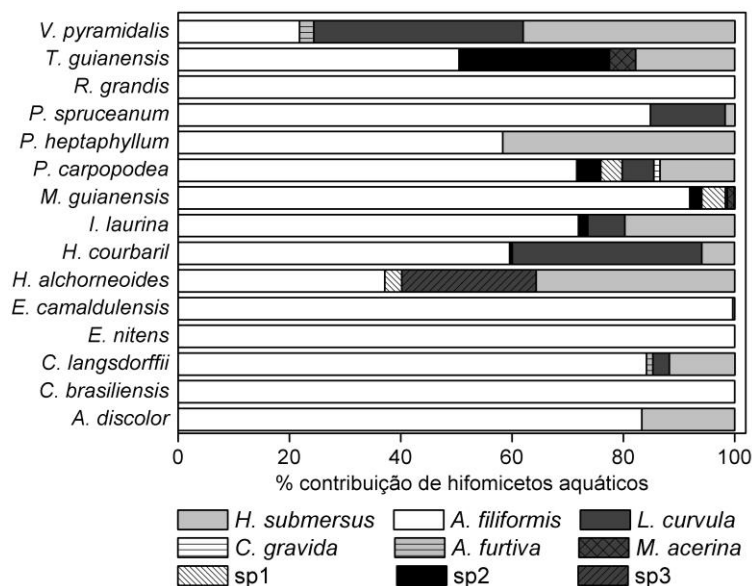


Figura 2. Contribuição das espécies de hifomicetos aquáticos colonizando as diferentes espécies de detrito foliar.

Tabela 1. Valores médios (desvio Padrão) das concentrações iniciais (% peso seco) de compostos químicos e características físicas (Pilosidade: P = pilosa e G = glabra; Textura: ca = cartácea e co = coriácea) dos detritos das 15 espécies vegetais analisadas.

Espécies vegetais	Lignina	Celulose	Polifenóis	N	P	Lignina:N	Pelos	Textura
<i>Aspidosperma discolor</i>	48,46(3,69)	24,47(2,23)	19,08(3,21)	0,58(0,27)	0,24(0,06)	84	G	co
<i>Calophyllum brasiliense</i>	30,83(2,43)	34,62(1,01)	20,66(4,26)	0,76(0,10)	0,02(0,01)	41	G	co
<i>Copaifera langsdorffii</i>	28,73 (2,47)	25,47(1,90)	13,98(2,01)	0,99(0,40)	0,12(0,01)	29	G	co
<i>Emmotum nitens</i>	63,30(1,59)	27,77(1,84)	7,75(3,42)	0,47(0,10)	0,17(0,07)	135	P	ca
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	17,60(2,55)	17,83(1,58)	12,70(4,63)	1,63(0,36)	0,53(0,01)	11	G	ca
<i>Hyeronima alchorneoides</i>	33,92(1,20)	24,71(3,44)	13,20(4,23)	0,93(0,20)	0,08(0,00)	36	P	co
<i>Hymenaea courbaril</i>	49,22(2,92)	29,22(0,39)	9,46(3,94)	1,17(0,10)	0,41(0,05)	42	G	co
<i>Inga laurina</i>	45,41(4,95)	33,58(2,33)	7,75(3,05)	1,05(0,46)	0,11(0,11)	43	G	co
<i>Maprounea guianensis</i>	23,66(1,84)	15,78(1,22)	36,28(18,32)	0,76(0,27)	0,01(0,01)	31	G	ca
<i>Paullinia carpopodea</i>	28,03(4,29)	17,55(0,59)	14,72(4,88)	1,81(0,10)	0,50(0,08)	15	P	ca
<i>Protium heptaphyllum</i>	36,79(1,84)	30,56(0,48)	14,54(2,22)	0,76(0,10)	0,02(0,00)	48	G	ca
<i>Protium spruceanum</i>	38,94(1,16)	31,97(0,33)	20,46(4,47)	0,64(0,10)	0,07(0,01)	61	P	ca
<i>Richeria grandis</i>	31,10(1,85)	27,03(3,11)	8,83(6,59)	0,64(0,20)	0,05(0,01)	49	P	co
<i>Tapirira guianensis</i>	33,58(4,29)	23,28(1,41)	17,69(1,07)	0,82(0,20)	0,07(0,01)	41	G	co
<i>Vochysia pyramidalis</i>	27,31(2,30)	32,73(1,27)	13,18(3,86)	0,47(0,36)	0,12(0,01)	58	P	co

Tabela 2. Resultados do teste de post-hoc (Tukey) para as espécies vegetais analisadas. *P < 0,05; **P < 0,01; ***P < 0,001. Adi-*Aspidosperma discolor*; Cbr-*Calophyllum brasiliense*; Cla-*Copaifera langsdorffii*; Eni-*Emmotum nitens*; Eca-*Eucalyptus camaldulensis*; Hal-*Hyeronima alchorneoides*; Hco-*Hymenaea courbaril*; Ila-*Inga laurina*; Mgu-*Maprounea guianensis*; Pca-*Paullinia carpopodea*; Phe-*Protium heptaphyllum*; Psp-*Protium spruceanum*; Rgr-*Richeria grandis*; Tgu-*Tapirira guianensis*; Vpy-*Vochysia pyramidalis*.

	Adi	Cbr	Cla	Eni	Eca	Hal	Hco	Ila	Mgu	Pca	Phe	Psp	Rgr	Tgu	Vpy
Adi															
Cbr															
Cla	**	***													
Eni			***		***										
Eca	***	***													
Hal			**		***										
Hco					***										
Ila					***										
Mgu	***	***		***		***	*	*							
Pca		*			***										
Phe			***		***				***						
Psp	***			***		***	*	*			***				
Rgr			***		***				***	*		***			
Tgu			**		***				***			***			
Vpy					***				*			*			

Discussão

As diferenças nas taxas de esporulação dos hifomicetos entre as espécies foliares podem ser explicadas por variações nas características físicas e químicas do detrito foliar. No presente estudo, a maior taxa de esporulação foi registrada para *Eucalyptus camaldulensis*, espécie com menor concentração de lignina e maior concentração de nitrogênio dentre as espécies estudadas. Folhas com menor razão lignina:N são consideradas mais lábeis, favorecendo a colonização do detrito, o crescimento do micélio e a produção de conídios (Ferreira e Chauvet, 2011; Ferreira *et al.*, 2012; Talbot e Treseder, 2012). Este resultado indica a maior qualidade química desta espécie exótica em relação às espécies nativas do Cerrado brasileiro (Gonçalves *et al.*, 2012; Rezende *et al.*, 2014). Por outro lado, a atividade reprodutiva dos hifomicetos aquáticos colonizando espécies nativas foi mais baixa, com produção máxima de esporos inferior a 300 conídios.PSLC⁻¹.dia⁻¹. Estudos prévios, desenvolvidos em outros córregos tropicais, também evidenciaram uma baixa atividade reprodutiva destes fungos (Gonçalves *et al.*, 2007; Rincón e Santelloco, 2009; Sales *et al.*, 2014).

A baixa atividade reprodutiva observada na maioria das espécies vegetais analisadas pode estar relacionada com a composição química das espécies nativas do Cerrado brasileiro, as quais apresentam em geral, características recalcitrantes e maior razão lignina:N, proporcionando um detrito de baixa qualidade (Gonçalves *et al.*, 2006; Talbot e Treseder, 2012; Sales *et al.*, 2014). De fato, as espécies que apresentaram as menores taxas de esporulação (*Calophyllum brasiliense*, *Richeria grandis*, *Emmotum nitens*, *Aspidosperma discolor* e *Protium heptaphyllum*) continham elevadas concentrações iniciais de compostos estruturais. A presença de concentrações elevadas destes compostos retarda a colonização fúngica por inibir a atividade de algumas espécies (Gulis, 2001; Lecerf e Chauvet, 2008;

Foucreau *et al.*, 2013). Em adição, as espécies vegetais do cerrado apresentam folhas duras, possuindo muitas vezes, uma cutícula espessa de difícil remoção (Moretti *et al.*, 2007; Bieras e Sajo, 2009). Isto pode funcionar como uma barreira e retardar a colonização fúngica, já que esta cutícula retarda a liberação de grandes moléculas, de forma que os hifomicetos terão que alcançar os tecidos foliares internos através dos estômatos (Canhoto e Graça, 1999; Li *et al.*, 2009). Tais diferenças na composição química do detrito podem afetar a fixação e o crescimento dos hifomicetos aquáticos (Jabiol *et al.*, 2013; Kearns e Bärlocher, 2008), sugerindo uma preferência destes fungos pelo tipo de substrato colonizado (Laitung e Chauvet, 2005).

Todavia, a importância do substrato foliar para o desenvolvimento das comunidades de hifomicetos aquáticos não é refletida somente na produção de esporos (Artigas *et al.*, 2008). Neste estudo, observou-se que as folhas das 15 espécies vegetais incubadas no córrego foram colonizadas por nove morfotipos de hifomicetos aquáticos. Esta riqueza foi inferior àquelas encontradas em estudos prévios realizados em córregos tropicais (Mathuriau e Chauvet, 2002; Smits *et al.*, 2007; Schoenlein-Crusius *et al.*, 2014). A baixa riqueza de hifomicetos aquáticos observada reflete o estágio inicial de colonização do detrito, o qual foi incubado em um único período de 10 dias. Este período permite a colonização fúngica, mas é insuficiente para resultar em aumentos de biomassa e produção de esporos, bem como para acompanhar a dinâmica da comunidade (Sridhar e Bärlocher, 2000; Jabiol *et al.*, 2013). Além da natureza recalcitrante da vegetação (Moretti *et al.*, 2007; Bieras e Sajo, 2009), a baixa atividade dos hifomicetos aquáticos, observada neste estudo, pode estar relacionada também a outros fatores ambientais, tais como as baixas concentrações de nutrientes na água dos córregos de Cerrado (Gonçalves *et al.*, 2007; Moretti *et al.*, 2007; Sales *et al.*, 2014). Em

geral, espera-se um aumento na biomassa e na atividade fúngica em ambientes com níveis mais elevados de nutrientes na água (Sridhar e Bärlocher, 2000; Ferreira e Chauvet, 2011).

Embora a colonização e a composição da comunidade fúngica (avaliada pela identificação dos conídios liberados) possam ser afetadas pela qualidade do substrato colonizado e por variáveis ambientais, os resultados observados neste estudo indicam que outros fatores podem ser muito importantes para este processo. A forma e o tamanho dos conídios, bem como uma topografia mais complexa da superfície foliar podem otimizar o sucesso de fixação dos hifomicetos aquáticos ao substrato (Dang et al., 2007; Kearns e Bärlocher, 2008). A dominância de *Anguillospora filiformis* foi observada em outros estudos realizados com hifomicetos aquáticos tanto em riachos temperados (Kearns e Bärlocher, 2008) quanto tropicais (Sales et al., 2014). De acordo com Kearns e Bärlocher (2008), os conídios desta espécie apresentam um diâmetro cerca de 2 X maior que outras espécies, o que facilita sua fixação ao substrato. Além disso, apesar dos conídios sigmoides (tais como os de *A. filiformis*) possuírem apenas dois pontos de fixação, sua morfologia diminui a área de contato com a água, e conseqüentemente, a probabilidade de serem arrastados pela correnteza (Webster e Davey, 1984).

Embora a maior atividade reprodutiva dos hifomicetos aquáticos tenha sido observada nos detritos de *E. camaldulensis*, estes foram colonizados principalmente por *A. filiformis*, indicando uma diminuição na diversidade destes micro-organismos. Isto pode ser explicado pela presença de compostos tóxicos (óleos essenciais), comuns à maioria das espécies de *Eucalyptus* e que podem retardar a colonização fúngica (Graça et al., 2002). Por outro lado, espécies nativas de menor qualidade química, tais como *Hyeronima alchorneoides* e *Vochysia pyramidalis*, apresentaram maior diversidade de hifomicetos aquáticos que *E. camaldulensis*. Apesar de sua textura coriácea, estas duas espécies nativas apresentam a superfície foliar

pilosa, enquanto as folhas de *E. camaldulensis* são glabras. Os detritos de *M. guianensis* também apresentaram uma elevada atividade reprodutiva e maior diversidade de hifomicetos aquáticos. Apesar da elevada concentração inicial de polifenóis desta espécie vegetal, estes compostos secundários são rapidamente lixiviados, e portanto, aparentemente não afetaram a atividade microbiana (Ardón e Pringle, 2008). Além disso, apesar das folhas de *M. guianensis* serem glabras, esta espécie apresenta baixos teores de compostos estruturais e possui uma textura cartácea. Estas características podem facilitar aderência dos conídios e favorecer a penetração dos fungos no tecido foliar (Webster e Davey, 1984).

Em resumo, os resultados deste estudo sugerem que a substituição de algumas espécies ripárias nativas por plantações de *Eucalyptus* pode reduzir a diversidade dos hifomicetos aquáticos devido às mudanças nas características intrínsecas das folhas que entram nos córregos. Neste estudo, observou-se que algumas espécies vegetais nativas suportaram não apenas atividade reprodutiva considerável, mas também foram colonizadas por maior número de espécies de fungos. Sabe-se que as mudanças na vegetação ripária nativa, geralmente modificam a quantidade e a qualidade do detrito foliar que entra nos córregos (Molinero e Pozo, 2004). Compreender, portanto, a relação entre este detrito e a estrutura das comunidades aquáticas tem se tornado cada vez mais relevante. Isto pode facilitar o entendimento de “como o funcionamento do ecossistema é modificado em cenários realistas de alteração da biodiversidade”, conforme sugerido por Sutherland *et al.* (2013).

Agradecimentos

Somos gratos à Universidade de Brasília e ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia da UnB pela aprendizagem, apoio logístico e estrutural. O primeiro autor também recebeu uma bolsa da CAPES durante sua pesquisa de doutorado. Este trabalho foi financiado

pela CAPES por meio dos projetos PROCAD NF (processo nº 173/2010.) e PNADB (processo nº. 517/2010). Somos gratos ao PELD / CNPq (Nº. 558233 / 2009-0), FAPEMIG (Nº. APQ-00274- 12), EMBRAPA (ECOVALORAÇÃO - chamada 01/2011 - macroprograma 2), e da Universidade de Brasília (DPP: Nº. 121366/2011) pelo apoio financeiro ao Grupo de Pesquisa AquaRiparia no Departamento de Ecologia.

Bibliografia

Abelho, M., 2001. From litterfall to breakdown in streams: A review. *The Scientific World Journal* 1, 656-680.

Ardón, M., Pringle, C.M., 2008. Do secondary compounds inhibit microbial- and insect-mediated leaf breakdown in a tropical rainforest stream, Costa Rica? *Oecologia* 155, 311-323.

Artigas, J., Romaní, A.M., Sabater, S., 2008. Effect of nutrients on the sporulation and diversity of aquatic hyphomycetes on submerged substrata in a Mediterranean stream. *Aquatic Botany* 88, 32-38.

Bärlocher, F., 2005., Sporulation of aquatic hyphomycetes, in: Graça, M.A.S., Bärlocher, F., Gessner, M.O. (Eds.), *Methods to study litter decomposition. A practical guide*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, pp. 231-236.

Bärlocher, F., Graça, M.A.S., 2005. Total Phenolics, in: Graça, M.A.S., Bärlocher, F., Gessner, M.O. (Eds.), *Methods to study litter decomposition. A practical guide*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, pp. 97-100.

Bärlocher, F., 2009. Reproduction and dispersal in aquatic hyphomycetes. *Mycoscience* 50, 3-8.

Bieras, A.C., Sajo, M.G., 2009. Leaf structure of the cerrado (Brazilian savanna) woody plants. *Trees* 23, 451-471.

Canhoto, C., Graça, M.A.S., 1999. Leaf barriers to fungal colonization and shredders (*Tipula lateralis*) consumption of decomposing *Eucalyptus globulus*. *Microbial Ecology* 37, 163-172.

CODEPLAN – Companhia de Planejamento do Distrito Federal. 1994. Mapa das Unidades Hidrográficas do Distrito Federal.

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

Eiten, G., 1972. The cerrado vegetation of Brazil. *Botanical Review* 38, 205-341.

- Ferreira, V., Chauvet, E., 2011. Synergistic effects of water temperature and dissolved nutrients on litter decomposition and associated fungi. *Global Change Biology* 17, 551-564.
- Ferreira, V., Encalada, A.C., Graça, M.A.S., 2012. Effects of litter diversity on decomposition and biological colonization of submerged litter in temperate and tropical streams. *Freshwater Science* 31, 945-962.
- Findlay, S., 2010. Stream microbial ecology. *Journal of the North American Benthological Society* 29, 170-181.
- Flindt, M.R., Lillebo, A.I., 2005. Determination of total nitrogen and phosphorus in leaf litter, in: Graça, M.A.S., Bärlocher, F., Gessner, M.O. (Eds.), *Methods to study litter decomposition. A practical guide*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, pp. 53-60.
- Fonseca, M.S., Silva-Júnior, M.C., 2004. Fitossociologia e similaridade florística entre trechos de Cerrado sentido restrito em interflúvio e em vale no Jardim Botânico de Brasília, DF. *Acta Botanica Brasilica* 18, 19-29.
- Foucreau, N., Puijalon, S., Hervant, F., Piscart, C., 2013. Effect of leaf litter characteristics on leaf conditioning and on consumption by *Gammarus pulex*. *Freshwater Biology* 58, 1672-1681.
- García, L., Richardson, J.S., Pardo, I., 2012. Leaf quality influences invertebrate colonization and drift in a temperate rainforest stream. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 69, 1663-1673.
- Gessner, M.O., Chauvet, E., Dobson, M., 1999. A perspective on leaf litter breakdown in streams. *Oikos* 85, 377-384.
- Gessner, M.O., 2005. Proximate Lignin and Cellulose, in: Graça, M.A.S., Bärlocher, F., Gessner, M.O. (Eds.), *Methods to study litter decomposition. A practical guide*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, 101-106.
- Gonçalves, J.F.Jr., França, J.S., Medeiros, A.O., Rosa, C.A., Callisto, M., 2006. Leaf Breakdown in a Tropical Stream. *International Review of Hydrobiology* 91, 164-177.
- Gonçalves, J.F.Jr., Graça, M.A.S., Callisto, M., 2007. Litter decomposition in a Cerrado savannah stream is retarded by leaf toughness, low dissolved nutrients and a low density of shredders. *Freshwater Biology* 52, 1440-1451.
- Gonçalves, J.F.Jr., Rezende, R.S., Martins, N.M., Gregório, R.S., 2012. Leaf breakdown in an Atlantic Rain Forest stream. *Austral Ecology* 37, 807-815.
- Graça, M.A.S., Pozo, J., Canhoto, C., Elozegi, A., 2002. Effects of *Eucalyptus* plantations on detritus, decomposers, and detritivores in streams. *The Scientific World Journal* 2, 1173-1185.
- Gulis, V., 2001. Are there any substrate preferences in aquatic hyphomycetes? *Mycological Research* 105, 1088-1093.
- Hieber, M., Gessner, M.O., 2002. Contribution of stream detritivores, fungi, and bacteria to leaf breakdown based on biomass estimates. *Ecology* 83, 1026-1038.

- Jabiol, J., Bruder, A., Gessner, M.O., Makkonen, M., Mckie, B.G., Peeters, E.T.H.M., Vos, V.C.A., Chauvet, E., 2013. Diversity patterns of leaf-associated aquatic hyphomycetes along a broad latitudinal gradient. *Fungal Ecology* 6, 439-448.
- Kearns, S.G., Bärlocher, F., 2008. Leaf surface roughness influences colonization success of aquatic hyphomycete conidia. *Fungal Ecology* 1, 13-18.
- Krauss, G.-J., Solé, M., Krauss, G., Schlosser, D., Wesenberg, D., Bärlocher, F., 2011. Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. *FEMS Microbiology Reviews* 35, 620-651.
- Laitung, B., Chauvet, E., 2005. Vegetation diversity increases species richness of leaf-decaying fungal communities in woodland streams. *Archiv Für Hydrobiologie* 164, 217-235.
- Lecerf, A., Dobson, M., Dang, C.K., Chauvet, E., 2005. Riparian plant species loss alters trophic dynamics in detritus-based stream ecosystems. *Oecologia* 146, 432-442.
- Lecerf, A., Chauvet, E., 2008. Intraspecific variability in leaf traits strongly affects alder leaf decomposition in a stream. *Basic and Applied Ecology* 9, 598-605.
- Li, A.O.Y., Ng, L.C.Y., Dudgeon, D., 2009. Effects of leaf toughness and nitrogen content on litter breakdown and macroinvertebrates in a tropical stream. *Aquatic Sciences* 71, 80-93.
- Martínez, A., Larrañaga, A., Pérez, J., Descals, E., Basaguren, A., Pozo, J., 2013. Effects of pine plantations on structural and functional attributes of forested streams. *Forest Ecology Management* 310, 147-155.
- Mathuriau, C., Chauvet, E., 2002. Breakdown of leaf litter in a neotropical stream. *Journal of the North American Benthological Society* 21, 384-396.
- Menéndez, M., Descals, E., Riera, T., Moya, O., 2013. Do non-native *Platanus hybrida* riparian plantations affect leaf litter decomposition in streams? *Hydrobiologia* 716, 5-20.
- Molinero, J., Pozo, J., 2004. Impact of a eucalyptus (*Eucalyptus globulus* Labill.) plantation on the nutrient content and dynamics of coarse particulate organic matter (CPOM) in a small stream. *Hydrobiologia* 528, 143-165.
- Moretti, M.S., Gonçalves, J.F.Jr, Ligeiro, R., Callisto, M., 2007. Invertebrates Colonization on Native Trees Leaves in a Neotropical Stream (Brazil). *International Review of Hydrobiology* 92, 199-210.
- Pascoal, C., Cássio, F., 2004. Contribution of fungi and bacteria to leaf litter decomposition in a polluted river. *Applied and Environmental Microbiology* 70, 5266-5273.
- Plano de Manejo da Estação Ecológica do Jardim Botânico de Brasília, 2010. Disponível em: <http://www.jardimbotanico.df.gov.br/sobre/manejo/8-sob>
- R Core Team. 2013. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing. Vienna, Austria. URL <http://www.R-project.org/>.

- Rahman, M.M., Tsukamoto, J., Tokumoto, Y., Shuvo, M.A.R., 2013. The role of quantitative traits of leaf litter on decomposition and nutrient cycling of the forest ecosystems. *Journal of Forest Science* 29, 38-48.
- Rezende, R.S., Petrucio, M.M., Gonçalves, J.F.Jr., 2014. The Effects of Spatial Scale on Breakdown of Leaves in a Tropical Watershed. *PLoS ONE* 9, e97072.
- Rincón, J., Santelloco, R., 2009. Aquatic fungi associated with decomposing *Ficus* sp. leaf litter in a neotropical stream. *Journal of the North American Benthological Society* 28, 416-425.
- Sales, M.A., Gonçalves, J.F.Jr., Dahora, J.S., Medeiros, A.O., 2014. Influence of leaf quality in microbial decomposition in a headwater stream in the Brazilian Cerrado: a 1-Year Study. *Microbial Ecology* DOI 10.1007/s00248-014-0467-5.
- Schoenlein-Crusius, I.H., Moreira, C.G., Takahashi, J.P., Gomes, E.P.C., 2014. Riqueza dos fungos ingoldianos e aquáticos facultativos no Parque Municipal do Ibirapuera, São Paulo, SP, Brasil. *Hoehnea* 41, 61-76.
- Smits, G., Fernández, R., Cressa, C., 2007. Preliminary study of aquatic hyphomycetes from Venezuelan streams. *Acta Botánica Venezuelica* 30, 345-355.
- Sridhar, K.R., Bärlocher, F., 1994. Viability of aquatic hyphomycete conidia in foam. *Canadian Journal of Botany* 72, 106-110.
- Sridhar, K.R., Bärlocher, F., 2000. Initial colonization, nutrient supply, and fungal activity on leaves decaying in streams. *Applied and Environmental Microbiology* 66, 1114-1119.
- Sudheep, N.M., Sridhar, K.R., 2013. Colonization and diversity of aquatic hyphomycetes in relation to decomposition of submerged leaf litter in River Kali (Western Ghats, India). *Mycosphere* 4, 456-476.
- Sutherland, W.J., Freckleton, R.P., Godfray, H.C.J., Beissinger, S.R., Benton, T., Cameron, D.D., Carmel, Y., Coomes, D.A., Coulson, T., Emmerson, M.C., Hails, R.S., Hays, G.C., Hodgson, D.J., Hutchings, M.J., Johnson, D., Jones, J.P.G., Keeling, M.J., Kokko, H., Kunin, W.E., Lambin, X., Lewis, O.T., Malhi, Y., Mieszkowska, N., Milner-Gulland, E.J., Norris, K., Phillimore, A.B., Purves, D.W., Reid, J.M., Reuman, D.C., Thompson, K., Travis, J.M.J., Turnbull, L.A., Wardle, D.A., Wiegand, T., 2013. Identification of 100 fundamental ecological questions. *Journal of Ecology* 101, 58-67.
- Talbot, J.M., Treseder, K.K., 2012. Interactions among lignin, cellulose, and nitrogen drive litter chemistry–decay relationships. *Ecology* 93, 345-354.
- Vannote, R.L., Minshall, G.W., Cummins, K.W., Sedell, J.R., Cushing, C.E., 1980. The river continuum concept. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 37, 130-137.
- Van Raij, B., Andrade, J.C., Cantarella, H., Quaggio, J.A., 2001. Análise química para avaliação da fertilidade de solos tropicais. Instituto Agronômico, Campinas.
- Webster, J., Davey, R.A., 1984. Sigmoid conidial shape in aquatic fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 83, 43-52.

CAPÍTULO III

Avaliação dos efeitos combinados do enriquecimento em nutrientes e depleção de oxigênio sobre a comunidade de hifomicetos aquáticos e sobre a decomposição foliar

Capítulo III

Avaliação dos efeitos combinados do enriquecimento em nutrientes e depleção de oxigênio sobre a comunidade de hifomicetos aquáticos e sobre a decomposição foliar

Patrícia Pereira Gomes¹, Adriana Oliveira Medeiros² & José Francisco Gonçalves Júnior¹

¹ Departamento de Ecologia, Universidade de Brasília – UnB, Campus Universitário Darcy Ribeiro, Asa Norte, CEP 70910-900, Brasília, DF, Brasil;

² Departamento de Botânica, Universidade Federal da Bahia. Campus Universitário de Ondina, Ondina, CEP 40170-115, Salvador, BA, Brasil.

Resumo

Os ecossistemas aquáticos em todo o mundo têm sido alterados substancialmente pelas atividades antrópicas. Neste estudo, avaliou-se os efeitos combinados de alterações na concentração dos nutrientes (N e P) e na concentração de oxigênio dissolvido na água sobre a perda de massa foliar, a biomassa fúngica, a atividade reprodutiva e a composição da comunidade de hifomicetos aquáticos. Folhas senescentes de *Maprounea guianensis* foram incubadas no córrego por 10 dias, para colonização fúngica, e então incubadas em microcosmos com diferentes concentrações de nitrogênio e fósforo (natural, 10 e 100 vezes enriquecido) e concentrações finais de oxigênio dissolvido na água (4%, 55% e 96 %) durante 21 dias. A perda de massa foliar, a atividade reprodutiva, a biomassa fúngica e a diversidade de hifomicetos aquáticos foram determinadas. Em condições intermediárias de oxigênio dissolvido (55% O₂), a biomassa fúngica foi positivamente relacionada com a quantidade de nutrientes: 280 µg ergosterol.g⁻¹.AFDM nos microcosmos enriquecidos e 478 µg ergosterol.g⁻¹.AFDM nos microcosmos mais enriquecidos. Houve um pico de esporulação nos microcosmos enriquecidos (E 50% O₂ – 6.307 conídios.AFDM⁻¹.dia⁻¹ e E 100% O₂ – 2.421 conídios.AFDM⁻¹.dia⁻¹, respectivamente). *Anguillospora filiformis* foi a espécie dominante em todos tratamentos experimentais (abundância relativa de 93,6 %), sugerindo sua adaptação a condições severas e tolerância à combinação destes dois fatores. A riqueza de espécies de hifomicetos aquáticos foi maior nos microcosmos que apresentaram concentrações médias ou elevadas de nutrientes e de oxigênio dissolvido na água, refletindo os efeitos das interações entre estes fatores na comunidade fúngica. Isto evidencia a influência de outros fatores, além do enriquecimento, sobre as respostas dos organismos às mudanças no ambiente aquático. Desta forma, o entendimento dos efeitos de múltiplos estressores sobre as comunidades de hifomicetos aquáticos pode ser útil para que as propostas de conservação dos recursos hídricos levem em consideração os efeitos sinérgicos ou antagônicos destes fatores sobre os mecanismos relacionados à decomposição foliar em córregos sob estresse antropogênico.

Palavras-chave: enriquecimento de nutrientes, hifomicetos aquáticos, estressores múltiplos.

Introdução

As atividades antrópicas têm alterado substancialmente os ecossistemas aquáticos em todo o mundo (p. ex., aumentando a disponibilidade de nutrientes dissolvidos na água), comprometendo sua utilização para os seres humanos e degradando os ecossistemas (Duarte *et al.*, 2008; Rockström *et al.*, 2009; Woodward *et al.*, 2012). As concentrações destes nutrientes (especialmente nitrogênio e fósforo) tendem a aumentar com a utilização das áreas adjacentes para práticas agropecuárias e em função de despejos de efluentes orgânicos (Pascoal *et al.*, 2001; Galloway *et al.*, 2008). O enriquecimento dos ecossistemas aquáticos afeta a estrutura, a produtividade e a estabilidade das teias alimentares, levando a uma reação em cadeia com alterações profundas na decomposição do detrito foliar, na ciclagem de nutrientes e no fluxo de energia (Kuijper *et al.*, 2005; Ferreira *et al.*, 2014).

Os micro-organismos heterotróficos, em especial os hifomicetos aquáticos, são os principais responsáveis pela decomposição do detrito vegetal que entra nos córregos (Gulis & Suberkropp, 2003a; Pascoal *et al.*, 2005a). Estes fungos degradam os constituintes químicos do tecido foliar por meio de maceração enzimática, aumentando assim o valor nutricional dos detritos e sua palatabilidade para os invertebrados detritívoros (Gulis & Suberkropp, 2003a; Krauss *et al.*, 2011). Uma vez que estes micro-organismos podem obter os nutrientes tanto do substrato quanto da água, o aumento nas concentrações de Nitrogênio (N) e Fósforo (P) neste ambiente pode estimular a atividade microbiana e, conseqüentemente, a decomposição do detrito foliar (Grattan & Suberkropp, 2001; Ferreira *et al.*, 2006; Ferreira & Chauvet, 2011).

O enriquecimento tende a aumentar a biomassa fúngica (Gulis *et al.*, 2006; Ferreira *et al.*, 2006) e a atividade reprodutiva dos hifomicetos aquáticos (Gulis & Suberkropp, 2004; Benstead *et al.*, 2005; Suberkropp *et al.*, 2010; Menéndez *et al.*, 2011), induzindo assim mudanças na estrutura das comunidades fúngicas (Pascoal *et al.*, 2005a; Artigas *et al.*, 2008) e

no funcionamento dos ecossistemas aquáticos (Ferreira *et al.*, 2006; 2014). Por outro lado, alguns estudos têm demonstrado que a biomassa fúngica, bem como a decomposição do detrito foliar, não foram estimuladas pela adição de nutrientes (Abelho & Graça, 2006; Ferreira & Graça, 2007; Duarte *et al.*, 2008; Abelho *et al.*, 2010). Em alguns casos, com o aumento da disponibilidade de nutrientes na água, os fungos investem mais em reprodução do que no crescimento micelial, sendo parte significativa desta produção fúngica transportada na forma de esporos (Abelho & Graça, 2006; Benstead *et al.*, 2009; Suberkropp *et al.*, 2010).

Estes resultados conflitantes sugerem que o efeito do enriquecimento de nutrientes sobre as comunidades aquáticas pode ser influenciado por alterações simultâneas em outras variáveis físico-químicas da água, tais como: diminuição da disponibilidade de oxigênio dissolvido (Medeiros *et al.*, 2009); elevação da temperatura (Ferreira & Chauvet, 2011); e aumento da entrada de sedimentos finos provenientes da zona ripária (Pascoal *et al.*, 2005a; Piggott *et al.*, 2012). Alguns estudos têm demonstrado um declínio nas taxas de esporulação fúngica em sistemas aquáticos enriquecidos devido às baixas concentrações de oxigênio dissolvido na água (Gulis & Suberkropp, 2003b; Pascoal & Cássio, 2004). Além disso, os elevados níveis de micropoluentes orgânicos e inorgânicos, associados à eutrofização dos sistemas aquáticos, podem ultrapassar os limites de tolerância de algumas espécies de hifomicetos aquáticos a estas substâncias (Lecerf & Chauvet, 2008; Solé *et al.*, 2008). Elevadas concentrações de amônio dissolvido na água resultante do enriquecimento de nitrogênio, por exemplo, podem atingir níveis tóxicos, com efeitos deletérios para espécies mais sensíveis, resultando assim na redução da diversidade fúngica (Lecerf & Chauvet, 2008; Menéndez *et al.*, 2011).

Assim, os efeitos das interações entre estes fatores sobre as comunidades aquáticas e os processos ecossistêmicos associados precisam ser melhor compreendidos. Neste estudo, o

objetivo foi avaliar os efeitos combinados da concentração dos nutrientes N e P (natural, 10 e 100 vezes enriquecido) e da concentração de oxigênio dissolvido na água (4, 55 e 96% O₂) sobre a perda de massa foliar, a biomassa fúngica, a atividade reprodutiva e a composição da comunidade de hifomicetos aquáticos em um sistema de microcosmos simulando situações reais de enriquecimento em córregos. As hipóteses deste trabalho foram: (1) a biomassa fúngica, a atividade reprodutiva dos hifomicetos aquáticos, e conseqüentemente, a perda de massa do detrito foliar serão estimuladas com o aumento concomitante da concentração de nutrientes e do nível de oxigenação da água, o que favorece a produção de esporos e o crescimento micelial; e (2) haverá uma redução no número de espécies de hifomicetos em decorrência dos baixos níveis de nutrientes e oxigenação da água.

Material & Métodos

Área de estudo

A colonização das folhas senescentes por hifomicetos aquáticos foi realizada em um trecho de segunda ordem do córrego Cabeça de Veado (15° 50' a 15° 55'S e 47° 49' a 47° 55'W), situado a 1.056 metros de altitude, na Estação Ecológica do Jardim Botânico de Brasília, a qual faz parte da Área de Proteção Ambiental Gama – Cabeça de Veado (Silva-Júnior & Sarmiento, 2009). O clima da região é do tipo tropical Aw com uma estação seca (abril a setembro) e uma estação chuvosa (outubro a março) (Eiten, 1972). O córrego Cabeça de Veado possui largura variável entre 5 e 50 m, com uma cobertura arbórea de 80 a 100% ao longo de toda sua extensão, cerca de 7 km (Plano de Manejo da EEJBB, 2010). As variáveis abióticas da água do córrego foram aferidas durante o período de incubação das folhas: pH (JENWAY – 3510 pH Meter, Gransmore Green, England); condutividade elétrica da água (JENWAY – 430, Gransmore Green, England); e oxigênio dissolvido (JENWAY –

970, Gransmore Green, England). A água apresentou pH levemente ácido ($6,3 \pm 0,5$), altos valores de oxigênio dissolvido ($10,5 \pm 0,7$ mg/L), baixos valores de condutividade elétrica ($4,9 \pm 0,4$ $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) e a temperatura foi de $21,3 \pm 0,2$ °C.

Desenho amostral

A espécie vegetal utilizada neste experimento foi selecionada a partir de estudos prévios que avaliaram a química do detrito de 15 diferentes espécies vegetais abundantes na zona ripária da área de estudo, bem como a colonização e a taxa reprodutiva de hifomicetos aquáticos, quando estes detritos foram incubados no córrego Cabeça de Veado (Capítulos 1 e 2). Dentre as espécies vegetais estudadas, *Maprounea guianensis* foi selecionada por apresentar elevada taxa reprodutiva e alta riqueza de espécies de hifomicetos aquáticos.

As folhas de *M. guianensis* foram coletadas em redes (1 m², 10 mm de abertura de malha) fixadas a aproximadamente 1,5 m do solo nas zonas ripárias do córrego Cabeça de Veado. Estas foram transportadas em sacos plásticos para o laboratório, triadas, secas ao ar e acondicionadas em caixas de isopor até a montagem dos *litter bags*. Para a condução do experimento, 36 *litter bags* (20 x 20 cm; 0,5 mm de abertura de malha) contendo aproximadamente $1,50 \pm 0,01$ g de folhas foram incubados no córrego por 10 dias (Janeiro/2014), período necessário à colonização fúngica (Sridhar & Bärlocher, 2000). Após este período, os *litter bags* foram retirados e levados para o laboratório. As folhas de cada *litter bag* foram lavadas com água destilada e discos foliares (12 mm de diâmetro) foram cortados com o auxílio de um furador de cortiça. Conjuntos de 10 discos foram distribuídos, aleatoriamente, em cada um dos 36 microcosmos e incubados durante 21 dias. Este período, somado aos 10 dias de incubação em campo, reflete o tempo em que foi observado pico de esporulação fúngica em córregos tropicais (Gonçalves *et al.*, 2007). Para determinar o peso

seco inicial, um conjunto de 5 discos foi retirado das folhas antes da incubação nos microcosmos. Ao final do experimento, dois conjuntos de cinco discos foram utilizados para determinar a biomassa fúngica (concentração de ergosterol) e para expressar a perda de massa como porcentagem da massa foliar original após 21 dias de incubação. Para determinar a massa seca livre de cinzas (AFDM), os discos selecionados antes e depois do experimento em microcosmos foram secos em estufa a 60° C, por 72h, e incinerados na mufla a 550 °C.

O sistema de microcosmos, adaptado de Medeiros *et al.* (2009), consistiu de frascos de 250 mL, contendo 50 mL de soluções nutritivas com diferentes concentrações de nitrogênio (NaNO₃ - VETEC, Rio de Janeiro, Brasil) e fósforo (K₂HPO₄ - VETEC, Rio de Janeiro, Brasil) e concentrações finais de oxigênio dissolvido na água de 4%, 55% e 96 % (Tab. 1). Estes valores foram escolhidos por afetarem significativamente a atividade dos hifomicetos aquáticos (Medeiros *et al.*, 2009). As concentrações de oxigênio dissolvido foram obtidas pelo fornecimento de nitrogênio gasoso e ar, fornecidos por meio de tubos plásticos inseridos através da tampa dos microcosmos e ligados, respectivamente, ao balão de Nitrogênio (White Martins Gases Industriais Ltda, São Paulo, Brasil) e a uma bomba de aquário, os quais promoveram turbulência e mantiveram os discos em constante agitação (Fig. 1). A taxa de difusão de ambos os gases foi controlada, individualmente, por torneiras colocadas em cada frasco. A concentração de oxigênio dissolvido foi mensurada duas vezes por dia em cada microcosmo, utilizando um oxímetro (JENWAY – 970, Gransmore Green, England). As soluções de cada microcosmo, contendo esporos, foram substituídas a cada 3 dias ao longo dos 21 dias de experimento. As suspensão de esporos foram acondicionadas com formalina (4%) para posterior contagem de esporos e identificação dos Hifomicetos aquáticos.

Tabela 1. Soluções utilizadas no experimento de enriquecimento de nutrientes em microcosmos.

Reagentes	Solução 1	Solução 2	Solução 3
	Natural (N)	Enriquecida (E)	Mais enriquecida (ME)
CaCl ₂ (mg)*	75,5	75,5	75,5
MgSO ₄ -7H ₂ O (mg)*	10	10	10
NaNO ₃ (mg)*	1	10	100
K ₂ HPO ₄ (mg)*	0,066	0,66	6,6
Água destilada esterilizada (L)	1	1	1

*VETEC, Rio de Janeiro, Brasil

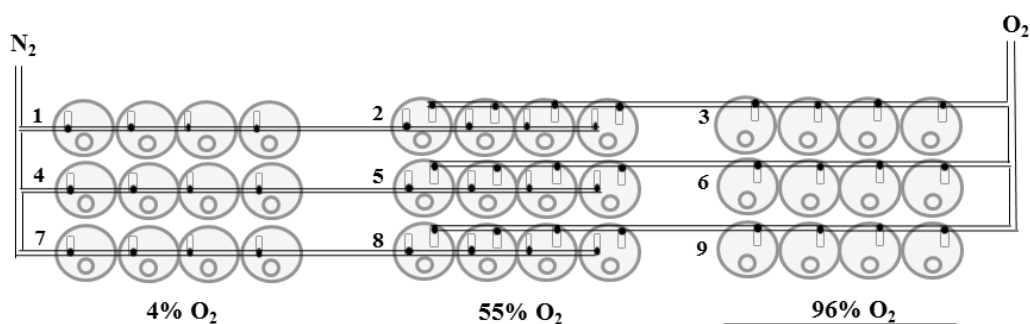


Figura 1. Sistema de microcosmos de enriquecimento de nutrientes. Tratamentos 1, 2 e 3 (Solução 1 – Natural); Tratamentos 4, 5 e 6 (Solução 2 – Enriquecida); Tratamentos 7, 8 e 9 (Solução 3 – Mais enriquecida).

Biomassa fúngica e reprodução de hifomicetos aquáticos

A biomassa fúngica foi estimada através da concentração de ergosterol (Gessner, 2005). Um conjunto de cinco discos (12,0 mm de diâmetro), referente a cinco folhas selecionadas de cada amostra, foi perfurado e preservado em 10 mL de metanol e estocado no escuro a 4° C. A saponificação dos discos e extração dos lipídios foi realizada em hidróxido de potássio e metanol, em banho-maria a 80° C por 30 min. A purificação do extrato cru para a fase de extração sólida foi obtida por passagem em colunas SPE, com a ajuda de um sistema de vácuo. O ergosterol foi eluído com isopropanol e analisado por meio de cromatografia líquida de fase reversa, usando metanol (HPLC - Dionex ICS Series PDA, Sunnyvale, Califórnia, EUA).

Alíquotas da suspensão de conídios foram filtradas em membranas de 5,0 µm (Millipore Corporation, Bedford, Mass). Os filtros foram fixados e corados com uma solução

de 0,1% de azul de algodão (NewPROV, Pinhais, Brasil) e examinados em aumento de 400X em microscópio (Metrimpex, Studarlab) para determinar o número total de conídios produzidos e identificar as espécies presentes. As taxas de esporulação foram expressas em número de conídios liberados por mg (peso seco livre de cinzas) das folhas em decomposição por dia (conídios.PSLC⁻¹.dia⁻¹; Bärlorcher, 2005).

Análise dos dados

Para avaliar se a combinação (nutrientes e oxigênio dissolvido) influenciou a biomassa fúngica, utilizou-se uma análise de variância de dois fatores (two-way-ANOVA), sendo um fator o nível de nutrientes e o outro a concentração de oxigênio. As diferenças na perda de massa (variável dependente) entre os diferentes tratamentos (variáveis independentes) foram testadas por meio de uma análise de variância (one-way-ANOVA). O efeito da biomassa microbiana sobre a perda de massa (AFDM) foi testado por meio de uma regressão linear. A relação entre a taxa reprodutiva dos hifomicetos aquáticos e a combinação (nutrientes e oxigênio dissolvido) foi testada por meio de uma análise de variância de medidas repetidas (RM-ANOVA) com os fatores nível de nutrientes e concentração de oxigênio, sendo o tempo considerado como um não fator de repetição na análise. A normalidade e a homocedasticidade dos dados foram testadas com os testes de Shapiro & Bartlett, respectivamente. Quando necessário, os dados foram logaritmizados para atender os pressupostos de normalidade. As análises foram realizadas utilizando o programa estatístico R (versão 3.0.2; R Development Core Team 2013). Para testar se alguma espécie de hifomiceto aquático foi característica de uma determinada condição experimental, foi realizada uma análise de espécie indicadora (Dufrene & Legendre, 1997) com o uso do programa estatístico PC-ORD versão 5.15 (McCune & Mefford, 2006).

Resultados

A combinação (nutrientes e oxigênio dissolvido) influenciou a biomassa fúngica nos detritos foliares em decomposição (two-way-ANOVA: $F_{4,27} = 3,27$; $P = 0,026$; Fig. 2). Observou-se que em condições de anoxia (4% O_2), a quantidade de nutrientes não afetou a produção de biomassa fúngica (valor mínimo – 162 $\mu\text{g ergosterol.g}^{-1}.\text{AFDM}$). Em condições intermediárias de oxigênio dissolvido (55% O_2), a biomassa fúngica foi positivamente relacionada com a quantidade de nutrientes: 208 $\mu\text{g ergosterol.g}^{-1}.\text{AFDM}$ nos microcosmos naturais (N 55% O_2), 280 $\mu\text{g ergosterol.g}^{-1}.\text{AFDM}$ nos microcosmos enriquecidos (E 55% O_2) e 478 $\mu\text{g ergosterol.g}^{-1}.\text{AFDM}$ nos microcosmos mais enriquecidos (ME 55% O_2). Por outro lado, em situação de saturação de oxigênio dissolvido a biomassa fúngica foi estimulada apenas nos microcosmos enriquecidos (E 96% O_2 – 366 $\mu\text{g ergosterol.g}^{-1}.\text{AFDM}$).

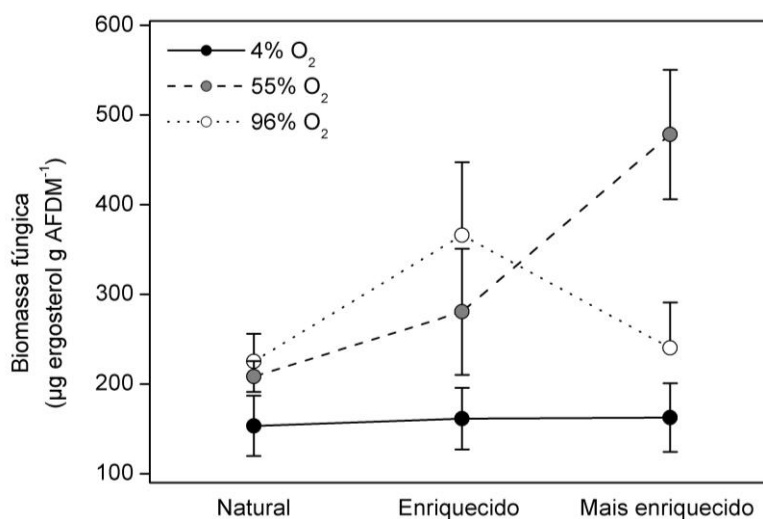


Figura 2. Biomassa fúngica associada aos discos foliares de *Maprounea guianensis* incubados em microcosmos com três concentrações de nutrientes (N e P) e três concentrações de oxigênio dissolvido na água durante 21 dias. Os valores são médias \pm erro-padrão ($n = 4$).

As perdas de massa do detrito foliar não diferiram entre os tratamentos (ANOVA = $F_{4,27} = 354,0$; $P = 0,537$; Fig. 3). A massa remanescente foi negativamente relacionada ao aumento da biomassa fúngica nos tratamentos enriquecidos ($F_{1,10} = 9,99$; $P = 0,010$; $R^2 = 0,50$), enquanto não esteve relacionada nos demais tratamentos (Natural: $F_{1,10} = 3,99$; $P = 0,074$, $R^2 = 0,28$ e Mais enriquecidos: $F_{1,10} = 0,12$; $P = 0,736$, $R^2 = 0,01$).

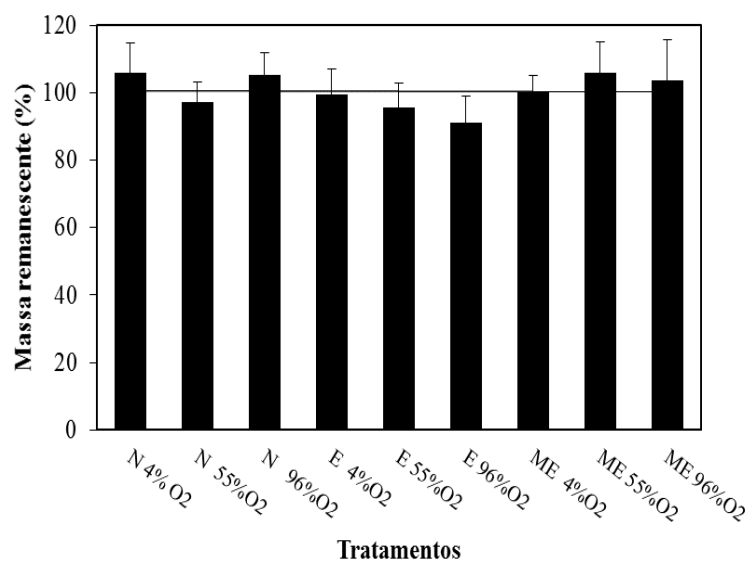


Figura 3. Massa remanescente dos detritos foliares de *Maprounea guianensis* incubados em microcosmos com três concentrações de nutrientes (N e P) e três concentrações de oxigênio dissolvido na água durante 21 dias. N = natural; E = enriquecido; ME = mais enriquecido. Os valores são médias \pm erro padrão (n = 4).

A combinação (nutrientes e oxigênio dissolvido) influenciou a atividade reprodutiva dos hifomicetos aquáticos nos detritos foliares em decomposição (RM-ANOVA: $F_{4,242} = 14,49$; $P < 0,001$; Fig. 4). As taxas de esporulação dos hifomicetos aquáticos não foram influenciadas pela adição de nutrientes nos microcosmos em condições de anoxia (4% O₂). Nestes ambientes a esporulação não ultrapassou 29 conídios.AFDM⁻¹.dia⁻¹. Por outro lado, em condições intermediárias de oxigenação da água (55% O₂), as taxas de esporulação fúngica aumentaram ao longo do tempo, até atingir um pico de esporulação nos microcosmos enriquecidos (E 55% O₂ – 6.307 conídios.AFDM⁻¹.dia⁻¹ e E 96% O₂ – 2.421 conídios.AFDM⁻¹.dia⁻¹, respectivamente). Quando a saturação de oxigênio foi máxima (96%) observou-se um aumento significativo da taxa de esporulação nos microcosmos mais enriquecidos (ME 96% O₂ – 497 conídios.AFDM⁻¹.dia⁻¹), embora com uma magnitude inferior à estimulação observada em condições intermediárias de saturação.

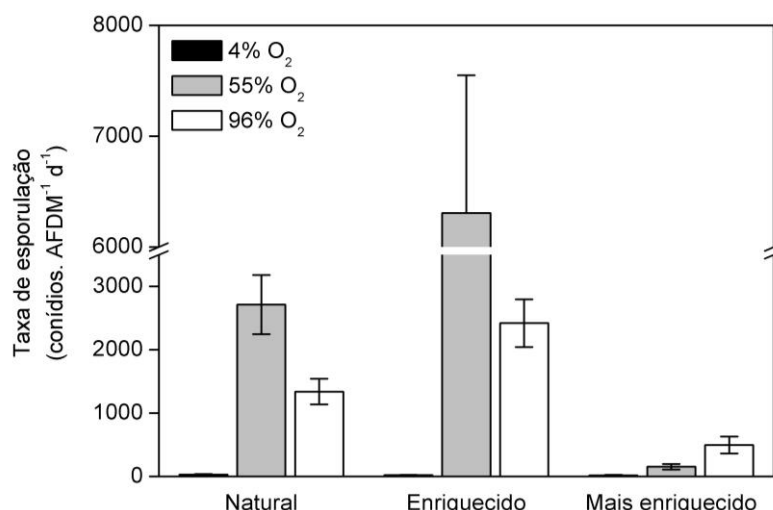


Figura 4. Produção de esporos dos hifomicetos aquáticos associados aos discos foliares de *Maprounea guianensis* incubados em microcosmos com três concentrações de nutrientes (N e P) e três concentrações de oxigênio dissolvido na água (O₂) durante 21 dias. Os valores são médias ± erro padrão (n = 252).

As comunidades de hifomicetos aquáticos associados com os discos de *M. guianensis* diferiram entre os tratamentos (Tab. 2). Durante o experimento identificaram-se seis espécies de hifomicetos aquáticos com base na morfologia dos conídeos: *Anguillospora filiformis* Greath, *Culicidospora gravida* R.H.Petersen, *Heliscus submersus* H.J.Hudson, *Lunulospora curvula* Ingold, *Mycocentrospora acerina* (Hartig) Deighton e *Tricladium chaetocladium* Ingold (Fig. 5). *A. filiformis* foi a espécie dominante em todos tratamentos experimentais (abundância relativa de 93,6 %). Das seis espécies analisadas, quatro podem ser consideradas como espécies indicadoras das condições de oxigenação e enriquecimento dos microcosmos ($P < 0,05$; Tab. 2). *H. submersus* foi a espécie que apresentou o maior valor de indicação (VI = 35,1 %) e foi característica da condição com maior disponibilidade de nutrientes e nível intermediário de oxigênio dissolvido (ME 55% O₂). *A. filiformis* foi uma espécie indicadora dos microcosmos com ausência de oxigênio dissolvido na água, nos quais foram registradas as mais elevadas concentrações de nutrientes (ME 4% O₂). *M. acerina* foi característica dos microcosmos que simularam condições naturais de nutrientes, mas somente em condições de saturação de oxigênio dissolvido na água (N 96% O₂). *T. chaetocladium* foi indicadora dos

microcosmos mais enriquecidos e com concentrações intermediárias de oxigênio dissolvido na água (ME 55% O₂).

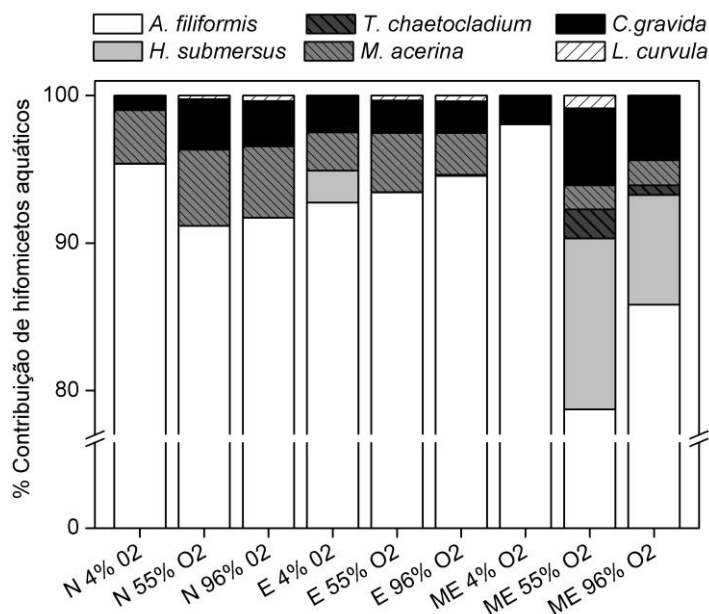


Figura 5. Contribuição das espécies de hifomicetos aquáticos associadas aos discos foliares de *Maprounea guianensis* incubados em microcosmos com três concentrações de nutrientes (N e P) e três concentrações de oxigênio dissolvido na água (O₂) durante 21 dias. N = natural; E = enriquecido; ME = mais enriquecido.

Tabela 2. Resultados da análise de espécies indicadoras das espécies de hifomicetos aquáticos associadas aos discos foliares de *Maprounea guianensis* incubados em microcosmos com três níveis de nutrientes (N e P) e três níveis de concentração de oxigênio dissolvido na água (O₂) durante 21 dias. N = natural; E = enriquecido; ME = mais enriquecido. Os valores de significância (valor de P) foram obtidos por aleatorizações de Monte Carlo.

Espécie	Tratamento	Valor de indicação (%)	P
<i>Anguillospora filiformis</i>	ME 4 % O ₂	11,9	< 0,001
<i>Culicidospora gravida</i>	N 55 % O ₂	12,4	0,360
<i>Heliscus submersus</i>	ME 55 % O ₂	35,1	< 0,001
<i>Lunulospora curvula</i>	ME 55 % O ₂	7,8	0,392
<i>Mycocentrospora acerina</i>	N 96 % O ₂	17,7	0,002
<i>Tricladium chaetocladium</i>	ME 55 % O ₂	10,5	0,008

Discussão

Este estudo mostrou que houve um aumento na biomassa fúngica em função do enriquecimento de nutrientes, corroborando nossa hipótese inicial de que a biomassa dos hifomicetos aquáticos seria estimulada com o aumento concomitante da concentração de nutrientes e do nível de oxigenação da água. Estes resultados são consistentes com estudos prévios que também evidenciaram este aumento em ambientes enriquecidos em relação àqueles de referência (Ferreira *et al.*, 2006; Duarte *et al.*, 2008). Todavia, embora a biomassa fúngica tenha sido positivamente relacionada com a quantidade de nutrientes em condições intermediárias de oxigênio dissolvido, esta variável não respondeu às diferentes adições de nutrientes em situações de anoxia. Uma explicação é que altas concentrações de nutrientes podem levar à eutrofização e à depleção de oxigênio na água do córrego, afetando assim a biota aquática (Pascoal & Cássio, 2004; Medeiros *et al.*, 2009). Estudos realizados em ambientes aquáticos com diferentes estados tróficos evidenciaram a redução na biomassa fúngica em ambientes altamente eutrofizados (Baldy *et al.*, 2007; Quintão *et al.*, 2013).

A diminuição da biomassa observada nos microcosmos enriquecidos e em condições de saturação de oxigênio dissolvido (E 96% O₂) pode ser explicada devido ao pico de biomassa ter ocorrido mais cedo nestes tratamentos que nos demais (Ferreira & Chauvet, 2011). Todavia, como a amostragem da biomassa, por meio da concentração de ergosterol, ocorreu somente ao final do período de incubação nos microcosmos (21 dias), o pico já havia ocorrido e a biomassa já havia diminuído.

As taxas de esporulação foram menores nos extremos do gradiente de concentração de nutrientes e oxigênio. Isto indica que os nutrientes limitam a atividade reprodutiva dos hifomicetos aquáticos em sistemas oligotróficos e inibem em sistemas altamente poluídos (Woodward *et al.*, 2012; Pérez *et al.*, 2013). Em geral, as altas concentrações de nutrientes

(especialmente N e P) estimulam a atividade reprodutiva destes micro-organismos heterotróficos, o que resulta em uma colonização mais eficiente do substrato (Gulis & Suberkropp, 2003b; Gulis & Suberkropp, 2004; Suberkropp *et al.*, 2010). Todavia, nos microcosmos com as mais elevadas concentrações de nutrientes dissolvidos na água os resultados foram opostos, já que houve uma expressiva diminuição na produção de conídios. Estes resultados corroboram estudos prévios que também evidenciaram um efeito negativo nas taxas de esporulação dos hifomicetos aquáticos devido ao aumento nas concentrações de compostos nitrogenados inorgânicos, tais como amônio e nitrito (Lecerf & Chauvet, 2008; Solé *et al.*, 2008; Quintão *et al.*, 2013). A toxicidade destes compostos pode prejudicar a sobrevivência, o crescimento e a reprodução dos organismos aquáticos, e conseqüentemente, o processo de decomposição (Camargo & Alonso, 2006; Menéndez *et al.*, 2011).

Os mais elevados valores de biomassa e atividade fúngica nos microcosmos enriquecidos com condições intermediárias e saturadas de oxigênio dissolvido coincidem com a pequena perda de massa observada. Como as folhas haviam sido condicionadas por dez dias no córrego, isto possibilitou a lixiviação dos compostos solúveis na água, e conseqüentemente, a perda de massa inicial (Gonçalves *et al.*, 2012). Quando os discos colonizados foram incubados nos microcosmos, houve um aumento na atividade microbiana, por meio da remoção dos nutrientes dissolvidos na água e sua incorporação em biomassa fúngica (Güsewell & Gessner, 2009).

A riqueza de espécies de hifomicetos aquáticos foi maior nos microcosmos que apresentaram concentrações médias ou elevadas de nutrientes e de oxigênio dissolvido na água, refletindo os efeitos das interações entre estes fatores na comunidade fúngica. Estudos prévios também evidenciaram que o enriquecimento de nutrientes induziu mudanças na estrutura destas comunidades (Ferreira *et al.*, 2006; Artigas *et al.*, 2008; Pérez *et al.*, 2013).

Anguillospora filiformis foi uma espécie comum nos detritos analisados e dominou a comunidade fúngica em termos produção de conídios. Além disso, a abundância de esporos desta espécie aumentou significativamente com a adição de nutrientes, mesmo em condições de anoxia, o que corrobora estudos anteriores (Sridhar *et al.*, 2009; Pascoal *et al.*, 2005b). Todavia, um estudo prévio mostrou que esta espécie diminuiu sua atividade reprodutiva quando foi exposta a condições de anoxia (Medeiros *et al.*, 2009). *Heliscus submersus* e *Tricladium chaetocladium* foram características de ambientes muito enriquecidos e com níveis intermediários de oxigênio dissolvido, sendo que a primeira espécie foi associada exclusivamente a ambientes poluídos em um estudo anterior (Pascoal *et al.*, 2005b).

Estes resultados corroboram a segunda hipótese deste estudo, pois baixos níveis de enriquecimento e oxigenação da água favoreceram apenas *A. filiformis*, sugerindo sua adaptação a condições severas e tolerância à combinação destes dois fatores. Por outro lado, condições mais enriquecidas e oxigenadas favoreceram espécies mais exigentes nutricionalmente e/ou melhores competidoras, tais como *H. submersus* e *T. chaetocladium*, porém desfavoreceram *Mycocentrospora acerina*, uma espécie que foi característica dos ambientes naturais. Isto confirma a ocorrência de redundância entre os hifomicetos aquáticos, com a perda de espécies mais sensíveis sendo compensada por espécies mais tolerantes às mudanças no ambiente (Sridhar *et al.*, 2009; Pascoal *et al.*, 2005b). Além disso, o aumento da riqueza de espécies em função do enriquecimento pode ser devido ao aumento desigual nas taxas de esporulação destes fungos, o que facilita a detecção de espécies raras (Gulis & Suberkropp, 2004). Todavia, embora a riqueza de hifomicetos aquáticos tenha sido maior nos ambientes mais enriquecidos, é necessário ressaltar que houve uma expressiva diminuição tanto na atividade reprodutiva quanto na produção de biomassa destes micro-organismos. Isto evidencia a influência de outros fatores, além do enriquecimento, sobre as respostas dos

organismos às mudanças no ambiente (Woodward *et al.*, 2012). Assim sendo, pode-se inferir que a eutrofização dos ecossistemas lóticos afeta a estrutura e a composição da comunidade de hifomicetos aquáticos, com reflexos no funcionamento destes ecossistemas, e consequentemente, no processo de decomposição do detrito foliar (Lecerf & Chauvet, 2008; Menéndez *et al.*, 2011).

Conclusão

Este estudo demonstrou que o efeito simultâneo do enriquecimento de nutrientes e da oxigenação da água não foi diretamente proporcional às mudanças na perda de massa do detrito foliar, biomassa, taxa de esporulação e composição da comunidade de hifomicetos aquáticos. Isso pode levar a alterações na estrutura e composição destas comunidades, com reflexos no funcionamento dos ecossistemas lóticos. Os resultados obtidos indicam a fragilidade destes ecossistemas devido à complexidade do seu funcionamento e o quanto existe de incertezas e modificações imprevisíveis (devido à escassez de estudos) ocasionadas pelas influências antrópicas. De fato, os impactos na biodiversidade, estabilidade e função dos ecossistemas são difíceis de interpretar (Solé *et al.*, 2008; Smith & Schindler, 2009). Assim, acreditamos que só o aumento dos estudos sobre os efeitos de múltiplos estressores sobre as comunidades de hifomicetos aquáticos podem nos levar a ter segurança na implementação de medidas mitigadoras e propostas de manejo dos ecossistemas aquáticos. Todavia, isto ainda não é possível devido a escassez de informação, sobretudo em sistemas tropicais. Este entendimento pode ser útil para que as propostas de conservação dos recursos hídricos levem em consideração os efeitos sinérgicos ou antagônicos destes fatores sobre os mecanismos relacionados à decomposição foliar em córregos sob estresse antropogênico.

Bibliografia

- ABELHO, M. & GRAÇA, M.A.S. 2006. Effects of nutrient enrichment on decomposition and fungal colonization of sweet chestnut leaves in an Iberian stream (Central Portugal). **Hydrobiologia** **560**: 239-247.
- ABELHO, M., MORETTI, M., FRANÇA, J. & CALLISTO, M. 2010. Nutrient addition does not enhance leaf decomposition in a Southeastern Brazilian stream (Espinhaço mountain range). **Brazilian Journal of Biology** **70**: 747-754.
- ARTIGAS, J., ROMANÍ, A.M. & SABATER, S. 2008. Effect of nutrients on the sporulation and diversity of aquatic hyphomycetes on submerged substrata in a Mediterranean stream. **Aquatic Botany** **88**: 32-38.
- BALDY, V., GOBERT, V., GUEROLD, F., CHAUVET, E., LAMBRIGOT, D. & CHARCOSSET, J.-Y. 2007. Leaf litter breakdown budgets in streams of various trophic status: effects of dissolved inorganic nutrients on microorganisms and invertebrates. **Freshwater Biology** **52**: 1322–1335.
- BÄRLOCHER, F. 2005. Sporulation of aquatic hyphomycetes. In: GRAÇA, M.A.S., BÄRLOCHER, F. & GESSNER, M.O. (eds.). **Methods to study litter decomposition. A practical guide**. Springer, Dordrecht, The Netherlands, 231-236.
- BENSTEAD, J.P., DEEGAN, L.A., PETERSON, B.J., HURYIN, A.D., BOWDEN, W.B., SUBERKROPP, K., BUZBY, K.M., GREEN, A.C. & VACCA, J.A. 2005. Responses of a breaded Arctic stream to short-term N and P fertilisation. **Freshwater Biology** **50**: 277-290.
- BENSTEAD, J.P., ROSEMOND, A.D., CROSS, W.F., WALLACE J.B., EGGERT, S.L., SUBERKROPP, K, GULIS, V., GREENWOOD, J.L. & TANT, C.J. 2009. Nutrient enrichment alters storage and fluxes of detritus in a headwater stream ecosystem. **Ecology** **90**: 2556–2566.
- CAMARGO, J.A. & ALONSO, A. 2006. Ecological and toxicological effects of inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems: A global assessment. **Environment International** **32**: 831-849.
- DUARTE, S., PASCOAL, C. & CÁSSIO, F. 2008. High diversity of fungi may mitigate the impact of pollution on plant litter decomposition in streams. **Microbial Ecology** **56**: 688-695.
- DUFRENE, M. & LEGENDRE, P. 1997. Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. **Ecological Monographs** **67**: 345-366.
- EITEN, G. 1972. The cerrado vegetation of Brazil. **Botanical Review** **38**: 205-341.
- FERREIRA, V. GULIS, V. & GRAÇA, M.A.S. 2006. Whole-stream nitrate addition affects litter decomposition and associated fungi but not invertebrates. **Oecologia** **149**: 718-729.

- FERREIRA, V. & GRAÇA, M.A.S. 2007. Fungal activity associated with decomposing wood is affected by nitrogen concentration in water. **International Review of Hydrobiology** **92**: 1-8.
- FERREIRA, V. & CHAUVET, E. 2011. Synergistic effects of water temperature and dissolved nutrients on litter decomposition and associated fungi. **Global Change Biology** **17**: 551-564.
- FERREIRA, V., CASTAGNEYROL, B., KORICHEVA, J., GULIS, V., CHAUVET, E. & GRAÇA, M.A.S. 2014. A meta-analysis of the effects of nutrient enrichment on litter decomposition in streams. **Biological Reviews** doi: 10.1111/brv.12125
- GALLOWAY, J.N., TOWNSEND, A.R., ERISMAN, J.W., BEKUNDA, M., CAI, Z., FRENEY, J.R., MARTINELLI, L.A., SEITZINGER, S.P. & SUTTON, M.A. 2008. Transformation of the nitrogen cycle: recent trends, questions, and potential solutions. **Science** **320**: 889-892.
- GESSNER, M. O. 2005. Ergosterol as a measure of fungal biomass. In: GRAÇA, M.A.S., BARLOCHER, F. & GESSNER, M.O. (ed.). **Methods to study litter decomposition. A practical guide**. Springer, Dordrecht, The Netherlands, 189-195.
- GONÇALVES, J.F.JR., GRAÇA, M.A.S. & CALLISTO, M. 2007. Litter decomposition in a Cerrado savannah stream is retarded by leaf toughness, low dissolved nutrients and a low density of shredders. **Freshwater Biology** **52**: 1440-1451.
- GONÇALVES, J.F.Jr., REZENDE, R.S., MARTINS, N.M. & GREGÓRIO, R.S., 2012. Leaf breakdown in an Atlantic Rain Forest stream. **Austral Ecology** **37**: 807-815.
- GRATTAN, R.M., & SUBERKROPP, K. 2001. Effects of nutrient enrichment on yellow poplar leaf decomposition and fungal activity in streams. **Journal of the North American Benthological Society** **20**: 33- 43.
- GULIS, V. & SUBERKROPP, K. 2003a. Effect of inorganic nutrients on relative contribution of fungi and bacteria to carbon flow from submerged decomposing leaf litter. **Microbial Ecology** **45**: 11–19.
- GULIS, V. & SUBERKROPP, K. 2003b. Leaf litter decomposition and microbial activity in nutrient-enriched and unaltered reaches of a headwater stream. **Freshwater Biology** **48**: 123-134.
- GULIS, V. & SUBERKROPP, K. 2004. Effects of whole-stream nutrient enrichment on the concentration and abundance of aquatic hyphomycete conidia in transport. **Mycologia** **96**: 57-65.
- GULIS, V., FERREIRA, V. & GRAÇA M.A.S., 2006. Stimulation of leaf litter decomposition and associated fungi and invertebrates by moderate eutrophication: implications for stream assessment. **Freshwater Biology** **51**: 1655–1669.

GÜSEWELL, S. & GESSNER, M.O. 2009. N:P ratios influence litter decomposition and colonization by fungi and bacteria in microcosms. **Functional Ecology** **23**: 211-219.

KRAUSS, G.-J., SOLÉ, M., KRAUSS, G., SCHLOSSER, D., WESENBERG, D., BÄRLOCHER, F., 2011. Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. **FEMS Microbiology Reviews** **35**: 620-651.

KUIJPER, L.J., BERG, M.P., MORRIEN, E., KOOI, B.W. & VERHOEF, H. A. 2005. Global change effects on a mechanistic decomposer food web model. **Global Change Biology** **11**: 249-265.

LECERF, A. & CHAUVET, E. 2008. Diversity and functions of leaf-decaying fungi in human-altered streams. **Freshwater Biology** **53**: 1658-1672.

MCCUNE, B. & MEFFORD, M.J. 2006. **PC-ORD: Multivariate analysis of Ecological Data, version 5.15 for Windows**. MjM Software, Gleneden Beach.

MENÉNDEZ, M., DESCALS, E., RIERA, T. & MOYA, O. 2011. Leaf litter breakdown in Mediterranean streams: effect of dissolved inorganic nutrients. **Hydrobiologia** **669**:143-155.

MEDEIROS, A.O., PASCOAL, C. & GRAÇA, M.A.S. 2009. Diversity and activity of aquatic fungi under low oxygen conditions. **Freshwater Biology** **54**: 142-149.

PASCOAL, C., CASSIO, F. & GOMES, P. 2001. Leaf breakdown rates: a measure of water quality? **International Review of Hydrobiology** **86**: 407-416.

PASCOAL, C. & CÁSSIO, F. 2004. Contribution of fungi and bacteria to leaf litter decomposition in a polluted river. **Applied and Environmental Microbiology** **70**: 5266-5273.

PASCOAL, C., CÁSSIO, F., MARCOTEGUI, A. SANZ, B. & GOMES, P. 2005a. Role of fungi, bacteria, and invertebrates in leaf litter breakdown in a polluted river. **Journal the North American Benthological Society** **24**: 784-797.

PASCOAL, C., MARVANOVÁ, L. & CÁSSIO, F. 2005b. Aquatic hyphomycete diversity in streams of Northwest Portugal. **Fungal Diversity** **19**: 109-128.

PÉREZ, J., BASAGUREN, A., DESCALS, E., LARRANÃGA, A. & POZO, J. 2013. Leaf-litter processing in headwater streams of northern Iberian Peninsula: moderate levels of eutrophication do not explain breakdown rates. **Hydrobiologia** **718**: 41-57.

PIGGOTT, J.J., LANGE, K., TOWNSEND, C.R. & MATTHAEI, C.D. 2012. Multiple stressors in agricultural streams: a mesocosm study of interactions among raised water temperature, sediment addition and nutrient enrichment. **PLoS ONE** **7**: e49873.

Plano de Manejo da Estação Ecológica do Jardim Botânico de Brasília, 2010. Disponível em: <http://www.jardimbotanico.df.gov.br/sobre/manejo/8-sob>

QUINTÃO, J.M.B., REZENDE, R.S. & GONÇALVES JR., J.F. 2013. Microbial effects in leaf breakdown in tropical reservoirs of different trophic status. **Freshwater Science** **32**: 933-950.

R Core Team. 2013. **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing. Vienna, Austria. URL <http://www.R-project.org/>.

ROCKSTRÖM, J., STEFFEN, W., NOONE, K., PERSSON, A., CHAPIN, F.S., LAMBIN, E.F., LENTON, T.M., SCHEFFER, M., FOLKE, C., SCHELLNHUBER, H.J., NYKVIST, B., WIT, C.A., HUGHES, T., LEEUW, S., RODHE, H., SÖRLIN, S., SNYDER, P.K., COSTANZA, R., SVEDIN, U., FALKENMARK, M., KARLBERG, L., CORREL, R.W., FABRY, V.J., HANSEN, J., WALKER, B., LIVERMAN, D., RICHARDSON, K., CRUTZEN, P. & FOLEY, J.A. 2009. A safe operating space for humanity. **Nature** **461**: 472-475.

SILVA-JÚNIOR, M.C. & SARMENTO, T.R. 2009. Comunidades lenhosas no cerrado sentido restrito em duas posições topográficas na Estação Ecológica do Jardim Botânico de Brasília, DF, Brasil. **Rodriguésia** **60**: 277-294.

SMITH, V.H. & SCHINDLER, D.W. 2009. Eutrophication science: where do we go from here? **Trends in Ecology & Evolution** **24**: 201-207.

SOLE, M., FETZER, I., WENNRICH, R., SRIDHAR, K.R., HARMS, H. & KRAUSS, G. 2008. Aquatic hyphomycete communities as potential bioindicators for assessing anthropogenic stress. **Science of the Total Environment** **289**: 557-565.

SRIDHAR, K.R. & BÄRLOCHER, F. 2000. Initial colonization, nutrient supply, and fungal activity on leaves decaying in streams. **Applied and Environmental Microbiology** **66**: 1114-1119.

SRIDHAR, K.R., DUARTE, S., CÁSSIO, F. & PASCOAL, C. 2009. The role of early fungal colonizers in leaf-litter decomposition in Portuguese streams impacted by agricultural runoff. **International Review of Hydrobiology** **94**: 399-409.

SUBERKROPP, K., GULIS, V., ROSEMOND, A.D. & BENSTEAD, J.P. 2010. Ecosystem and physiological scales of microbial responses to nutrients in a detritus-based stream: Results of a 5-year continuous enrichment. **Limnology and Oceanography** **55**: 149-160.

WOODWARD, G., GESSNER, M.O., GILLER, P.S., GULIS, V., HLADYZ, S., LECERF, A., MALMQVIST, B., MCKIE, B.G., TIEGS, S.D., CARISS, H., DOBSON, M., ELOSEGI, A., FERREIRA, V., GRAÇA, M.A.S., FLEITUCH, T., LACOURSIÈRE, J.O., NISTORESCU, M., POZO, J., RISNOVEANU, G., SCHINDLER, M., VADINEANU, A., VOUGHT, L.B.-M. & CHAUVET, E. 2012. Continental-scale effects of nutrient pollution on stream ecosystem functioning. **Science** **336**: 1438-1440.

Conclusões finais

- 1.** A composição química do detrito foliar influenciou a perda de massa durante o processo de lixiviação. As espécies com maior qualidade química (maiores teores de nutrientes e menores teores de celulose) lixiviam mais rapidamente que aquelas de menor qualidade química (maiores concentrações de lignina e celulose).
- 2.** As variações nas características físicas e químicas do detrito foliar afetaram a colonização e a composição da comunidade de hifomicetos aquáticos.
- 3.** O efeito simultâneo de variações na concentração de nutrientes e na oxigenação da água influenciou a perda de massa foliar, a biomassa fúngica, a atividade reprodutiva e a composição da comunidade de hifomicetos aquáticos.
- 4.** Nossos resultados indicam que, em cenários realistas de alterações dos ecossistemas ripários – invasão biológica, perda de espécies nativas e enriquecimento de nutrientes – pode haver uma redução na biomassa e na atividade reprodutiva dos hifomicetos aquáticos, bem como mudanças na estrutura e composição destas comunidades. Isto pode ter reflexos importantes no processamento da matéria orgânica, e consequentemente, no funcionamento dos ecossistemas lóticos. Acreditamos que o entendimento da influência das atividades antrópicas sobre os padrões que determinam o processamento de matéria orgânica nos ambientes aquáticos, pode ser útil na resolução de algumas questões ecológicas fundamentais, propostas por Sutherland *et al.* (2013), porém ainda não solucionadas. Além disso, este entendimento pode ser útil para que as propostas de conservação dos recursos hídricos levem em consideração os efeitos sinérgicos ou antagônicos dos diversos fatores que agem sobre as comunidades aquáticas em córregos sob estresse antropogênico.

Perspectivas futuras

O aumento da pressão humana tem acelerado as mudanças ambientais em todo o mundo, alterando por exemplo, a qualidade da água e a estrutura das comunidades aquáticas, o que pode afetar o equilíbrio dos processos ecológicos de ciclagem de nutrientes e fluxo de energia nos ecossistemas aquáticos. Neste sentido, verifica-se a necessidade de investir esforços em trabalhos experimentais que visem ampliar nosso conhecimento sobre estes processos:

- O aumento na concentração de compostos lixiviados pode induzir uma depleção na concentração de oxigênio dissolvido na água, e conseqüentemente, influenciar a capacidade de processamento do detrito foliar. Nós sugerimos, portanto, que os próximos estudos realizem medições em intervalos curtos para uma melhor compreensão da lixiviação no processo de decomposição do detrito foliar.
- Os resultados deste estudo sugerem que a substituição de algumas espécies ripárias nativas por exóticas pode reduzir a diversidade dos hifomicetos aquáticos devido às mudanças nas características intrínsecas das folhas que entram nos córregos. Assim, é de fundamental importância ampliar nosso conhecimento sobre a estrutura ecológica dos córregos tropicais, no sentido de traçar estratégias mais eficientes para a conservação da biodiversidade em zonas ripárias.
- Os impactos das atividades antrópicas sobre os ecossistemas aquáticos são difíceis de serem interpretados. Desta forma, nós enfatizamos a necessidade de estudos sobre os efeitos de múltiplos estressores, tais como o enriquecimento de nutrientes e a depleção de oxigênio dissolvido. Isto será fundamental na definição de medidas mitigadoras e propostas de manejo dos ecossistemas aquáticos, o que ainda não é possível devido à escassez de informação, sobretudo em sistemas tropicais.

Material Suplementar – Capítulo I: Avaliação da lixiviação in situ e ex situ em riacho tropical

Tabela 1. Valores médios \pm desvio Padrão das características químicas e físicas da água dos microcosmos onde foi incubado cada tipo de detrito foliar.

Espécies	Tempo	PH	CE ($\mu\text{S.cm}^{-1}$)	OD (mg.L^{-1})	Turbidez (NTU)	CT (mg/L)	NT (mg/L)
<i>Aspidosperma discolor</i>	0	5,6 \pm 0,1	3,4 \pm 0,5	6,1 \pm 0,3	2,5 \pm 0,6	-	-
	1	5,8 \pm 0,0	5,7 \pm 0,4	6,4 \pm 0,1	3,4 \pm 0,7	98,8 \pm 146,6	5,5 \pm 6,9
	7	5,9 \pm 0,1	7,3 \pm 0,9	8,8 \pm 0,1	4,3 \pm 2,1	37,3 \pm 46,5	8,4 \pm 7,8
	15	6,1 \pm 0,0	9,2 \pm 1,6	6,2 \pm 0,4	6,1 \pm 2,8	55,05 \pm 37,56	3,3 \pm 4,7
		F = 34,55 P<0.001	F = 9,97 P<0.001	F = 99,63 P<0.001	F = 2,44 P = 0,065	F = 0,20 P = 0,823	F = 0,24 P = 0,797
<i>Calophyllum brasiliense</i>	0	4,4 \pm 0,0	1,4 \pm 0,0	3,9 \pm 0,3	1,4 \pm 0,2	-	-
	1	4,5 \pm 0,1	4,0 \pm 0,2	5,4 \pm 0,5	2,3 \pm 0,1	53,8 \pm 44,2	9,6 \pm 11,7
	7	5,7 \pm 0,1	10,8 \pm 0,6	5,0 \pm 0,3	2,0 \pm 0,4	21,7 \pm 11,4	4,8 \pm 1,1
	15	6,2 \pm 0,1	12,4 \pm 0,4	7,6 \pm 0,9	3,1 \pm 0,5	28,2 \pm 12,2	11,2 \pm 4,9
		F = 426,5 P<0.001	F = 367,9 P<0.001	F = 15,06 P<0.001	F = 9,68 P<0.001	F = 0,56 P = 0,596	F = 0,67 P = 0,545
<i>Copaifera langsdorffii</i>	0	4,4 \pm 0,0	1,4 \pm 0,1	3,9 \pm 0,5	1,6 \pm 0,2	-	-
	1	4,5 \pm 0,1	2,7 \pm 0,1	4,6 \pm 0,2	2,6 \pm 0,3	12,4 \pm 8,5	7,8 \pm 10,8
	7	5,6 \pm 0,3	7,5 \pm 0,2	5,3 \pm 0,2	2,3 \pm 0,6	53,5 \pm 16,3	1,2 \pm 1,8
	15	5,9 \pm 0,0	8,5 \pm 0,2	5,8 \pm 1,2	2,4 \pm 0,9	41,0 \pm 44,2	4,7 \pm 1,0
		F = 29,31 P<0.001	F = 143,7 P<0.001	F = 2,21 P = 0,08	F = 4,59 P < 0,05	F = 3,35 P = 0,105	F = 2,92 P = 0,130
<i>Emmotum nitens</i>	0	5,7 \pm 0,0	3,7 \pm 0,1	6,1 \pm 0,3	2,4 \pm 0,2	-	-
	1	5,9 \pm 0,1	7,6 \pm 1,2	6,6 \pm 0,2	3,5 \pm 0,5	51,5 \pm 71,6	2,6 \pm 2,0
	7	6,0 \pm 0,1	10,1 \pm 1,6	8,9 \pm 0,1	2,3 \pm 1,3	27,7 \pm 19,3	8,2 \pm 10,9
	15	6,2 \pm 0,2	12,4 \pm 2,5	6,0 \pm 0,4	5,6 \pm 1,4	61,0 \pm 38,3	3,3 \pm 2,8
		F = 6,72 P<0.001	F = 8,38 P<0.001	F = 115,5 P<0.001	F = 4,89 P < 0,05	F = 0,62 P = 0,567	F = 0,04 P = 0,936
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	0	6,7 \pm 0,3	4,8 \pm 1,7	8,8 \pm 0,9	2,9 \pm 0,2	-	-
	1	5,0 \pm 0,2	8,9 \pm 0,3	8,8 \pm 0,4	3,0 \pm 0,3	95,1 \pm 70,2	1,6 \pm 1,1
	7	5,6 \pm 0,0	9,8 \pm 0,4	-	4,8 \pm 1,0	68,9 \pm 34,0	2,2 \pm 3,3
	15	5,9 \pm 0,3	9,7 \pm 0,2	15,7 \pm 2,6	4,4 \pm 0,8	66,1 \pm 29,8	9,7 \pm 8,2
		F = 50,21 P<0.001	F = 13,81 P<0.001	F = 10,17 P<0.001	F = 5,46 P < 0,05	F = 0,12 P = 0,887	F = 0,53 P = 0,614
<i>Hyeronima alchorneoides</i>	0	6,5 \pm 0,1	4,1 \pm 0,1	6,4 \pm 0,6	1,9 \pm 0,2	-	-
	1	5,6 \pm 0,0	14,4 \pm 1,2	6,4 \pm 0,5	3,9 \pm 0,4	39,5 \pm 15,0	7,7 \pm 6,1
	7	7,2 \pm 0,0	16,9 \pm 0,9	-	3,6 \pm 0,9	106,2 \pm 149,8	6,8 \pm 6,1
	15	6,7 \pm 0,1	19,0 \pm 1,9	9,7 \pm 1,3	2,4 \pm 0,4	87,2 \pm 127,9	4,1 \pm 1,4
		F = 276,5 P<0.001	F = 43,15 P<0.001	F = 11,84 P<0.001	F = 4,98 P < 0,05	F = 0,04 P = 0,934	F = 0,06 P = 0,934
<i>Hymenaea courbaril</i>	0	6,3 \pm 0,0	4,5 \pm 0,2	6,9 \pm 0,5	2,9 \pm 1,0	-	-
	1	5,5 \pm 0,0	6,2 \pm 0,2	9,3 \pm 1,2	2,8 \pm 0,4	58,8 \pm 96,9	3,4 \pm 3,4
	7	5,8 \pm 0,0	8,1 \pm 0,2	8,7 \pm 0,2	1,4 \pm 0,1	27,1 \pm 11,2	15,7 \pm 1,3
	15	6,7 \pm 0,1	7,3 \pm 0,5	7,6 \pm 0,2	1,9 \pm 0,5	21,2 \pm 24,8	11,8 \pm 10,6
		F = 193,0 P<0.001	F = 43,75 P<0.001	F = 6,98 P<0.001	F = 5,85 P<0.001	F = 0,24 P = 0,791	F = 2,74 P = 0,142

Cont.

Espécies	Tempo	PH	CE ($\mu\text{S.cm}^{-1}$)	OD (mg.L^{-1})	Turbidez (NTU)	CT (mg/L)	NT (mg/L)
<i>Inga laurina</i>	0	6,3±0,1	4,4±0,3	7,0±1,0	2,5±0,5	-	-
	1	5,4±0,0	6,0±0,1	9,8±1,4	2,8±0,2	11, ±3,8	7,1±8,5
	7	5,8±0,0	8,5±0,3	8,9±0,1	1,6±0,4	13,3±7,3	6,7±0,6
	15	6,3±0,1	7,6±0,4	7,9±0,0	1,7±0,2	26,1±9,6	9,8±6,2
		F = 250,2 P<0.001	F = 49,23 P<0.001	F = 6,51 P<0.001	F = 10,76 P<0.001	F = 3,49 P = 0,099	F = 0,72 P = 0,522
<i>Maprounea guianensis</i>	0	4,3±0,0	1,3±0,0	4,0±0,2	1,6±0,1	-	-
	1	4,5±0,0	2,3±0,1	4,2±0,4	2,5±0,3	14,4±8,8	1,2±1,0
	7	4,7±0,0	5,7±0,1	5,3±1,1	3,8±0,5	11,5±11,0	1,5±2,3
	15	5,5±0,1	6,4±0,1	7,5±1,3	4,6±0,6	29,5±40,5	7,1±9,6
		F = 143,8 P<0.001	F = 808,9 P<0.001	F = 11,05; P<0.001	F = 21,52 P<0.001	F = 0,14 P = 0,868	F = 0,47 P = 0,646
<i>Paullinia carpopodea</i>	0	6,7±0,0	3,7±0,1	7,1±1,9	1,7±0,9	-	-
	1	5,5±0,0	7,6±0,3	6,5±0,4	4,5±0,4	57,3±69,6	7,4±5,3
	7	7,0±0,1	11,4±0,7	-	2,8±0,4	19,0±12,4	14,0±14,8
	15	6,5±0,1	11,7±0,3	11,5±1,6	2,3±0,5	20,1±5,6	8,7±5,1
		F = 205,9 P<0.001	F = 72,37 P<0.001	F = 6,76 P < 0,05	F = 5,92 P < 0,05	F = 0,65 P = 0,557	F = 0,15 P = 0,865
<i>Protium heptaphyllum</i>	0	5,0±0,1	2,9±0,2	7,7±0,1	2,1±0,1	-	-
	1	5,4±0,1	4,1±0,3	8,3±0,1	2,7±2,7	8,4±3,9	9,9±2,6
	7	5,2±0,1	5,7±0,4	6,7±1,4	2,9±0,4	24,3±10,9	15,4±25,3
	15	5,0±0,0	6,2±0,3	5,8±0,2	1,3±0,8	19,8±15,3	9,0±8,9
		F = 6,48 P<0.001	F = 30,73 P<0.001	F = 5,44 P < 0,05	F = 9,27 P<0.001	F = 2,27 P = 0,184	F = 0,39 P = 0,692
<i>Protium spruceanum</i>	0	5,1±0,0	3,8±0,1	8,3±0,5	2,4±0,2	-	-
	1	5,3±0,0	5,7±0,1	8,3±0,1	3,7±0,2	38,4±12,0	8,3±4,6
	7	5,4±0,2	6,2±0,2	4,3±0,5	2,4±0,2	14,0±6,2	5,2±6,3
	15	5,1±0,0	6,1±0,3	7,3±1,2	1,3±0,1	14,8±8,6	8,5±9,6
		F = 11,94 P<0.001	F = 52,66 P<0.001	F = 18,49 P<0.001	F = 70,66 P<0.001	F = 4,50 P = 0,064	F = 0,37 P = 0,708
<i>Richeria grandis</i>	0	4,9±0,1	2,5±0,2	8,0±1,5	2,7±0,2	-	-
	1	5,3±0,1	4,1±0,3	8,4±0,3	2,7±0,1	32,2±39,6	5,4±5,5
	7	5,3±0,1	7,3±0,6	4,4±1,2	3,0±0,1	29,6±38,5	12,7±13,6
	15	5,2±0,1	7,6±0,4	4,4±1,2	3,1±0,4	21,8±21,4	14,2±7,2
		F = 14,13 P<0.001	F = 45,05 P<0.001	F = 10,49 P<0.001	F = 1,79 P = 0,158	F = 0,02 P = 0,974	F = 1,26 P = 0,350
<i>Tapirira guianensis</i>	0	6,2±0,0	5,5±0,2	7,4±1,2	2,3±0,1	-	-
	1	5,6±0,3	9,9±0,3	8,0±0,6	3,6±0,1	32,4±29,3	10,3±8,5
	7	5,8±0,1	13,8±0,7	8,6±0,1	4,5±0,8	134,8±142,2	7,6±6,6
	15	7,2±0,2	11,0±0,5	7,5±0,0	4,6±0,5	51,6±23,0	4,1±6,7
		F = 43,44 P<0.001	F = 171,2 P<0.001	F = 3,11 P < 0,05	F = 8,77 P<0.001	F = 1,14 P = 0,379	F = 1,86 P = 0,235
<i>Vochysia pyramidalis</i>	0	4,9±1,1	3,7±0,4	6,1±0,1	2,4±0,4	-	-
	1	5,8±0,1	6,7±1,5	6,9±0,5	2,8±0,5	30,9±21,7	5,6±4,6
	7	5,9±0,0	7,8±1,2	8,9±0,2	2,6±0,0	14,2±9,9	6,1±9,2
	15	6,1±0,0	10,3±1,1	6,5±0,3	3,8±1,2	21,5±12,4	8,3±6,4
		F = 2,79 P < 0,05	F = 8,14 P<0.001	F = 100,9 P<0.001	F = 3,26 P < 0,05	F = 0,63 P = 0,565	F = 0,38 P = 0,696

