



KARL KEMMELMEIER

**COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS
ARBUSCULARES (GLOMEROMYCOTA) EM
ECOSSISTEMAS IMPACTADOS POR REJEITO DE
MINERAÇÃO DE FERRO EM MARIANA-MG**

LAVRAS-MG

2018

KARL KEMMELMEIER

**COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES
(GLOMEROMYCOTA) EM ECOSISTEMAS IMPACTADOS POR REJEITO DE
MINERAÇÃO DE FERRO EM MARIANA-MG**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo, área de concentração em Biologia, Microbiologia e Processos Biológicos do Solo, para a obtenção do título de Mestre.

Orientador

Prof. Dr. Marco Aurélio Carbone Carneiro

**LAVRAS-MG
2018**

**Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema de Geração de Ficha Catalográfica da Biblioteca
Universitária da UFLA, com dados informados pelo(a) próprio(a) autor(a).**

Kemmelmeier, Karl .

Comunidades de fungos micorrízicos arbusculares
(Glomeromycota) em ecossistemas impactados por rejeito de
mineração de ferro em Mariana-MG / Karl Kemmelmeier. - 2018.
61 p. : il.

Orientador(a): Marco Aurélio Carbone Carneiro.

.
Dissertação (mestrado acadêmico) - Universidade Federal de
Lavras, 2018.

Bibliografia.

1. Diversidade. 2. Glomeromycetes. 3. Bacia do Rio Doce. I.
Carneiro, Marco Aurélio Carbone. . II. Título.

KARL KEMMELMEIER

**COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES
(GLOMEROMYCOTA) EM ECOSISTEMAS IMPACTADOS POR REJEITO DE
MINERAÇÃO DE FERRO EM MARIANA-MG**

**ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI (GLOMEROMYCOTA) COMMUNITIES
IN ECOSYSTEMS IMPACTED BY IRON MINING WASTE IN MARIANA-MG**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo, área de concentração em Biologia, Microbiologia e Processos Biológicos do Solo, para a obtenção do título de Mestre.

APROVADA em 13 de julho de 2018.

Dra. Fatima Maria de Souza Moreira

UFLA

Dr. Orivaldo José Saggin Júnior

EMBRAPA

Dr. Marco Aurélio Carbone Carneiro

Orientador

**LAVRAS-MG
2018**

AGRADECIMENTOS

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (Capes) – Código de financiamento 001.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (Capes), ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnologia (CNPq) e à Fundação de Amparo à Pesquisa de Minas Gerais (Fapemig) pelo apoio financeiro.

A Fapemig pelo apoio financeiro ao projeto (CAG.APQ 01661/16): Fungos micorrízicos arbusculares, bactérias fixadoras de N₂ e outras promotoras de crescimento vegetal de áreas da bacia do rio Doce: identificação, caracterização, informatização e avaliação do potencial biotecnológico.

A Universidade Federal de Lavras (UFLA), ao Departamento de Ciência do Solo (DCS) e ao Programa de Pós Graduação em Ciência do Solo pela oportunidade concedida para a realização do mestrado, aperfeiçoamento profissional e desenvolvimento de atividades de ensino e pesquisa.

A equipe do Laboratório de Microscopia Eletrônica e Análise Ultraestrutural da UFLA, pela disponibilidade dos equipamentos e orientações.

Ao professor Marco Aurélio Carbone Carneiro, pelo incentivo à realização desse trabalho, pela orientação, exemplo profissional, e incentivo à pesquisa e investigação científica. Também sou grato pelas demais oportunidades de trabalho, disposição e prontidão para colaborar com o avanço das propostas desenvolvidas e confiança depositada durante seu desenvolvimento.

Aos membros da banca de defesa, pelas suas contribuições para a melhora do trabalho.

Aos professores Fatima Maria de Souza Moreira e Marco Aurélio Carbone Carneiro, pela exemplar condução do Laboratório de Biologia, Microbiologia e Processos Biológicos do Solo, e aos técnicos, Manuel, Marlene e Paulo, pelo apoio nas atividades desenvolvidas.

Ao professor Sidney Luiz Stürmer pelos conhecimentos compartilhados sobre a taxonomia e sistemática de fungos micorrízicos arbusculares, pela prontidão em colaborar com os trabalhos que me comprometi a desenvolver, e disponibilidade de acesso do laboratório de micorrizas da FURB.

Aos professores que tive na Pós-Graduação, pela oportunidade de aprendizado, pelos conhecimentos compartilhados e disponibilidade de acesso aos laboratórios e bibliografias.

Ao Dr. Flávio Araújo Pinto e ao Dr. Jessé Valentim dos Santos, pela competência e capacidade de observação dessa oportunidade de trabalho, pelas conversas, curiosidade investigativa e prontidão no auxílio e desenvolvimento das atividades no laboratório.

Aos meus colegas graduandos, pós-graduandos e pós-doutorandos do laboratório de Biologia, Microbiologia e Processos Biológicos do Solo e Departamento de Ciência do Solo, por prezarem pela boa convivência, pelos momentos de ensino-aprendizagem compartilhando conhecimento e experiências, pelas conversas e momentos de lazer.

A minha família, em especial aos meus pais, pelo exemplo de conservação e aprimoramento de valores; pela dedicação, respeito, comprometimento e pelo incentivo à minha formação pessoal e profissional. Também sou grato por todo o auxílio para que pudesse ter foco no desenvolvimento das atividades que me comprometi a realizar no período da Pós-Graduação.

A Dona Consuelo e Seu Demetrius, pela convivência em um lar tranquilo e organizado, de fundamental importância para que eu pudesse dedicar-me às atividades da Pós-Graduação. Também pelo estímulo e cooperação na promoção de momentos de lazer capazes de aglutinar agradáveis companhias.

Aos amigos que estiveram presentes proporcionando momentos e conversas que contribuíram para manter meu entusiasmo e resiliência nas investigações científicas.

A todos que direta ou indiretamente me auxiliaram e me apoiaram durante a Pós-Graduação e durante a realização desta pesquisa, meu muito obrigado.

RESUMO GERAL

A deposição do rejeito de mineração de ferro proveniente do rompimento da barragem de Fundão, em Mariana-MG, provocou impacto em toda extensão da bacia do rio Doce, alterando características físico-químicas dos solos, elevando a mortalidade de organismos aquáticos e suprimindo extensas áreas de vegetação, porém, seu efeito sobre as comunidades microbianas do solo é praticamente desconhecido. O objetivo deste estudo foi avaliar a composição de comunidades de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) em ecossistemas impactados por diferentes espessuras de deposição de rejeito de mineração de ferro e ecossistemas não impactados adjacentes. Amostras de solo foram coletadas em áreas de Mata Atlântica não impactada (MA-Ref), Mata Atlântica com deposição de aproximadamente 0,4 m de profundidade de rejeito (MA-0,4) e com deposição de mais de 1 m de rejeito (MA->1); e plantio de eucalipto não impactado (PE-Ref), plantio de eucalipto com deposição de aproximadamente 0,4 m de rejeito (PE-0,4) e com deposição de mais de 1 m de rejeito (PE->1). Esporos de FMAs foram extraídos de solo e coletados esporocarpos epígeos sobre o rejeito de mineração, sendo montados em lâminas permanentes para identificação morfológica. Recuperou-se um total de 38 morfoespécies de FMAs nos ecossistemas avaliados. Glomeraceae foi a família que apresentou maior riqueza, seguida por Acaulosporaceae. Apenas quatro espécies de FMAs foram compartilhadas entre todas as áreas amostradas, e aproximadamente 18% foram exclusivamente amostradas em um determinado ecossistema. A composição taxonômica dos FMAs permitiu diferenciar ecossistemas impactados e não impactados pela deposição de rejeito. A densidade de esporos por famílias de FMAs apresentou diferenças entre ecossistemas impactados pelo rejeito. Classes de frequência de ocorrência das espécies demonstram dominância de Glomeraceae, enquanto que duas ou três espécies apresentaram abundância relativa dos esporos superior a 15% em cada ecossistema. *Rhizophagus irregularis* foi exclusivamente recuperada em áreas impactadas pela deposição de rejeito, apresentando, sempre, abundância relativa superior a 10%. Grandes massas de esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* foram coletadas sobre o rejeito, ampliando o conhecimento a cerca ocorrência dessa espécie em ecossistemas impactados. A presença de aproximadamente 88% das espécies de FMAs nas áreas impactadas, e compartilhamento de aproximadamente 55% das espécies entre áreas com e sem deposição de rejeito, indica que processos de dispersão foram eficientes, e que a maioria dos taxa amostrados nos ambientes não impactados são competentes em se estabelecer em áreas com deposição de rejeito de mineração, podendo auxiliar no processo de estabelecimento da vegetação, sucessão e auxiliando no processo de reabilitação das áreas impactadas.

Palavras chave: Diversidade. Glomeromycetes. Bacia do Rio Doce.

GENERAL ABSTRACT

The deposition of the iron ore tailings from the rupture of the Fundão dam in Mariana-MG has impacted the entire length of the Doce river basin, altering soil physico-chemical characteristics, increasing the mortality of aquatic organisms and suppressing extensive areas, however its effect on soil microbial communities is practically unknown. The objective of this study was to evaluate the composition of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) communities in ecosystems impacted by different thicknesses of iron ore tailings deposition and adjacent non-impacted ecosystems. Soil samples were collected in areas of untouched Atlantic Forest (MA-Ref), Atlantic Forest with deposition of approximately 0,4 m of tailings depth (MA-0,4) and deposition of more than 1 m of tailings (MA-> 1); and non-impacted eucalyptus plantation (PE-Ref), eucalyptus plantation with deposition of approximately 0,4 m of tailings (PE-0,4) and deposition of more than 1 m of tailings (PE-> 1). AMF spores were extracted from soil and collected epigeous sporocarps on the mining tail, being mounted on permanent slides for morphological identification. A total of 38 AMF morphospecies were recovered from the evaluated ecosystems. Glomeraceae was the family with the highest abundance, followed by Acaulosporaceae. Only four AMF species were shared among all sampled areas, and approximately 18% were exclusively sampled in one ecosystem. The taxonomic composition of AMFs allowed differentiating between impacted and non-impacted ecosystems. The spore density of AMF families showed differences among the ecosystems impacted by the tailings. Classes of frequency of occurrence of species show dominance of Glomeraceae, while two or three species showed relative spore abundance greater than 15% in each ecosystem. *Rhizophagus irregularis* was exclusively recovered in areas impacted by tailings deposition, always presenting a relative abundance of more than 10%. Large masses of sporocarps of *Sclerocystis coremioides* were collected on the tailings, increasing the knowledge about the occurrence of this species in impacted ecosystems. The presence of approximately 88% of the AMF species in the impacted areas, and sharing approximately 55% of the species between areas with and without tailings deposition, indicates that dispersion processes were efficient, and that the majority of the taxa sampled in non-impacted environments are competent to establish themselves in areas with deposition of mining tailings, which can assist in the process of establishing vegetation, succession and assisting in the rehabilitation process of impacted areas.

Keywords: Diversity. Glomeromycetes. Doce River Basin.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	10
2. REFERENCIAL TEÓRICO	11
2.1 Características dos fungos micorrízicos arbusculares	11
2.2 Fatores determinantes da diversidade de comunidades de FMAs	14
3. REFERÊNCIAS	16
4. SEGUNDA PARTE-ARTIGO	24
COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (GLOMEROMYCOTA) EM ECOSISTEMAS IMPACTADOS POR REJEITO DE MINERAÇÃO DE FERRO EM MARIANA-MG⁽¹⁾	24
5. ANEXOS	59

1 INTRODUÇÃO

Em 5 de novembro de 2015, o colapso da barragem de Fundão, no município de Mariana (MG), impactou a bacia hidrográfica do Rio Doce com aproximadamente 50 milhões de m³ de rejeito de mineração de ferro (ESCOBAR, 2015). O rejeito depositado na zona ripária alterou características físico-químicas dos solos, elevou a mortalidade de espécies arbóreas e dificulta a regeneração das fitofisionomias típicas da região, porém, seu efeito nas comunidades microbiológicas do solo ainda é desconhecido. Muitas condições físicas e químicas adversas impedem o desenvolvimento de comunidades microbianas em resíduos de mineração, estes incluem pH extremo, falta de matéria orgânica, falta de nutrientes disponíveis e toxicidade de metais pesados (SARKAR et al., 2017).

A biota do solo desempenha papéis cruciais no funcionamento ecossistêmico (FITTER et al, 2005), e o conhecimento da dependência espacial dos parâmetros biológicos do solo pode ajudar a interpretar sua função ecológica em escala ecossistêmica (PAUL; CLARK, 1989). Dentre os microrganismos do solo, os fungos micorrízicos influenciam a produtividade e a diversidade vegetal, conectam as plantas via rede de hifas abaixo do solo permitindo a movimentação de recursos entre plantas coexistentes (VAN DER HEIJDEN et al., 2015), e atuam em outros serviços ecossistêmicos que podem auxiliar no estabelecimento da vegetação, como por exemplo, na agregação do solo e no estoque de carbono e nitrogênio no solo (MILLER; JASTROW, 2000).

Dentre os microrganismos do solo, os FMAs desempenham importantes funções, e podem ser utilizados como bioindicadores na estruturação de ecossistemas e no monitoramento das comunidades formadas por esses organismos, inclusive auxiliando na compreensão da sucessão em comunidades vegetais (ALLEN; ALLEN, 1988). Além do mais, quando associados a raízes de plantas, esses fungos podem auxiliá-las no seu estabelecimento reduzindo os estresses bióticos e abióticos. A importância da riqueza específica de fungos micorrízicos arbusculares ocorrentes em áreas impactadas reside no fato de que essas espécies podem estar mais bem adaptadas às condições ambientais impostas nesses ambientes, proporcionando critérios de escolha de espécies ou comunidades que possam ser utilizadas em processos de restauração ambiental. A manipulação de populações de FMAs nativas de ecossistemas degradados pode ser

uma alternativa para acelerar a recuperação dessas áreas (REEVES et al., 1979; ALLEN, 1991).

Estudos de diversidade taxonômica de FMAs em solos tropicais degradados por atividade mineradora comumente tem relatado as famílias Glomeraceae e Acaulosporaceae apresentando elevada riqueza específica (CAPRONI et al., 2003; KLAUBERG-FILHO; SIQUEIRA; MOREIRA, 2002; MELLONI; SIQUEIRA; MOREIRA, 2003; GONZALEZ-CHAVEZ; CARRILLO-GONZALEZ; GUTIERREZ-CASTORENA, 2009). É possível que características do ciclo de vida de espécies de Glomeraceae, tais como alta esporulação e capacidade de sobrevivência e propagação pelas vesículas intraradiculares, facilitem uma seleção positiva dessas espécies em ecossistemas perturbados (DE SOUZA et al., 2005).

A avaliação da composição taxonômica de comunidades de FMAs em áreas de mineração pode auxiliar na identificação de espécies dominantes e sensíveis aos impactos à que estes fungos estão expostos (MELLONI; SIQUEIRA; MOREIRA, 2003), informação essa, que pode nortear medidas que visem otimizar os processos de recuperação dessas áreas. Partindo dessa premissa, o objetivo do presente trabalho foi avaliar a diversidade morfológica de fungos micorrízicos arbusculares em áreas afetadas pela deposição de rejeito de mineração de ferro proveniente do rompimento de barragem de contenção em Mariana-MG.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Características dos fungos micorrízicos arbusculares

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) e *Geosiphon pyriformis* (Kütz) F. Wettst. pertencem a um grupo monofilético, o Filo Glomeromycota (SCHÜßLER; SHWARZOTT; WALKER, 2001; TEDERSOO et al., 2018), cujas evidências genéticas distintas demonstram maior proximidade filogenética de Dikarya, clado que contém os Filos Ascomycota e Basidiomycota (JAMES et al., 2006; SCHÜßLER; SHWARZOTT; WALKER, 2001; TEDERSOO et al., 2018; TEHLER; LITTLE; FARRIS, 2003), ou de Mucoromycota (LEE; YOUNG, 2009; LIU et al., 2009; REDECKER; RAAB, 2006; SPATAFORA et al., 2016). Com base em dados moleculares estima-se que Glomeromycota tenha divergido de Dikarya entre 1200-1400 milhões de anos atrás

(MAA) (HECKMAN et al., 2001), enquanto que o registro fóssil mais antigo desses fungos data do período Ordoviciano, aproximadamente 460 MAA (REDECKER; KODNER; GRAHAM, 2000).

Os fungos pertencentes ao Filo Glomeromycota, por vezes chamados glomeromicetos, apresentam micélio cenocítico a pouco septado, na maioria hipógeos, por vezes epígeos (SCHÜßLER; SHWARZOTT; WALKER, 2001; SCHÜßLER; WALKER, 2010), e seu corpo somático pode se diferenciar em estruturas discretas como arbúculos, vesículas, células auxiliares, micélio intra e extraradicular e esporos asexuados (MORTON, 1990), dependendo da espécie.

Os glomeromicetos habitam o solo em subsuperfície ou superfície, raízes, alguns outros órgãos vegetais, ou fragmentos de substrato em decomposição (SCHÜßLER; SHWARZOTT; WALKER, 2001). Estes fungos apresentam relação simbiótica íntima com alguns grupos de organismos fotoautotróficos (SCHÜßLER; SHWARZOTT; WALKER, 2001; SCHÜßLER; WALKER, 2010) e são considerados biotróficos obrigatórios devido à impossibilidade de crescerem e completarem seu ciclo de vida na ausência dos organismos com os quais estabelecem simbiose (SMITH; READ, 2008); embora experimentos conduzidos em laboratório tenham demonstrado que esporos de FMAs podem germinar, apresentar crescimento micelial e produzir novos esporos em meio de cultura com *Paenibacillus validus* (Nakamura, 1984) Ash et al., 1994 emend. Heyndrickx et al., 1995, na ausência de hospedeiro vegetal (HILDEBRAND; JANETTA; BOTHE, 2002; HILDEBRANDT et al., 2006).

Dentre os glomeromicetos, os fungos micorrízicos arbusculares podem estabelecer associações micorrízicas com plantas de todas as Divisões com representantes viventes (WANG; QIU, 2006). Estimativas apontam que aproximadamente 72% das plantas vasculares são capazes de estabelecer associações com FMAs (BRUNDRETT, 2009). Ressalta-se que FMAs podem estabelecer associações com gametófitos de plantas das Divisões Anthocerotophyta (SCHÜßLER, 2000) e Marchantiophyta (LIGRONE; LOPES, 1989; READ et al., 2000; RUSSELL; BULMAN 2005) e gametófitos de plantas vasculares da Classe Lycopodiopsida (SCHMID; OBERWINKLER, 1993) e Classe Polypodiopsida (OGURA-TSUJITA et al., 2013; SCHMID; BERWINKLER, 1996).

Durante a fase simbiótica da associação micorrízica arbuscular, ocorre a transferência de fotoassimilados do fitobionte para o fungo e nutrientes, aminoácidos e possivelmente água do micobionte para a planta (HAMPP; SCHAEFFER, 1995;

SMITH; READ, 2008). Outros possíveis atributos dessa simbiose que podem melhorar o desempenho dos vegetais associados são o auxílio a maior resistência ou tolerância a doenças, tolerância a estresses abióticos (e.g. hídrico) e melhoras na estrutura do solo (MILLER; JASTROW, 1992; NEWSHAM; FITTER; WATKINSON, 1995).

O ciclo de vida dos glomeromicetos consiste de uma fase somática e uma fase reprodutiva, com a primeira envolvendo o crescimento e a diferenciação de hifas vegetativas nos tecidos do hospedeiro e no solo (LINDERMAN, 1997), podendo culminar na formação de esporos assexuados (fase reprodutiva) que servem para dispersão e sobrevivência a curto prazo (MORTON, 1990; STÜRMER; SIQUEIRA, 2008), cuja germinação gera nova fase somática.

Dentre as estruturas da fase somática dos FMAs, as hifas são importantes na aquisição e translocação de nutrientes do solo para a planta hospedeira, servindo também como propágulo para iniciar nova colonização micorrízica (GRAHAM; LINDERMAN; MENGE, 1982), estas também podem atuar na troca de material genético entre diferentes estirpes de FMAs através de anastomoses (GIOVANNETTI et al., 2003). Ao entrarem em contato com as raízes de um hospedeiro em potencial, as hifas dos FMAs podem se diferenciar em apressórios e penetrar através da epiderme vegetal (LAMBALIS, 2006). No interior das raízes, o fungo pode crescer tanto intra quanto intercelularmente no tecido cortical (LAMBALIS; RAMOS, 2010). Em células do córtex do hospedeiro, hifas intracelulares podem se diferenciar em hifas enveladas ou estruturas elaboradas e extensivamente ramificadas chamadas arbúsculos (LINDERMAN, 1997), que estando em contato com a membrana plasmática da célula vegetal atuam na troca de nutrientes entre a planta hospedeira e a célula fúngica (SMITH; READ, 2008).

Dependendo ao grupo filogenético a que pertencem, os FMAs podem formar vesículas e/ou células auxiliares (DE SOUZA et al., 2010). As vesículas são estruturas que servem como reservatórios de nutrientes para o fungo (BONFANTE-FASOLO, 1984), podem apresentar forma globosa, oblonga, elíptica ou irregular, e são formadas por apenas alguns gêneros de FMAs (DE SOUZA et al., 2010). Células auxiliares são estruturas com paredes celulares finas, formadas em aglomerados em hifas enveladas (MORTON; BENNY, 1990), sua superfície pode ser equinulada, lisa ou verrucosa (OEHL; DE SOUZA; SIEVERDING, 2008; DE SOUZA et al., 2010). As células auxiliares estão presentes somente nas famílias Pacisporaceae e Gigasporaceae (DE SOUZA; DA SILVA; BERBARA, 2008; DE SOUZA et al., 2010), e sua possível

função está ligada ao armazenamento de carbono, para uso como energia durante a iniciação e/ou desenvolvimento de esporos e/ou para a reparação do micélio (PEARSON; SCHWEIGER, 1993; DE SOUZA; DECLERCK, 2003).

Os esporos assexuais formados pelos FMAs são multinucleados (PAWLOWSKA; TAYLOR, 2004) e podem ser formados isoladamente, em aglomerados frouxos ou compactos (sem a formação de perídio) ou esporocarpos (com desenvolvimento peridial) (SCHÜBLER; SCHWARZOTT; WALKER, 2001), de acordo com as características da espécie. Existe o registro de uma fase sexuada em *Gigaspora decipiens* I.R. Hall & L.K. Abbott (TOMMERUP; SIVASITHAMPARAM, 1990), porém, este carece de confirmação posterior. Atualmente não há nenhuma evidência direta de reprodução sexual no grupo, e a variação molecular sugere que a expansão clonal é a base para o sucesso ecológico desses fungos (PAWLOWSKA, 2005; DEN BAKKER et al., 2010). Outra explicação para o sucesso evolutivo desses organismos na ausência de reprodução sexual está na poliploidia, com a dispersão ocorrendo primariamente por esporos assexuados que possuem milhares de núcleos que são levados para dentro dos esporos em grupos de núcleos (PAWLOWSKA; TAYLOR, 2004).

A ontogenia dos esporos de FMAs, juntamente com a estrutura de suas paredes, forma a base para a taxonomia e sistemática desse grupo baseada na morfologia (MORTON; BENNY, 1990; BŁASZKOWSKI, 2012), e a identificação de espécies baseada na morfologia apresenta implicações relacionadas à variabilidade morfológica intraespecífica (MORTON; MSISKA, 2010). Dentre os caracteres morfológicos utilizados para a identificação de espécies de FMAs, o tamanho e a cor dos esporos presumivelmente tem importância taxonômica, entretanto, Bentivenga, Bever e Morton (1997) verificaram que a pressão de seleção direcional sobre esporos pode resultar numa mudança desses caracteres. Avaliando a ontogenia e filogenia de um mutante albino de *Dentiscutata heterogama* (T.H. Nicolson & Gerd.) Sieverd., F.A. Souza & Oehl diferente fenotipicamente da linhagem parental em características da parede do esporo, Morton e Msiska (2010) ressaltaram a importância da avaliação da divergência genética entre vários isolados de FMAs para determinar a contribuição de caracteres morfológicos úteis para o reconhecimento de espécies em clados de glomeromicetos.

2.2 Fatores determinantes da diversidade de comunidades de FMAs

Solos naturais, sob as mais diversas coberturas vegetais, naturalmente contêm comunidades de FMAs associados a raízes de plantas (DE SOUZA et al., 2010), desta forma, FMAs tem sido encontrados associados a comunidades de plantas em desertos, florestas tropicais, savanas, ecossistemas manejados como pastagens, pomares e campos de cultivo (BRUNDRETT, 1991). Muitas espécies de FMAs apresentam distribuição cosmopolita (MORTON; BENTIVENGA; BEVER, 1995), ocorrendo muitas vezes em diferentes ecossistemas (ÖPIK et al., 2006). Evidências moleculares obtidas de DNA de FMAs extraído de amostras radiculares de plantas provenientes de várias regiões do mundo demonstram que 93% dos taxa foram amostrados em múltiplos continentes, e 34% em todos os seis continentes pesquisados (DAVISON et al., 2015).

Na natureza, as comunidades de FMAs geralmente são taxonomicamente diversas (MORTON, 1999), a densidade de esporos produzidos pode variar de acordo com as características da espécie de FMA (BŁASKOWSKI, 1993) e das suas habilidades competitivas com outras espécies de FMAs (GEMMA; CARRIERO; KOSKE, 1989). Uma combinação de fatores ambientais e hospedeiros podem influenciar diferencialmente as taxas e graus de colonização e/ou esporulação de diferentes FMAs em uma comunidade (BEVER et al., 1996), que se manifestam como alterações na riqueza de espécies e abundância relativa na esporulação.

Dentre os fatores abióticos que condicionam a composição e abundância de comunidades de FMAs, podem ser citados, a profundidade no solo, sazonalidade, propriedades físicas e químicas do solo (ABBOTT; ROBSON, 1991). Enquanto que do ponto de vista biótico, as comunidades de FMAs são influenciadas pela composição das comunidades vegetais (VAN DER HEIJDEN et al., 1998); interações com outros microorganismos, que podem exercer efeito promotor (GARBAYE, 1994) ou supressivo (PURIN; RILLIG, 2007) sobre o crescimento micelial de FMAs e interações com a fauna do solo, como demonstrado por Bakhtiar et al. (2001) estudando o a interação de FMAs com nematóides fungívoros.

Diversos fatores podem reduzir a densidade e diversidade de comunidades de FMAs, como por exemplo, a retirada da vegetação e conseqüente exposição dos propágulos a extremos de umidade e temperatura (BRAUNBERGER; ABBOTT; ROBSON, 1996; MCGONIGLE; MILLER, 1999), a destruição física do micélio (JASPER; ABBOTT; ROBSON, 1989) e degradação ambiental causada por atividade de mineração (KLAUBER-FILHO; SIQUEIRA; MOREIRA, 2002; SAGGIN JÚNIOR; SILVA, 2005).

Práticas de revegetação podem auxiliar na recuperação de comunidades de FMAs em áreas impactadas por atividade de mineração, aumentando a riqueza de espécies e esporulação (CAPRONI et al., 2003; TEIXEIRA et al., 2017; VIEIRA et al., 2017), entretanto, diferentes tipos de vegetação podem proporcionar diferentes respostas das espécies de FMAs presentes (MELLONI; SIQUEIRA; MOREIRA, 2003). A identificação de espécies de fungos micorrízicos arbusculares ocorrentes em áreas impactadas por atividades mineradoras é importante, pois, estas podem estar mais bem adaptadas às condições ambientais impostas nesses ambientes (ALGUACIL et al., 2011; SÁNCHEZ-CASTRO et al., 2017), ademais, podem ser utilizadas como bioindicadoras e/ou aplicadas em planos de revegetação de áreas degradadas.

REFERÊNCIAS

- ABBOTT, L. K.; ROBSON, A. D. Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. **Agriculture, Ecosystem & Environment**, v. 35, n. 2-3, p. 121-150, 1991.
- ALGUACIL, M. M.; TORRECILLAS, E. CARAVACA, F.; FERNÁNDEZ, D. A.; AZCÓN, R.; ROLDÁN, A. The application of an organic amendment modifies the arbuscular mycorrhizal fungal communities colonizing native seedlings grown in a heavy-metal-polluted soil. **Soil Biology Biochemistry**, v. 43, n. 7, p. 1498-1508, 2011.
- ALLEN, M. F. **The Ecology of Mycorrhizae**. Cambridge, Cambridge University Press, 1991.
- ALLEN, E. B.; ALLEN, M. F. Facilitation of succession by the non-mycotrophic colonizer *Salsola kali* (Chenopodiaceae) on a harsh site: effects of mycorrhizal fungi. **American Journal of Botany**, v. 75, n. 2, p. 257-266, 1988.
- BAKHTIAR, Y.; MILLER, D.; CAVAGNARO, T.; SMITH, S. Interactions between two arbuscular mycorrhizal fungi and fungivorous nematodes and control of the nematode with fenamifos. **Applied Soil Ecology**, v. 17, n. 2, p. 107-117, 2001.
- BENTIVENGA, S. P.; BEVER, J. D.; MORTON, J. B. Genetic variation of morphological characters within a single isolate of the endomycorrhizal fungus *Glomus clarum* (Glomaceae). **American Journal of Botany**, v. 84, n. 9, 1211-1216, 1997.
- BEVER, J. D.; MORTON, J. B.; ANTONOVICS, J.; SCHULTZ, P. A. Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a mown grassland. **Journal of Ecology**, v. 84, p. 71-82, 1996.

BONFANTE-FASOLO, P. Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. In.: POWELL, C. L.; BAGYARAJ, D. J. (Eds.) **VA Mycorrhiza**. Boca Raton: CRC Press, p 5-33, 1984.

BŁASZKOWSKI, J. Comparative studies of the occurrence of arbuscular fungi and mycorrhizae (Glomales) in cultivated and uncultivated soils of Poland. **Acta Mycologica**, v. 28, n. 1, p. 93-140, 1993.

BŁASZKOWSKI, J. **Glomeromycota**. Kraków, Poland: W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, 2012.

BRAUNBERGER, P. G.; ABBOTT, L. K.; ROBSON, A. D. Infectivity of arbuscular mycorrhizal fungi after wetting and drying. **New Phytologist**, v. 134, n. 4, p. 673-684, 1996.

BRUNDRETT, M. C. Mycorrhizas in natural ecosystems. In: MACFAYDEN, A.; BEGON, M.; FITTER, A. H. (Eds.) **Advances in ecological research**, vol. 21. London, UK: Academic Press, p. 171-313, 1991.

BRUNDRETT, M. C. Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. **Plant and Soil**, v. 320, n. 1-2, p. 37-77, 2009.

CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L.; TRUFEM, S. B.; GRANHA, J. R. D. O.; MONTEIRO, A. B. Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in revegetated areas after bauxite mining at Porto Trombetas, Pará State, Brazil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 38, n. 12, p. 1409-1418, 2003.

DAVISON, J.; MOORA, M.; ÖPIK, M.; ADHOLEYA, A.; AINSAAR, L.; BÂ, A.; BURLA, S.; DIEDHIOU, A. G.; HIIESALU, I.; JAIRUS, T.; JOHNSON, N. C.; KANE, A.; KOOREM, K.; KOCHAR, M.; NDIAYE, C.; PÄRTEL, M.; REIR, Ü.; SAKS, Ü.; SINGH, R.; VASAR, M.; ZOBEL, M. Global assessment of arbuscular mycorrhizal fungus diversity reveals very low endemism. **Science**, v. 349, n. 6251, p. 970-973, 2015.

DE SOUZA, F. A.; DALPE, Y.; DECLERCK, S.; de la PROVIDENCIA, I. E.; SEJALON-DELMAS, N. Life history strategies in Gigasporaceae: insight from monoxenic culture. In: Declerck, S.; Strullu, D. G.; Fortin, J. A. **In Vitro Culture of Mycorrhizas**. Heidelberg: Springer-Verlag, p. 73-91, 2005.

DE SOUZA, F. A.; DA SILVA, I. C. L.; BERBARA, R. L. L. Fungos micorrízicos arbusculares: muito mais diversos do que se imaginava. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.; BRUSSARD, L. W. (Eds.) **Biodiversidade do Solo em Ecossistemas Brasileiros**. Lavras: Ed. UFLA, p. 483-536, 2008.

DE SOUZA, F. A.; DECLERCK, S. Mycelium development and architecture, and spore production of *Scutellospora reticulata* in monoxenic culture with Ri T-DNA transformed carrot roots. **Mycologia**, v. 95, n. 6, p. 1004-1012, 2003.

- DE SOUZA, F. A.; SÜRMER, S. L.; CARRENHO, R.; TRUFEM, S. F. B. Classificação e taxonomia de fungos micorrízicos arbusculares e sua diversidade e ocorrência no Brasil. In: SIQUEIRA, J. O.; de SOUZA, F. A.; CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M. (Eds.) **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: Ed. UFLA, p. 15-73, 2010.
- DEN BAKKER, H. C.; VANKUREN, N. W.; MORTON, J. B.; PAWLOWSKA, T. E. Clonality and recombination in the life history of an asexual arbuscular mycorrhizal fungus. **Molecular Biology and Evolution**, v. 27, n. 11, p. 2474-2486, 2010.
- ESCOBAR, H. Mud tsunami wreaks ecological havoc in Brazil. **Science**, v. 350, n. 6265, p. 1138-1139, 2005.
- FITTER, A. H.; GILLIGAN, C. A.; HOLLINGWORTH, K.; KLECZKOWSKI, A.; TWYMAN, R. M.; PITCHFORD, J.W. Biodiversity and ecosystem function in soil. **Functional Ecology**, v. 19, n. 3, p. 369-377, 2005.
- GARBAYE, J. Helper bacteria: a new dimension to the mycorrhizal symbiosis. **New Phytologist**, v. 128, n. 2, p. 197-210, 1994.
- GEMMA, J. N.; CARRIERO, M.; KOSKE, R. E. Seasonal dynamics of selected species of V-A mycorrhizal fungi in a sand dune. **Mycological Research**, v. 92, n. 3, p. 317-321, 1989.
- GIOVANNETTI, M.; SBRANA, C.; STRANI, P.; AGNOLUCCI, M.; RINAUDO, V.; AVIO, L. Genetic diversity of isolates of *Glomus mosseae* from different geographical areas detected by vegetative compatibility testing and biochemical and molecular analysis. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 69, n. 1, p. 616-624. 2003.
- GONZALEZ-CHAVEZ, M. C.; CARRILLO-GONZALEZ, R.; GUTIERREZ-CASTORENA, M. C. Natural attenuation in a slag heap contaminated with cadmium: the role of plants and arbuscular mycorrhizal fungi. **Journal of Hazardous Materials**, v. 161, n. 23, 1288-1298, 2009.
- GRAHAM, J. H.; LINDERMAN, R. G.; MENGE, J. A. Development of external hyphae by different isolates of mycorrhizal *Glomus* spp. in relation to root colonization and growth of troyer citrange. **New Phytologist**, v. 91, n.2, p. 183-189, 1982.
- HAMPP, R.; SCHAEFFER, C. Mycorrhiza - carbohydrates and energy metabolism. In: VARMA, A. K.; HOCK, B. (Eds.) *Mycorrhiza: Structure, Molecular Biology and Function*. New York: Springer-Verlag, p. 273-304, 1995.
- HECKMAN, D. S.; GEISER, D. M.; EIDELL, B. R.; STAUFFER, R.L.; KARDOS, N. L.; HEDGES, S. B. Molecular evidence for the early colonization of land by fungi and plants. **Science**, v. 293, n. 5532, p. 1129-1133, 2001.
- HILDEBRANDT, U.; JANETTA, K.; BOTHE, H. Towards growth of arbuscular mycorrhizal fungi independent of a plant host. **Applied Environmental Microbiology**, v. 68, n. 4, p. 1919-1924, 2002.

HILDEBRANDT, U.; OUZIAD, F.; MARNER, F. J.; BOTHE, H. The bacterium *Paenibacillus validus* stimulates growth of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* up to the formation of fertile spores. **FEMS Microbiology Letters**, v. 254, n. 2, p. 258-267, 2006.

JAMES, T. Y.; KAUFF, F.; SCHOCH, C. L.; MATHENY, P. B.; HOFSTETTER, V.; COX, C. J.; CELIO, G.; GUEIDAN, C.; FRAKER, E. MIADLIKOWSKA J.; LUMBSCH H.T.; RAUHUT A.; REEB V.; ARNOLD A. E.; AMTOFT, A.; STAJICH, J. E.; HOSAKA, K.; SUNG, G. H.; JOLMSON, D.; O'ROURKE, B.; CROCKETT, M.; BINDER, M.; CURTIS, J. M.; SLOT, J. C.; WANG, Z.; WILSON, A. W.; SCHÜTTLER, A.; LONGCORE, J. E.; O'DONNELL, K.; MOZLEY-STANDRIDGE, S.; PORTER, D.; LETCHER, P. M.; POWELL, M. J.; TAYLOR, J. W.; WHITE, M. M.; GRIFFITH, G. W.; DAVIES, D. R.; HUMBER, R. A.; MORTON, J. B.; SUGIYAMA, J.; ROSSMAN, A. Y.; ROGERS, J. D.; PFISTER, D. H.; HEWITT, D.; HANSEN, K.; HAMBLETON, S.; SHOEMAKER, R. A.; KOHIMEYER, J.; VOLKMANN-KOHLMEYER, B.; SPOTTS, R. A.; SERDANI, M.; CROUS, P. W.; HUGHES, K. W.; MATSUURA, K.; LANGER, E.; LANGER, G.; UNTEREINER, W. A.; LUCKING, R.; BÜDEL, B.; GEISER, D. M.; APTROOT, A.; DIEDERICH, P.; SCHMITT, I.; SCHULTZ, M.; YAHR, R.; HIBBETT, D. S.; LUTZONI, F.; MCLAUGHLIN, D. J.; SPATAFORA, J. W.; VILGALYS, R. Reconstructing the early evolution of Fungi using a six-gene phylogeny. **Nature**, v. 443, n. 7113, p. 818-822, 2006.

JASPER, D. A.; ABBOTT, L. K.; ROBSON, A. D. Soil disturbance in native ecosystems - the decline and recovery of infectivity of va mycorrhizal fungi. In: READ, D. J.; LEWIS, D. H.; FITTER, A. H.; ALEXANDER, L. J. (Eds.). **Mycorrhizas in ecosystems**. Wallingford: CAB Internacional, p. 151-155, 1992.

KLAUBERG FILHO, O.; SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S. Vesicular arbuscular mycorrhizae fungi in soils polluted with heavy metals. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 26, n. 1, p. 125-134, 2002.

LAMBAIS, M. R. Unraveling the signaling and signal transduction mechanisms controlling arbuscular mycorrhiza development. **Scientia Agricola**, v. 63, n. 4, p. 405-413, 2006.

LAMBAIS, M. R.; RAMOS, A. C. Sinalização e transdução de sinais em micorrizas arbusculares In: SIQUEIRA, J. O.; de SOUZA, F. A.; CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M. (Eds.) **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: Ed. UFLA, p. 119-132, 2010.

LEE, J.; YOUNG, J. P. W. The mitochondrial genome sequence of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* isolate 494 and implications for the phylogenetic placement of *Glomus*. **New Phytologist**, v. 183, n. 1, p. 200-211, 2009.

LIGRONE, R.; LOPES, C. Cytology and development of a mycorrhiza-like infection in the gametophyte of *Conocephalum conicum*. **New Phytologist**, v. 111, n. 3, p. 423-433, 1989.

LINDERMAN, R. G. Vesicular-arbuscular mycorrhizal (VAM) fungi. In: CAROLL, G. C.; TUDZYNSKI, P. (Eds.) **The Mycota V part B: Plant relationships**. Heidelberg, Springer-Verlag, p. 117-125, 1997.

LIU, Y.; STEENKAMP, E.; BRINKMANN, H.; FORGET, L.; PHILIPPE, H.; LANG, B. F. Phylogenomic analyses predict sistergroup relationship of nucleariids and Fungi and paraphyly of zygomycetes with significant support. **BMC Evolutionary Biology**, v. 9, n. 1, p. 272, 2009.

MCGONIGLE, T. P.; MILLER, M. H. Winter survival of extraradical hyphae and spores of arbuscular mycorrhizal fungi in the field. **Applied Soil Ecology**, v. 12, n. 1, p. 41-50, 1999.

MELLONI, R.; SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S. Arbuscular mycorrhizal fungi in soils of bauxite mining area under rehabilitation. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 38, n. 2, p. 267-276, 2003.

MILLER, R. M.; JASTROW, J. D. The application of VA mycorrhizae to ecosystem restoration and reclamation In: ALLEN, M. D. (Ed.) **Mycorrhizal Functioning: an integrative plant-fungal process**, p. 438-467, 1992.

MILLER, R. M.; JASTROW, J. D. Mycorrhizal fungi influence soil structure. In: **Arbuscular mycorrhizas: physiology and function**. Springer, Dordrecht, p. 3-18, 2000.

MORTON, J. B. Evolutionary relationships among arbuscular mycorrhizal fungi in the Endogonaceae. **Mycologia**, v. 82, p. 192-207, 1990.

MORTON, J. B. Evolution of endophytism in arbuscular mycorrhizal fungi of Glomales .In: BACON, C. W.; WHITE, J. H. (Eds.): **Microbial Endophytes**. New York, Marcel Dekker, 1999.

MORTON, J. B.; BENNY, G. L. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae. **Mycotaxon**, v. 37, p. 471-491, 1990.

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; BEVER, J. D. Discovery, measurement, and interpretation of diversity in symbiotic endomycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycetes). **Canadian Journal of Botany**, v. 73, n. S1, p. 25-32, 1995.

MORTON, J. B.; MSISKA, Z. Ontogeny and phylogeny of a *Scutellospora heterogama* mutant, with implications for morphological recognition of species in Glomeromycota. **Fungal Biology**, v. 114, n. 5-6, p. 410-420, 2010.

NEWSHAM, K. K.; FITTER, A. H. & WATKINSON, A. R. Multi-functionality and biodiversity in arbuscular mycorrhizas. *Ecology and Evolution*, v. 10, n. 10, p. 407-411, 1995.

OEHL, F.; de SOUZA, F. A.; SIEVERDING, E. Revision of *Scutellospora* and description of five new genera and three new families in the arbuscular mycorrhizal-forming Glomeromycetes. **Mycotaxon**, v. 106, n. 1, p. 311-360, 2008.

OGURA-TSUJITA, Y., SAKODA, A.; EBIHARA, A.; YUKAWA, T.; IMAICHI, R. Arbuscular mycorrhiza formation in cordate gametophytes of two ferns, *Angiopteris lygodiifolia* and *Osmunda japonica*. **Journal of Plant Research**, v. 126, n. 1, p. 41-50, 2013.

ÖPIK, M.; MOORA, M.; LIIRA, J.; ZOBEL, M. Composition of root-colonizing arbuscular mycorrhizal fungal communities in different ecosystems around the globe. **Journal of Ecology**, v. 94, n. 4, p. 778-790, 2006.

PAUL, E. A.; CLARK, F. E. Soil microbiology and biochemistry. San Diego, California, USA: Academic Press, 1989.

PAWLOWSKA, T. E. Genetic processes in arbuscular mycorrhizal fungi. **FEMS Microbiology Letters**, v. 251, n. 2, p. 185-192, 2005.

PAWLOWSKA, T. E.; TAYLOR, J. W. Organization of genetic variation in individuals of arbuscular mycorrhizal fungi. **Nature**, v. 427, n. 6976, p. 733-737, 2004.

PEARSON, J. N.; SCHWEIGER, P. *Scutellospora calospora* (Nicol. & Gerd.) Walker and Sanders associated with subterranean clover: dynamics of colonization, sporulation and soluble carbohydrates. **New Phytologist**, v. 124, n. 2, p. 215-219, 1993.

PURIN, S.; RILLIG, M. C. Parasitism of arbuscular mycorrhizal fungi: reviewing the evidence. **FEMS Microbiology Letters**, p. 279, n. 1, p. 8-14, 2007.

READ, D. J.; DUCKETT, J. G.; FRANCIS, R.; LIGRONE, R.; RUSSELL, A. Symbiotic fungal associations in 'lower' land plants. **Philosophical Transactions of the Royal Society B**, v. 355, n. 1398, p. 815-832, 2000.

REDECKER, D.; KODNER, R.; GRAHAM, L. E. Glomalean fungi from the Ordovician. **Science**, v. 289, n. 5486, p. 1920-1921, 2000.

REDECKER, D.; RAAB, P. Phylogeny of the Glomeromycota (arbuscular mycorrhizal fungi): recent developments and new gene markers. **Mycologia**, v. 98, n. 6, p. 885-895, 2006.

REEVES, F. B.; WAGNER, D.; MOORMAN, T.; KIEL, J. The role of endomycorrhizal in revegetation practices in the semi-arid west. I. A comparison of incidence of mycorrhizae in severely disturbed vs. natural environments. **American Journal of Botany**, v. 66, n. 1, p. 6-13, 1979.

RUSSELL, J.; BULMAN, S. The liverwort *Marchantia foliacea* forms a specialized association with arbuscular mycorrhizal fungi in the genus *Glomus*. **New Phytologist**, v. 165, n. 2, p. 567-579, 2005.

- SAGGIN JÚNIOR, O. J.; SILVA, E. M. R. DA. Micorriza arbuscular - Papel, funcionamento e aplicação da simbiose. In: AQUINO, A. M. DE; ASSIS, R. L. DE (Eds). **Processos biológicos no sistema solo-planta: ferramentas para uma agricultura sustentável**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2005.
- SÁNCHEZ-CASTRO I.; GIANINAZZI-PEARSON, V.; CLEYET-MAREL, J. C.; BAUDOIN, E.; VAN TUINEN, D. Glomeromycota communities survive extreme levels of metal toxicity in an orphan mining site. **Science of the Total Environment**, v. 598, p. 121-128, 2017.
- SARKAR, B.; WIJESSEKARA, H.; MANDAL, S.; SINGH, M.; BOLAN, N. S. Characterization and Improvement in Physical, Chemical, and Biological Properties of Mine Wastes. In: BOLAN, N. S.; KIRKHAM, M. B.; OK, Y. S. **Spoil to soil: mine site rehabilitation and revegetation**. Boca Raton: CRC Press, p. 3-15, 2017.
- SCHMID, E.; BERWINKLER, F. O. Light and electron microscopy of a distinctive VA mycorrhiza in mature sporophytes of *Ophioglossum reticulatum*. **Mycological Research**, v. 100, n. 7, p. 843-849, 1996.
- SCHMID, E.; OBERWINKLER, F. Mycorrhiza-like interaction between the achlorophyllous gametophyte of *Lycopodium clavatum* L. and its fungal endophyte studied by light and electron-microscopy. **New Phytologist**, v. 124, n. 1, p. 69-81, 1993.
- SCHÜBLER, A. *Glomus claroideum* forms an arbuscular mycorrhiza-like symbiosis with the hornwort *Anthoceros punctatus*. **Mycorrhiza**, v. 10, n. 1, p. 15-21, 2000.
- SCHÜBLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. **Mycological Research**, v. 105, n. 12, p. 1413-1421, 2001.
- SCHÜBLER, A.; WALKER, C. **The Glomeromycota: a species list with new families**. The Royal Botanic Garden Edinburgh, The Royal Botanic Garden Kew, Botanische Staatssammlung Munich, and Oregon State University, v. 19, 2010.
- SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal Symbiosis**. 2th ed. London: Academic Press, 2008.
- SPATAFORA, J. W.; CHANG, Y.; BENNY, G. L.; LAZARUS, K.; SMITH, M. E.; BERBEE, M. L.; BONITO, G.; CORRADI, N.; GRIGORIEV, I.; GRYGANSKYI, A.; JAMES, T. Y.; O'DONNELL, K.; ROBERSON, R. W.; TAYLOR, T. N.; UEHLING, J.; VILGALYS, R.; WHITE, M. M.; STAJICH, J. E. A phylum level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. **Mycologia**, v.108, n. 5, p. 1028-1046, 2016.
- STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em ecossistemas brasileiros. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.; BRUSSARD, L. (Eds.) **Biodiversidade do solo em ecossistemas brasileiros**. Lavras: Ed. UFLA, p. 537-584, 2008.

TEDERSOO, L.; SÁNCHEZ-RAMÍREZ, S.; KÖLJALG, U.; BAHRAM, M.; DÖRIG, M.; SCHIGEL, S.; MAY, T.; RYBERG, M.; ABARENKOV, K. High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. **Fungal Diversity**, v. 90, n. 1, p. 135-159, 2018.

TEHLER, A.; LITTLE, D. P.; FARRIS, J. S. The full-length phylogenetic tree from 1551 ribosomal sequences of chitinous fungi, *Fungi*. **Mycological Research**, v. 107, n. 8, p. 901-916, 2003.

TEIXEIRA, A. F. S.; KEMMELMEIER, K.; MARASCALCHI, M. N.; SÜRMER, S. L.; CARNEIRO, M. A. C.; MOREIRA, F. M. S. Arbuscular mycorrhizal fungal communities in an iron mining area and its surroundings: Inoculum potential, density, and diversity of spores related to soil properties. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 41, n. 5, p. 511-525, 2017.

TOMMERUP, I. C.; SIVASITHAMPARAM, K. Zygosporangia and asexual spores of *Gigaspora decipiens*, an arbuscular mycorrhizal fungus. **Mycological Research**, v. 94, n. 7, p. 897-900, 1990.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; KLIRONOMOS, J. N.; URSIC, M.; MOUTOGLIS, P.; STREITWOLF-ENGEL, R.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. R. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature*, v. 396, n. 6706, p. 72-75, 1998.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; MARTIN, F.; SELOSSE, M. A.; SANDERS, I. R.. Mycorrhizal ecology and evolution: the past, the present and the future. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1406-1423, 2015.

VIEIRA, C. K.; MARASCALCHI, M. N.; RODRIGUES, A. V.; DE ARMAS, R. D.; STÜRMER, S. L. Morphological and molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in revegetated iron-mining site has the same magnitude of adjacent pristine ecosystems. **Journal of Environmental Sciences**, v. 67, p. 1-14, 2017.

WANG, B.; QIU, Y. L. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. **Mycorrhiza**, v. 16, n. 5, p. 299-363, 2006.

SEGUNDA PARTE-ARTIGO**COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES
(GLOMEROMYCOTA) EM ECOSISTEMAS IMPACTADOS POR REJEITO
DE MINERAÇÃO DE FERRO EM MARIANA-MG⁽¹⁾****ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI (GLOMEROMYCOTA)
COMMUNITIES IN ECOSYSTEMS IMPACTED BY IRON MINING WASTE
IN MARIANA-MG**

Karl Kimmelmeier ⁽²⁾; Marco Aurélio Carbone Carneiro ⁽³⁾

⁽¹⁾ Parte da Dissertação de Mestrado do primeiro autor.

⁽²⁾ Mestrando em Ciência do Solo, bolsista Capes – Universidade Federal de Lavras – Departamento de Ciência do Solo DCS/UFLA – Cep 37200-0000 – Lavras, MG, kimmelmeier@posgrad.ufla.br

⁽³⁾ Laboratório de Microbiologia do Solo, Departamento de Ciência do Solo, Universidade Federal de Lavras, Caixa Postal 3037, 372000-000 Lavras, Minas Gerais, Brasil.

TÍTULO: COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (GLOMEROMYCOTA) EM ECOSISTEMAS IMPACTADOS POR REJEITO DE MINERAÇÃO DE FERRO EM MARIANA-MG

RESUMO

A deposição do rejeito de mineração de ferro proveniente do rompimento da barragem de Fundão, em Mariana-MG, provocou impacto em toda extensão da bacia do rio Doce, alterando características físico-químicas dos solos, elevando a mortalidade de organismos aquáticos e suprimindo extensas áreas de vegetação, porém, seu efeito sobre as comunidades microbianas do solo é praticamente desconhecido. O objetivo deste estudo foi avaliar a composição de comunidades de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) em ecossistemas impactados por diferentes espessuras de deposição de rejeito de mineração de ferro e ecossistemas não impactados adjacentes. Amostras de solo foram coletadas em áreas de Mata Atlântica não impactada (MA-Ref), Mata Atlântica com deposição de aproximadamente 0,4 m de profundidade de rejeito (MA-0,4) e com deposição de mais de 1 m de rejeito (MA->1); e plantio de eucalipto não impactado (PE-Ref), plantio de eucalipto com deposição de aproximadamente 0,4 m de rejeito (PE-0,4) e com deposição de mais de 1 m de rejeito (PE->1). Esporos de FMAs foram extraídos de solo e coletados esporocarpos epígeos sobre o rejeito de mineração, sendo montados em lâminas permanentes para identificação morfológica. Recuperou-se um total de 38 morfoespécies de FMAs nos ecossistemas avaliados. Glomeraceae foi a família que apresentou maior riqueza, seguida por Acaulosporaceae. Apenas quatro espécies de FMAs foram compartilhadas entre todas as áreas amostradas, e aproximadamente 18% foram exclusivamente amostradas em um determinado ecossistema. A composição taxonômica dos FMAs permitiu diferenciar ecossistemas impactados e não impactados pela deposição de rejeito. A densidade de esporos por famílias de FMAs apresentou diferenças entre ecossistemas impactados pelo rejeito. Classes de frequência de ocorrência das espécies demonstram dominância de Glomeraceae, enquanto que duas ou três espécies apresentaram abundância relativa dos esporos superior a 15% em cada ecossistema. *Rhizophagus irregularis* foi exclusivamente recuperada em áreas impactadas pela deposição de rejeito, apresentando, sempre, abundância relativa superior a 10%. Grandes massas de esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* foram coletadas sobre o rejeito, ampliando o conhecimento a cerca ocorrência dessa espécie em ecossistemas impactados. A presença de aproximadamente 88% das espécies de FMAs nas áreas impactadas, e compartilhamento de aproximadamente 55% das espécies entre áreas com e sem deposição de rejeito, indica que processos de dispersão foram eficientes, e que a maioria dos taxa amostrados nos ambientes não impactados são competentes em se estabelecer em áreas com deposição de rejeito de mineração, podendo auxiliar no processo de estabelecimento da vegetação, sucessão e auxiliando no processo de reabilitação das áreas impactadas.

Palavras chave: Diversidade. Glomeromycetes. Bacia do Rio Doce.

ABSTRACT

The deposition of the iron ore tailings from the rupture of the Fundão dam in Mariana-MG has impacted the entire length of the Doce river basin, altering soil physico-chemical characteristics, increasing the mortality of aquatic organisms and suppressing extensive areas, however its effect on soil microbial communities is practically unknown. The objective of this study was to evaluate the composition of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) communities in ecosystems impacted by different thicknesses of iron ore tailings deposition and adjacent non-impacted ecosystems. Soil samples were collected in areas of untouched Atlantic Forest (MA-Ref), Atlantic Forest with deposition of approximately 0,4 m of tailings depth (MA-0,4) and deposition of more than 1 m of tailings (MA-> 1); and non-impacted eucalyptus plantation (PE-Ref), eucalyptus plantation with deposition of approximately 0,4 m of tailings (PE-0,4) and deposition of more than 1 m of tailings (PE-> 1). AMF spores were extracted from soil and collected epigeous sporocarps on the mining tail, being mounted on permanent slides for morphological identification. A total of 38 AMF morphospecies were recovered from the evaluated ecosystems. Glomeraceae was the family with the highest abundance, followed by Acaulosporaceae. Only four AMF species were shared among all sampled areas, and approximately 18% were exclusively sampled in one ecosystem. The taxonomic composition of AMFs allowed differentiating between impacted and non-impacted ecosystems. The spore density of AMF families showed differences among the ecosystems impacted by the tailings. Classes of frequency of occurrence of species show dominance of Glomeraceae, while two or three species showed relative spore abundance greater than 15% in each ecosystem. *Rhizophagus irregularis* was exclusively recovered in areas impacted by tailings deposition, always presenting a relative abundance of more than 10%. Large masses of sporocarps of *Sclerocystis coremioides* were collected on the tailings, increasing the knowledge about the occurrence of this species in impacted ecosystems. The presence of approximately 88% of the AMF species in the impacted areas, and sharing approximately 55% of the species between areas with and without tailings deposition, indicates that dispersion processes were efficient, and that the majority of the taxa sampled in non-impacted environments are competent to establish themselves in areas with deposition of mining tailings, which can assist in the process of establishing vegetation, succession and assisting in the rehabilitation process of impacted areas.

Keywords: Diversity. Glomeromycetes. Doce River Basin.

1 INTRODUÇÃO

O ferro é o quarto elemento mais abundante na crosta terrestre (MORGAN; ANDERS, 1980), porém, um depósito de ferro deve ter uma alta porcentagem de metal para ser considerado minério (YELLISHETTY; RANJITH; THARUMARAJAH, 2010). No Brasil há depósitos amplamente localizados na bacia amazônica no Estado do Pará e no Quadrilátero Ferrífero, no Estado de Minas Gerais (HOLMES; LU, 2015). Os impactos diretos causados pela atividade de mineração na superfície terrestre são geralmente severos, com a destruição de ecossistemas naturais, seja pela remoção do solo, vegetação e animais previamente existentes ou pelo seu soterramento pela disposição de resíduos (COOKE; JOHNSON, 2002).

Em novembro de 2015, a barragem de Fundão, em Mariana-MG, continha 56,4 milhões de m³ de rejeitos de minério de ferro rompeu-se, liberando cerca de 43 milhões de m³ de rejeitos, causando a morte de 19 pessoas e danos ambientais a centenas de cursos d'água e ecossistemas associados (SEGURA et al., 2016). Foram atingidos pelos rejeitos em torno de 10 ha-1 de áreas de construções (e.g. residências, edificações públicas, imóveis comerciais, igrejas centenárias e fazendas antigas), 344,4 ha-1 de cursos d'água, 416,1 ha-1 de pastagens e áreas de uso agrícola e 829,5 ha-1 de vegetação arbórea entre áreas de vegetação nativa e silvicultura (CARMO et al., 2017).

O rejeito que foi depositado ao longo das margens dos rios Gualaxo, do Carmo e Doce possui altos teores de areia e silte e densidade do solo elevada, conferindo baixa porosidade (SILVA et al., 2016). Há um potencial poluidor das toneladas de compostos químicos (floculantes e coagulantes), especificamente hidróxido de sódio, que se espalharam junto com o rejeito (CARMO et al., 2017). O pH do rejeito é alcalino (SEGURA et al., 2016; SILVA et al., 2016), e testes de lixiviação/extração sugerem que Ba, Pb, Sr, Fe, Mn e Al têm alto potencial de mobilização do rejeito para a água (SEGURA et al., 2016).

As características dos atributos físicos, químicos e mineralógicos do rejeito dificultam a restauração da vegetação nativa ou conversão das áreas impactadas em áreas agrícolas (SILVA et al., 2016). A contagem de colônias de fungos e bactérias cultiváveis demonstrou menor densidade nas amostras de rejeito, comparadas a solo de referência (SEGURA et al., 2016), porém o efeito da deposição de rejeito sobre outros grupos microbianos ainda é desconhecido.

Há evidências de que dentre os componentes da biodiversidade, a diversidade de microrganismos e fauna que vivem no solo pode atuar significativamente moldando a biodiversidade acima do solo e o funcionamento de ecossistemas terrestres (BARDGETT; VAN DER PUTTEN, 2014). Dentre os grupos funcionais de organismos que habitam o solo, os fungos micorrízicos arbusculares desempenham papel importante na determinação da biodiversidade e composição de espécies vegetais nos ecossistemas terrestres (MILLER; JASTROW, 1992; VAN DER HEIJDEN et al., 1998).

O rejeito afetou diretamente 135 fragmentos de floresta estacional semidecidual identificados, suprimindo 298 ha-1 de vegetação localizada às margens do rio Gualaxo do Norte, rio do Carmo e afluentes (CARMO et al., 2017). A floresta estacional semidecidual é uma região fitoecológica do Bioma Mata Atlântica (IBGE, 2012), o qual foi elencado como um hotspot de biodiversidade, considerando-se os níveis de endemismo de plantas vasculares e vertebrados (MYERS, 2000).

Em levantamento de trabalhos que relataram da ocorrência de espécies de FMAs na Mata Atlântica, Zangaro e Moreira (2010) descrevem a ocorrência de 75 espécies de FMAs no Bioma Mata Atlântica, entretanto, Jobim, Vista e Goto (2018) descrevem um acréscimo de 50 espécies em posterior revisão de relatos da riqueza desses fungos em áreas Mata Atlântica, vegetação com influência marinha e vegetação com influência fluviomarina, desta forma, 83% das espécies de FMAs com ocorrência no Brasil já foram relatados na Mata Atlântica, representando um total de 42% da diversidade descrita para o Filo Glomeromycota.

Vários fatores influenciam a composição e abundância de comunidades de FMAs, como por exemplo, sazonalidade, propriedades físicas e químicas do solo, composição e distribuição da vegetação (ABBOTT; ROBSON, 1991). Em áreas afetadas por atividade mineradora, atributos como a diversidade de espécies e densidade de esporos de FMAs podem ser reduzidos (KLAUBERG FILHO; SIQUEIRA; MOREIRA, 2002; MERGULHÃO et al., 2010; YANG et al., 2015; ZAREI et al., 2010), porém, com o emprego de técnicas de reabilitação esses atributos podem ser aumentados (LEAL et al., 2016).

Avaliações da diversidade de FMAs em ecossistemas do entorno de áreas de mineração de ferro no quadrilátero ferrífero demonstram que a distribuição de algumas espécies de FMAs está relacionada a propriedades químicas do solo, como pH e conteúdos trocáveis de S e P (TEIXEIRA, A. et al., 2017) e que a revegetação de áreas

impactadas por mineração de ferro pode ser eficiente em manter comunidades de FMAs biodiversas (VIEIRA et al., 2017).

Considerando que o conhecimento sobre a diversidade de comunidades de FMAs pode auxiliar na compreensão da sucessão em comunidades vegetais e ser utilizado para estabelecer parâmetros de avaliação dos processos de recuperação de áreas degradadas; no presente estudo, avaliou-se a composição de comunidades de fungos micorrízicos arbusculares em ecossistemas impactados por diferentes espessuras de deposição de rejeito de mineração de ferro oriundo do rompimento da barragem de Fundão e ecossistemas não impactados adjacentes em Mariana, MG.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Área de estudo

As áreas de amostragem estão situadas na região de Paracatu de Baixo, município de Mariana-MG, inserida na bacia hidrográfica do Rio Doce, que ocupa uma área de 83,4 mil km² e cujo delta está situado na costa central do Espírito Santo (RUDORFF et al., 2018). A vegetação original da região pertence ao Bioma Mata Atlântica, região fitoecológica da floresta estacional semidecidual. O clima é temperado úmido com inverno seco e verão quente, Cwa segundo Köppen-Geiger, com precipitação média anual de 1700 mm, com um curto período seco no inverno, e temperatura média anual de 22°C. As amostras foram coletadas no inverno (Julho) de 2017.

Amostras de solo foram coletadas nas seguintes áreas: Plantio de eucalipto com deposição de mais de 1,0 m de rejeito (PE1), plantio de eucalipto com deposição de aproximadamente 0,4 m de rejeito (PE2), plantio de eucalipto sem deposição de rejeito (PE3), Mata Atlântica com deposição de mais de 1,0 m de rejeito (MA1), Mata Atlântica com deposição de aproximadamente 0,4 m de rejeito (MA2) e Mata Atlântica sem deposição de rejeito (MA3) (Tabela 1).

2.2 Amostragem coleta e armazenamento de amostras

Em cada área foram coletadas 4 amostras de solo na profundidade de 0-20 cm, as amostras foram coletadas paralelamente ao ponto georreferenciado de cada área. Cada amostra foi composta de 1,0 kg de solo que foi acomodado em pacotes plásticos e encaminhado ao laboratório de Microbiologia e Bioquímica do Solo da Universidade Federal de Lavras. No laboratório, as amostras foram peneiradas em peneira de 2 mm para homogeneização. Foram separados 0,3 kg para análises químicas e físicas e 50 g para extração de esporos de FMAs. As amostras para extração de esporos foram armazenadas em câmara fria a 4°C até o processamento.

A caracterização química do solo foi realizada segundo métodos padronizados e descritos por Teixeira, P. et al. (2017), e incluíram a determinação do pH em H₂O (1:2.5 v/v), P, K e Fe disponíveis (extrator Mehlich 1), Ca²⁺, Mg²⁺ e Al³⁺ disponíveis (extrator KCl 1 mol L⁻¹), O teor de matéria orgânica foi medido pela oxidação com K₂Cr₂O₇ e titulação com sulfato ferroso de amônio (Tabela 2).

2.3 Extração montagem e identificação dos esporos

Os esporos foram extraídos pelo método do peneiramento úmido (GERDEMANN; NICOLSON, 1963) seguido por centrifugação em gradiente de sacarose (JENKINS, 1964). Uma alíquota de 50 g de solo proveniente de cada amostra coletada a campo foi dispensada em um Becker de vidro de 2 L enchido com água. O solo foi desagregado com auxílio de um bastão de vidro, a solução agitada em um sentido e o sobrenadante dispensado em peneiras de 710 µm e 20 µm de abertura. O material retido na peneira de 710 µm foi avaliado em placa de petri com água em microscópio estereoscópico buscando esporos grandes, esporocarpos e esporos que possam estar aderidos a fragmentos de raízes ou matéria orgânica. O material retido na peneira de 20 µm foi transferido para tubos de centrífuga com gradiente de sacarose 20% e 60% (15 mL de cada) e centrifugado a 2000 rpm. O sobrenadante dispensado em peneiras de aberturas de 180 µm 90 µm 45 µm 20 µm, lavado com água destilada, para inspeção e coleta de esporos realizada em estereomicroscópio.

Os esporos foram separados em morfotipos de acordo com tamanho, forma e cor, coletados e fixados em lâminas permanentes com os reagentes PVLG (Polivinil, Lacto-Glicerol) (KOSKE; TRESSIER, 1983) e Melzer com PVLG (1:1) (MORTON et al., 2004). As lâminas foram avaliadas em microscópio óptico, e os esporos foram identificados com base em caracteres morfológicos e histoquímicos, comparando-os

com as descrições originais das espécies, descrições contidas na página da web da International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM-<http://invam.caf.wvu.edu>, West Virginia University, E.U.A) e Błaszowski (2012). Seguimos a classificação proposta por Redecker et al. (2013), com adições de gêneros propostos por, Błaszowski et al. (2014), Marinho et al. (2014), Oehl et al. (2015), Błaszowski et al. (2017), Symanczik et al. (2018), Błaszowski et al. (2018).

2.4 Análise dos dados

Confeccionou-se diagramas de Venn para demonstrar as espécies exclusivas e compartilhadas entre os diferentes ecossistemas avaliados. Analisou-se a similaridade das comunidades de FMAs entre as áreas amostradas com base no coeficiente de Jaccard, utilizando o software de análise de dados científicos PAST (PAleontological STatistics) (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001).

Os números totais de esporos, e número total de esporos por famílias FMAs das áreas afetadas pela deposição de rejeito de mineração foram transformados por $\log(x + 1)$. A densidade de esporos viáveis das áreas afetadas por rejeito de mineração foi testada de acordo com a análise de variância (ANOVA). Quando a razão de F foi significativa, as médias dos tratamentos foram comparadas com o teste de Tukey ($P \leq 0,05$). A diversidade de FMAs das áreas afetadas pela deposição de rejeito foi estimada pelos índices de diversidade de Shannon-Winner e Evenness. A frequência de ocorrência (F) foi calculada pela equação: $F = \frac{n}{N} \times 100$ onde F é a frequência de ocorrência da espécie, n é o número de amostras em que a espécie foi detectada e N é o número total de amostras. A dominância das espécies foi dividida em quatro classes de acordo com a frequência de ocorrência (F) dos esporos, adotando parâmetros propostos por Zhang, Guo e Liu (2004), sendo consideradas dominantes ($F > 50\%$), muito comuns ($30\% < F \leq 50\%$), comuns ($10\% < F \leq 30\%$) e raras ($F \leq 10\%$).

2.5 Coleta e registro de espécies esporocárpicas macroscópicas

Esporocarpas macroscópicas de FMAs foram procurados por busca visual em todas as áreas amostradas no período chuvoso (Dezembro/2017). Massas de esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* Berk & Broome foram coletadas vasculhando

a superfície do rejeito, apenas na área com mais de 1 m de deposição de rejeito de mineração em plantio de eucalipto. As massas de esporocarpos foram coletadas, registradas características dos locais de ocorrência, e anotações morfológicas. Esporocarpos foram desidratados em geladeira a 4°C. Parte dos esporocarpos foram montados diretamente em lâminas com PVLG (Polivinil Lacto-Glicerol) ou PVLG + reagente de Melzer. A morfologia das estruturas subcelulares seguiu Błaszowski (2012), a coloração foi comparada com a carta de cores do INVAM. A morfologia foi comparada com as descrições de Almeida e Schenck (1990) e WU (1993 a,b).

3 RESULTADOS

Um total de 38 morfoespécies de FMAs foram recuperadas dos ecossistemas avaliados (Figura 1; Anexo 1). Estas se distribuem em 14 gêneros e 5 famílias: *Ambispora* (Ambisporaceae), *Dominikia*, *Funneliformis*, *Glomus*, *Oehlia*, *Rhizophagus*, *Sclerocystis*, *Septoglomus* (Glomeraceae); *Acaulospora* (Acaulosporaceae); *Diversispora* (Diversisporaceae); *Cetraspora*, *Dentiscutata*, *Gigaspora* e *Racocetra* (Gigasporaceae). Das taxa amostrados, 12 (aproximadamente 30%) não foram identificados ao nível de espécie. A riqueza específica variou de 15 a 24 (Figura 1). As famílias Acaulosporaceae, Glomeraceae e Gigasporaceae apresentaram representantes em todas as áreas amostradas (Figura 2), porém, os únicos gêneros presentes em todas as áreas foram *Glomus*, *Sclerocystis* e *Acaulospora* (Figura 1).

Apenas *Glomus glomerulatum*, *Glomus* sp1, *Glomus* sp2 e *Sclerocystis rubiformis* foram compartilhadas entre todas as áreas impactadas pela deposição de rejeito e referências. Sete espécies foram amostradas exclusivamente em um ecossistema, destas *Acaulospora rehmi*, *Acaulospora* sp1 e *Acaulospora* sp4 ocorreram em plantio de eucalipto com > 1 m de deposição de rejeito, *Acaulospora* sp5 e *Acaulospora* sp6 em plantio de eucalipto referência e *Glomus* sp6 e *Sclerocystis coremioides* em Mata Atlântica referência (Figura 1).

Quanto à composição taxonômica dos FMAs nas áreas, verificou-se a formação de dois agrupamentos com similaridade superior a 40%. As áreas de referência (Plantio de eucalipto e Mata Atlântica sem deposição de rejeito) apresentaram similaridade aproximada de 50%, enquanto que o outro agrupamento reúne as quatro áreas com

deposição de rejeito, onde as áreas com deposição superior a 1 m apresentam similaridade quanto à composição taxonômica superior a 60 % (Figura 3).

A densidade total de esporos viáveis de FMAs não diferiu entre as áreas com 0,4 m e > 1,0 m de espessura de rejeito ($F= 1,632$; $p \leq 0,234$), independente da cobertura florestal anterior (Plantio de eucalipto ou Mata Atlântica) (Figura 4). Já a densidade de esporos da família Glomeraceae diferiu entre plantio de eucalipto com deposição de 0,4 m de rejeito (PE-0.4) e Mata Atlântica com deposição de 1 m de rejeito (MA->1), enquanto que Acaulosporaceae diferiu entre plantio de eucalipto com deposição de 1 m de rejeito (PE->1) e as demais áreas (Figura 5; Figura 6).

Quanto a frequência de ocorrência nas áreas impactadas pela deposição de rejeito de mineração apenas *Dominikia* sp1, *Glomus glomerulatum*, *Glomus* sp1, *Rhizophagus fasciculatus*, *Rhizophagus irregularis*, *Sclerocystis rubiformis* (Glomeraceae) e *Acaulospora mellea* (Acaulosporaceae) foram consideradas dominantes (Tabela 3). Sete espécies foram consideradas muito comuns, *Funneliformis mosseae*, *Glomus* sp2, *Oehlia diaphana* (Glomeraceae), *Acaulospora morrowiae*, *Acaulospora scrobiculata*, *Acaulospora* sp1 (Acaulosporaceae) e *Diversispora spurca* (Diversisporaceae). Nove espécies foram consideradas raras, distribuídas entre as famílias Glomeraceae, Acaulosporaceae e Gigasporaceae.

Rhizophagus irregularis foi a única espécie que apresentou abundância relativa superior a 10% em todas as áreas afetadas pela deposição do rejeito, espécie essa, não detectada nas áreas de referência. As demais espécies que apresentaram abundância relativa dos esporos superior a 10% em ao menos uma área afetada pela deposição de rejeito foram: *Dominikia* sp1, *Glomus glomerulatum*, *Glomus* sp1, *Oehlia diaphana*, *Sclerocystis rubiformis* (Glomeraceae), *Acaulospora scrobiculata* (Acaulosporaceae) e *Diversispora spurca* (Diversisporaceae). *Ambispora leptoticha* e todas as espécies da família Gigasporaceae apresentaram abundância relativa inferior a 5% (Tabela 3).

O índice de diversidade de Shannon (H') apresentou menores valores para as comunidades de PE-0,4 e MA->1, comunidades essas que apresentaram menos espécies com abundância relativa dos esporos inferior a 5%, consideradas comuns ou raras de acordo com parâmetros propostos por Zhang, Guo e Liu (2004). A equidade foi inferior para PE->1 e MA->1, onde foram amostradas mais espécies dominantes e espécies raras.

A procura por espécies de FMAs com a produção de esporocarpos macroscópicos resultou na coleta de 10 massas de esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* (Figura 7; Figura 8), cuja morfologia é descrita a seguir:

A dimensão das massas de esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* Berk & Broome variou de 6,84-7,95 mm x 26,2-38,97 mm. Estas foram formadas sobre o rejeito de mineração depositado sobre o solo de um plantio de eucalipto (*Eucalyptus* sp.), formação de serapilheira incipiente, com regeneração de espécies herbáceas da família Poaceae e Subclasse Polypodiidae. Geralmente as massas de esporocarpos foram formadas próximo a gametófitos de plantas da Divisão Bryophyta ou de raízes de *Eucalyptus* sp.. Os esporocarpos apresentaram formato subgloboso a oval, com dimensão de 340-395 µm x 560-705 µm, cobertos por perídio com hifas entrelaçadas, de coloração a marrom clara (20/60/100/0) quando novos; esporocarpos velhos apresentaram coloração marrom escura (40/60/80/0). Esporocarpos imaturos apresentam coloração branca no momento da coleta, adquirindo coloração marrom após uma semana estocados em geladeira a 4 °C. Perídio de coloração amarelada (0/10/80/0) ao PVLG, apresentando forte reação dextrinóide no reagente de melzer, de coloração avermelhada (0/60/60/0). Os esporos são formados radialmente a partir de um plexo central de hifas, clavados ou obovados, 40-60 µm x 55-95 µm, apresentam coloração amarelada (0/20/80/0) a (0/10/100/0) e parede do esporo composta de uma camada laminada de 1,1-(1,29)-1,9 µm; chegando de 2,4 µm a 3,5 µm na base do esporo, em proximidade à hifa suspensora. Hifa suspensora cilíndrica, geralmente sem formação de septos na base dos esporos.

4 DISCUSSÃO

Dentre as 38 espécies amostradas no presente estudo, apenas *Funneliformis* cf. *badium* não foi previamente encontrado em ecossistemas do Bioma Mata Atlântica (JOBIM; VISTA; GOTO, 2018). Além da mencionada espécie, *Sclerocystis rubiformis* e *Septoglomus constrictum* não foram registradas nos estudos conduzidos por Teixeira, A. et al. (2017) e Vieira et al. (2017), incrementando o conhecimento acerca da riqueza específica de fungos micorrízicos arbusculares na região do quadrilátero ferrífero, e evidenciando que a amostragem em diversas fitofisionomias pode ser uma metodologia eficiente em revelar uma elevada riqueza de FMAs.

Encontrou-se uma riqueza específica similar entre as áreas de plantio de eucalipto e Mata Atlântica, não afetadas pela deposição de rejeitos, 18 e 15 espécies, respectivamente. Resultado prévio de estudo realizado no quadrilátero ferrífero por Teixeira, A. et al. (2017) para os mesmos tipos de coberturas florestais recuperaram 14 e 15 espécies, respectivamente. Em ambos os estudos a maioria das espécies foram compartilhada entre os dois ecossistemas. Também ressalta-se que a riqueza específica da área de Mata Atlântica de referência foi inferior a das demais áreas amostradas. Resultado similar foi encontrado por Teixeira, A. et al. (2017) e Vieira et al. (2017), que relataram maiores riquezas específicas para ambientes com dominância de gramíneas.

As famílias de FMAs que apresentaram maior riqueza específica em todas as áreas amostradas foram Glomeraceae e Acaulosporaceae, respectivamente, também já relatada para outras formações florestais da Mata Atlântica (e.g. AIDAR; CARRENHO; JOLY, 2004; SILVA et al., 2006) e outros estudos diversidade de FMAs em áreas de mineração (CAPRONI et al., 2003; CAPRONI et al., 2005; LEAL et al., 2016; TEIXEIRA, A. et al., 2017; VIEIRA et al., 2017). Recentemente, Stürmer, Oliveira e Morton (2018) demonstraram que em ambientes de dunas, no geral, a proporção de espécies de Gigasporaceae foi superior a 40% em pH do solo < 6,5, enquanto a proporção de Glomeraceae excedeu 40% em pH do solo > 6,5. Nas áreas afetadas pelo rejeito, a maior riqueza específica de Glomeraceae pode ser atribuída ao pH mais próximo à neutralidade (SIQUEIRA; COLOZZI-FILHO; OLIVEIRA, 1989). Sabe-se que o pH do solo influencia processos fisiológicos importantes no ciclo de vida dos FMAs, como a germinação dos esporos (HERPPER, 1984; SIQUEIRA; HUBBELL; MAHMUD, 1984); além de atuar como potencial fator externo na regulação de transportadores de fosfato específicos dos FMAs (CARRINO-KYKER et al., 2017).

No presente estudo, aproximadamente 42% das espécies de FMAs amostradas foram compartilhadas entre áreas impactadas pela deposição do rejeito e referência, e a mesma proporção de espécies foi exclusivamente encontrada em áreas com deposição de rejeito, demonstrando que espécies de FMAs das áreas conservadas adjacentes são aptas a sobreviver nas condições adversas impostas pelo rejeito de mineração, e principalmente estas áreas são fontes de propágulos para as áreas afetadas, atuando no processo de revegetação. Uma vez disperso, o propágulo de fungo micorrízico fica sujeito às condições e disponibilidade de recursos do local em que é disposto. A distribuição dos fungos micorrízicos arbusculares é produto do ambiente, competição interespecífica e dinâmica espacial regional (LEKBERG et al., 2007).

O rejeito de mineração tipicamente apresenta atividade biológica extremamente baixa (FROUZ et al., 2001), dessa forma, os processos de dispersão são importantes para o estabelecimento e sucessão de comunidades. Os FMAs podem colonizar novos ambientes por diversos processos dispersivos, com vetores e intensidade variando de acordo com as características das localidades em que se encontram. Por exemplo, os esporos assexuais formados pelos FMAs podem ser dispersos pelo vento, predominantemente em alguns ecossistemas áridos (WARNER et al. 1987) ou por animais (MANGAN; ADLER., 2000), que parecem ser maiores agentes de dispersão em ambientes méxicos (ALLEN, 1987). Destaca-se que atividades humanas (e.g. práticas agrícolas) também atuam na dispersão desses propágulos (MANGAN; ADLER, 2002; ROSENDAHL; MCGEE; MORTON, 2009).

Algumas espécies de FMAs amostradas nas áreas com deposição de rejeito já foram amostradas em condições similares em outros estudos, por exemplo, *Acaulospora scrobiculata* também foi uma espécie frequentemente amostrada em área de estéril revegetada (CAPRONI et al., 2005), indicando adaptabilidade aos fatores bióticos e abióticos de área de mineração. Esporos de *Rhizophagus irregularis* foram exclusivamente encontrados nas áreas com deposição de rejeito, apresentando elevada frequência de ocorrência. Börstler et al. (2010) ressaltam que esta espécie tem sido relatada como ubíqua em uma vasta gama de ambientes, e demonstram evidências de que isso pode ser devido a ecótipos adaptados a diferentes condições ambientais. Dessa forma, a identificação de espécies de fungos micorrízicos arbusculares ocorrentes em áreas impactadas por atividades mineradoras é importante, pois, estas podem estar mais bem adaptadas às condições ambientais impostas nesses ambientes (ALGUACIL et al., 2011; SÁNCHEZ-CASTRO et al., 2017).

Esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* foram coletados isolados, via peneiramento úmido seguido por centrifugação em sacarose e em grandes massas de esporocarpos encontradas por busca visual na superfície do solo. O gênero *Sclerocystis* é caracterizado por produzir esporos arranjados lado a lado em uma camada única, irradiando de um plexo central de hifas (GERDEMANN; TRAPPE, 1974). Os esporocarpos coletados apresentaram características morfológicas congruentes com as descrições de Almeida e Schenk (1990) e WU (1993ab). *Sclerocystis coremioides* difere das outras espécies do gênero por formar esporocarpos inclusos em perídio composto de hifas entrelaçadas, hemisféricos, com uma hifa em forma de haste que pode se conectar em uma coluna ou estipe grosso (WU, 1993a). Algumas espécies de fungos com

características morfológicas muito similares a *Sclerocystis coremioides*, apresentaram a morfologia analisada por Almeida e Schenk (1990), e foram propostas como sinonímias desta espécie. Os mencionados autores inclusive testaram a germinação de esporos e esporocarpos para propor tais sinonímias.

Sclerocystis coremioides ocorre nas regiões biogeográficas, Neártica (GERDEMAN; TRAPPE, 1974), Neotropical (GOTO; BEZERRA; MAIA, 2016; STÜRMER; SIQUEIRA, 2011), Indomalaiia (BERKELEY; BROOME, 1873) e Australasiática (HALL, 1977). No Brasil, sua ocorrência já foi registrada na Mata Atlântica (GOTO; MAIA, 2005), Cerrado (VIEIRA et al., 2017), Caatinga (GOTO et al., 2010) e Amazônia (STÜRMER; SIQUEIRA, 2011), porém, antes do presente registro de ocorrência, há apenas outro registro de *Sclerocystis coremioides* formando grandes massas de esporocarpos em território nacional (GOTO; BEZERRA; MAIA, 2016).

As massas de esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* descritas por Goto, Bezerra e Maia (2016) foram coletadas sobre restos vegetais em decomposição na superfície do solo em áreas de Mata Atlântica e em plantações de cacau (*Theobroma cacao* L.) adjacentes. Há outros relatos documentando o crescimento dessa espécie de fungo na superfície do solo e matéria orgânica (GERDEMANN; TRAPPE, 1974), e madeira em decomposição (SMITH; SCHMULL, 2011; THAXTER, 1922). Tandy (1975) e McGee (1986) relatam a ocorrência de outras espécies de FMAs esporocárpicas geralmente associada a solos não perturbados.

Notavelmente, os esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* coletados em Mariana-MG foram formados em um ambiente perturbado pela deposição de rejeito de mineração, sobre um substrato pobre em matéria orgânica, com baixa capacidade de troca catiônica e porosidade baixa (Tabela 2). Dessa forma, a presença de matéria orgânica pode não ser um fator determinante para a ocorrência dessa espécie de fungo. Na área de estudo, coletamos esporocarpos jovens em várias fases de desenvolvimento, inclusive esporocarpos jovens com perídio branco. Essas massas de esporocarpos foram encontradas após forte precipitação, corroborando com os relatos de Tandy (1975) que relata a ocorrência de esporocarpos de outras espécies FMAs, após o início das chuvas de outono (maio-junho), podendo ser coletados até dezembro, desde que ocorram chuvas.

Mangan e Adler (2002) encontraram no Panamá, esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* em pellets fecais de pequenos mamíferos durante todo o ano,

particularmente na estação chuvosa. Esporocarpos de fungos micorrízicos arbusculares são componentes da dieta de algumas espécies de pequenos mamíferos (MCGEE; BACZOCHA, 1994; FOGEL; TRAPPE, 1978), que são possíveis vetores de dispersão desses fungos (TRAPPE; MASER, 1976; JANOS; SAHLEY; EMMONS, 1995; MANGAN; ADLER, 2000), tendo em vista o estabelecimento de simbiose micorrízica arbuscular por propágulos de FMAs que passem pelo trato digestivo de pequenos mamíferos (MANGA; ADLER, 2002). Allen (1987) destaca que a dispersão a longa distância facilitada por pequenos mamíferos é uma importante interação que garante a reintrodução de FMAs em solos após distúrbios ambientais de grandes proporções.

Apesar de encontrados em ambiente com pouca matéria orgânica, os esporocarpos coletados no presente estudo foram formados próximos a raízes de *Eucalyptus* sp., plantas vasculares herbáceas da família Poaceae e da Classe Polypodiopsida. Ressaltamos que muitos dos esporocarpos coletados foram produzidos entremeados a gametófitos de plantas da Divisão Bryophyta. Walker (2013) também encontrou *Sclerocystis coremioides* em vasos de plantas vasculares crescendo em conjunto a pteridófitas e musgos no Jardim Botânico Real de Edimburgo (*Royal Botanic Garden Edinburgh*). Espécies do gênero *Sclerocystis* podem estabelecer simbiose com plantas vasculares (ALMEIDA; SCHENK, 1990; WALKER, 2013), e evidências moleculares apontam que fungos desse gênero podem estar associados a gametófitos de plantas da Subclasse Marchantiidae e da Subclasse Polypodiopsida (OGURA-TSUJIA, 2013).

Muitos dos esporocarpos produzidos pelos glomeromicetos são pequenos, solitários, inconspícuos e difíceis de serem diferenciados da serapilheira e fragmentos de solo do seu habitat, e a essas dificuldades tem se atribuído que raramente estes sejam coletados (Tandy, 1975). Considerando estes aspectos, é possível que a diversidade de fungos micorrízicos arbusculares esporocárpicos seja subestimada em muitos ecossistemas, isto posto, a adoção de estratégias de amostragem incluindo a busca visual por espécies esporocárpicas macroscópicas pode auxiliar o acesso à diversidade de FMAs.

Recomenda-se que a procura por esporocarpos seja subsequente a períodos de alta pluviosidade, e inclua sítios ocupados por plantas avasculares (Divisões Anthocerotophyta, Bryophyta, Marchantiophyta) visando elucidar a distribuição e ocorrência de espécies que podem ser negligenciadas pelas técnicas de coleta e extração de esporos do solo.

O reestabelecimento da vegetação nas áreas afetadas pela deposição de rejeito pode auxiliar na redução dos processos erosivos e amenizar impactos ambientais. Nesse contexto, a presença de uma comunidade biodiversa de FMAs pode atuar no estabelecimento da vegetação e no processo de sucessão ecológica de espécies vegetais. Nesse sentido, recomenda-se a utilização de espécies vegetais micotróficas, já que pelos presentes resultados as áreas afetadas apresentam boa densidade de esporos de FMAs, e que quando possível, no caso de plantas arbóreas, estas sejam inoculadas no viveiro antes do plantio, visando o estabelecimento da vegetação em menor tempo.

CONCLUSÕES

A presença de aproximadamente 88% das espécies de FMAs nas áreas impactadas, e compartilhamento de aproximadamente 55% das espécies entre áreas com e sem deposição de rejeito, indica que processos de dispersão de propágulos foram eficientes, e a maioria dos taxa amostrados nos ambientes não impactados é competente em se estabelecer em áreas com deposição de rejeito de mineração, podendo auxiliar no estabelecimento da vegetação e sucessão no processo de reabilitação das áreas impactadas.

Agradecimentos

Os autores agradecem a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (Capes), o Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnologia (CNPq) e Fundação de Amparo à Pesquisa de Minas Gerais (Fapemig) pelo apoio financeiro e bolsas concedidas aos autores.

REFERÊNCIAS

ABBOTT, L. K.; ROBSON, A. D. Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. **Agriculture, Ecosystem & Environment**, v. 35, n. 2-3, p. 121-150, 1991.

AIDAR, M. P. M.; CARRENHO, R.; JOLY, C. A. Aspects of arbuscular mycorrhizal fungi in an Atlantic Forest chronosequence in Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), SP. **Biota Neotropica**, v. 4, n. 2, p.1-15, 2004.

- ALGUACIL, M. M.; TORRECILLAS, E.; CARAVACA, F.; FERNÁNDEZ, D. A.; AZCÓN, R.; ROLDÁN, A. The application of an organic amendment modifies the arbuscular mycorrhizal fungal communities colonizing native seedlings grown in a heavy-metal-polluted soil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 43, n. 7, p. 1498-1508, 2011.
- ALLEN, M. F. Reestablishment of mycorrhizas on Mount St. Helens: migration vectors. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 88, n. 3, p. 413-417, 1987.
- ALMEIDA, R. T.; SCHENCK, N. C. A revision of the genus *Sclerocystis* (Glomaceae, Glomales). **Mycologia**, v. 82, p. 703-714, 1990.
- BARDGETT, R. D.; VAN DER PUTTEN, W. H. Belowground biodiversity and ecosystem functioning. **Nature**, v. 515, n. 7528, p. 505-511, 2014.
- BŁASZKOWSKI, J. **Glomeromycota**. Kraków, Poland: W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, 2012.
- BŁASZKOWSKI, J.; CHWAT, G.; GÓRALSKA, A.; PRZEMYSŁAW, R.; KOVÁCS G, M. Two new genera, *Dominikia* and *Kamienskia*, and *D. disticha* sp. nov. in *Glomeromycota*. **Nova Hedwigia**, v. 100, n. 1-2, p. 225-238, 2014.
- BŁASZKOWSKI, J.; KOZŁOWSKA, A.; CROSSAY, T.; SYMANCZIK, S.; AL-YAHAYÁEI, M. N. A new family, Pervetustaceae with a new genus, *Pervetustus*, and *P. simplex* sp. nov. (Paraglomerales), and a new genus, *Innospora* with *I. majewskii* comb. nov. (Paraglomeraceae) in the Glomeromycotina. **Nova Hedwigia**, v. 105, n. 3-4, p. 397-410, 2017.
- BŁASZKOWSKI, J.; KOZŁOWSKA, A.; NIEZGODA, P.; GOTO, B. T.; DALPÉ, Y. A new genus, *Oehlia* with *Oehlia diaphana* comb. nov. and an emended description of *Rhizoglosum vesiculiferum* comb. nov. in the Glomeromycotina. **Nova Hedwigia**, v. 108, p. 193-210, 2018.
- BERKELEY, M. J.; BROOME, C. E. 1873. Enumeration of the Fungi of Ceylon. **Journal Linnaean Society**, v. 14, p. 137, 1873.
- BÖRSTLER, B.; THIÉRY, O.; SÝKOROVÁ, Z.; BERNER, A.; REDECKER, D. Diversity of mitochondrial large subunit rDNA haplotypes of *Glomus intraradices* in two agricultural field experiments and two semi-natural grasslands. **Molecular Ecology**, v. 19, n. 7, p. 1497-1511, 2010.
- CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L.; TRUFEM, S. B.; GRANHA, J. R. D. O.; MONTEIRO, A. B. Arbuscular mycorrhizal fungi occurrence in revegetated areas after bauxite mining at Porto Trombetas, Pará State, Brazil, Brazil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 38, p. 1409-1418, 2003.
- CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L.; TRUFEM, S. B.; GRANHA, J. R. D. O.; MARINHO, N. F. Colonization of arbuscular mycorrhizae fungi in

substrate after bauxite mining, vegetated with *Acacia mangium*. **Revista Árvore**, v. n. 3, 29, p. 373-381, 2005.

CARMO, F. F.; KAMINO, L. H. Y.; JUNIO, R. T.; DE CAMPOS, I. C.; DO CARMOS, F. F.; SILVINO, G.; DE CASTRO, K. J. S. X.; MAURO, M. L.; RODRIGUES, N. U. A.; MIRANDA, M. P. S.; PINTO, C. E. F. Fundão tailings dam failures: the environment tragedy of the largest technological disaster of Brazilian mining in global context. **Perspectives in Ecology and Conservation**, v. 15, p. 145-151, 2017.

CARRINO-KYKER, A. R.; KLUBER, L. A.; COYLE, K. P.; BURKE, D. J. Detection of phosphate transporter genes from arbuscular mycorrhizal fungi in mature tree roots under experimental soil pH manipulation. **Symbiosis**, v. 72, n. 2, p. 123-133, 2017.

COOKE, J. A.; JOHNSON, M. S. Ecological restoration of land with particular reference to the mining of metals and industrial minerals: a review of theory and practice. **Environmental Reviews**, v. 10, n. 1, p. 41-71, 2002.

FOGEL, R.; TRAPPE, J. M. Fungus consumption (mycophagy) by small animals. **Northwest Science**, v. 52, n. 1, p. 1-31, 1978.

FROUZ, J.; KEPLIN, B.; PIŽL, V.; TAJOVSKÝ, K.; STARÝ, J.; LUKEŠOVÁ, A.; HÁNEĽ, L.; MATERNA, J.; DÜKER, CH.; CHALUPSKÝ, J.; RUSEK, R.; HEINKELE, T. Soil biota and upper soil layer development in two contrasting post-mining chronosequences. **Ecological Engineering**, v. 17, n. 2-3, p. 275-284, 2001.

GERDEMANN, J. W.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal endogone species extracted from soil by wet-sieving and decanting. **Transactions of British Mycological Society**, v. 46, n. 2, p. 235-244, 1963.

GERDEMANN, J. W.; TRAPPE, J. M. The Endogonaceae in the Pacific Northwest. **Mycologia Memoir**, v. 5, p. 1-76, 1974.

GOTO, B. T.; BEZERRA, J. L.; MAIA, L. C. *Sclerocystis coremioides* (Glomeromycota) formando esporocarpos epígeos em substratos orgânicos de cacaueteiro na mata atlântica da Bahia. **Agrotrópica**, v. 28, p. 23-28, 2016.

GOTO, B. T.; MAIA, L. C. Sporocarpic species of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota), with a new record from Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 19, n. 3, p. 633-637, 2005.

GOTO, B. T.; SILVA, G. A.; YANO-MELO, A. M.; MAIA, L. C. Checklist of the arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota) in the Brazilian semiarid. **Mycotaxon**, v. 113, p. 251-254, 2010.

HALL, I. R. Species and mycorrhizal infections of New Zealand *Endogonaceae*. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 68, n. 3, p. 341-356, 1977.

HAMMER Ø.; HARPER, D. A. T.; RYAN, P. D. **Paleontological statistics software package for education and data analysis**. Palaeontologia Electronica 4. Disponível

em: <http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm>. Acesso em: 01 jul 2018.

HEPPER, C. M. Regulation of spore germination of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Acaulospora laevis* by soil pH. *Transactions of the British Mycological Society*, v. 83, n. 1, p. 154-156, 1984.

HOLMES, R. J.; LU, L. Introduction: overview of the global iron ore industry, iron Ore mineralogy. In: **Iron Ore: Mineralogy, Processing and Environmental Sustainability**. Cambridge: Woodhead publications, Elsevier, p. 1-42, 2015.

IBGE. **Manual Técnico da Vegetação Brasileira**. 2ed. Rio de Janeiro: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística-IBGE, 91p. 2012.

INVAM. International culture collection of (vesicular) arbuscular mycorrhizal fungi. Disponível em: <<http://invam.wvu.edu/>>. Acesso em: 01 jul 2018.

JANOS, D. P.; SAHLEY, C. T.; EMMONS, L. H. Rodent dispersal of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in Amazonian Peru. **Ecology**, v. 76, n. 6, p. 1852-1858, 1995.

JENKINS W, R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Report**, v. 48. p. 692, 1964.

JOBIM, K.; VISTA, X. M.; GOTO, B. T. Updates on the knowledge of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycotina) in the Atlantic Forest biome—an example of very high species richness in Brazilian biomes. **Mycotaxon**, v. 133, n. 1, p. 209-209, 2018.

KLAUBERG FILHO, O.; SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S. Vesicular arbuscular mycorrhizae fungi in soils polluted with heavy metals. Fungos micorrízicos arbusculares em solos de área poluída com metais pesados. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 26, n. 1, p. 125–134, 2002.

KOSKE, R. E.; TRESSIER, B. A convenient, permanent slide mounting medium. **Mycological Society of America Newsletter**, v. 34, p. 59, 1983.

LEAL, P. L.; VARÓN-LÓPEZ, M.; OLIVEIRA PRADO, I. G.; SANTOS, J. V.; SOARES, C. F. SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S. Enrichment of arbuscular mycorrhizal fungi in a contaminated soil after rehabilitation. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 47, n. 4, p. 853-862, 2016.

LEKBERG, Y.; KOIDE, R. T.; ROHR J. R.; ALDRICH-WOLFE, L.; MORTON, J. B. Role of niche restrictions and dispersal in the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. **Journal of Ecology**, v. 95, n. 1, p. 95-105, 2007.

MANGAN, S. A.; ADLER, G. H. Consumption of Arbuscular Mycorrhizal Fungi by Terrestrial and Arboreal Small Mammals in a Panamanian Cloud Forest. **Journal of Mammalogy**, v. 81, n. 2, p. 563-570, 2000.

MANGAN, S. A.; ADLER, G. H. Seasonal dispersal of arbuscular mycorrhizal fungi by spiny rats in a neotropical forest. **Oecologia**, v. 131, n. 4, p. 587-597, 2002.

MARINHO, F.; SILVA, G. A.; FERREIRA, A. C. A.; VERAS, J. S. N.; SOUSA, N. M. F.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C.; OEHL, F. *Bulbospora minima*, a new genus and a new species from semi-arid Northeast Brazil. **Sydowia**, v. 66, n. 2, p. 313-323, 2014.

MCGEE, P. A. Further sporocarpic species of *Glomus* (Endogonaceae) from South Australia. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 87, p. 123-129, 1986.

MCGEE, P. A.; BACZOCHA, N. Sporocarpic Endogonales and Glomales in the scats of *Rattus* and *Perameles*. **Mycological Research**, v. 98, n. 2, p. 246-249, 1994.

MCGONIGLE, T. P.; MILLER, M. H. Winter survival of extraradical hyphae and spores of arbuscular mycorrhizal fungi in the field. **Applied Soil Ecology**, v. 12, n. 1, p. 41-50, 1999.

MERGULHÃO A. C. E. S.; BURITY, H. A.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a gypsum mining impacted semiarid area. **Acta Botanica Brasilica**, v. 2, n. 4, p. 1052-1061, 2010.

MILLER, R. M.; JASTROW, J. D. The application of VA mycorrhizae to ecosystem restoration and reclamation. In: ALLEN, M. D. (Ed.) **Mycorrhizal Functioning**. London: Chapman and Hall, 1992.

MORGAN, J. W.; ANDERS, E. Chemical composition of earth, Venus, and Mercury. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 77, n. 12, p. 6973-6977, 1980.

MORTON, J. B., KOSKE, R. E., STÜRMER, S. L., & BENTIVENGA, S. P. Mutualistic arbuscular endomycorrhizal fungi. In: MUELLER, G. M.; BILLS, G. F.; FOSTER, M. S. (Eds.) **Biodiversity of Fungi: Inventory and Monitoring Methods**. Smithsonian Institution Press, Washington, DC. p. 317-336, 2004.

MYERS, N.; MITTERMEIER, R. A.; MITTERMEIER, C. G.; FONSECA, G. A. B.; KENT, J. Biodiversity hot spots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, n. 6772, p. 853-858, 2000.

OEHL, F.; SANCHEZ-CASTRO, I.; PALENZUELA, J.; SILVA, G. A. 2015. *Palaeospora spainii*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from Swiss agricultural soils. **Nova Hedwigia**, v. 101, n. 1-2, p. 89-102, 2015.

OGURA-TSUJITA, Y., SAKODA, A.; EBIHARA, A.; YUKAWA, T.; IMAICHI, R. Arbuscular mycorrhiza formation in cordate gametophytes of two ferns, *Angiopteris lygodiiifolia* and *Osmunda japonica*. **Journal of Plant Research**, v. 126, n. 1, p. 41-50, 2013.

REDECKER, D.; SCHÜBLER, A.; STOCKINGER, H.; STÜRMER, S. L.; MORTON, J. B.; WALKER, C. An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). **Mycorrhiza**, v. 23, n. 7, p. 515-531, 2013.

ROSENDAHL, S.; MCGEE, P.; MORTON, J. B. Lack of global population genetic differentiation in the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* suggests a recent range expansion which may have coincided with the spread of agriculture. **Molecular ecology**, v. 18, n. 20, p. 4316-4329, 2009.

RUDORFF, N.; RUDORFF, C. M.; KAMPEL, M.; ORTIZ, G. Remote sensing monitoring of the impact of a major mining wastewater disaster on the turbidity of the Doce River plume off the eastern Brazilian coast. **ISPRS Journal of Photogrammetry and Remote Sensing**, v. 145, p. 349-361, 2018.

SÁNCHEZ-CASTRO, I.; GIANINAZZI-PEARSON, V.; CLEYET-MAREL, J. C.; BAUDOIN, E.; VAN TUINEN, D. Glomeromycota communities survive extreme levels of metal toxicity in an orphan mining site. **Science of the Total Environment**, v. 598, p. 121-128, 2017.

SEGURA, F. R.; NUNES, E. A.; PANIZ, F. P.; PAULELLI, A. C. C.; RODRIGUES, G. B.; BRAGA, G. U. L.; PEDREIRA FILHO, W. R.; BARBOSA JR., F.; CERCHIARO, G.; SILVA, F. F.; BATISTA, B. L. Potential risks of the residue from Samarco's mine dam burst (Bento Rodrigues, Brazil). **Environmental Pollution**, v. 218, p. 813-825, 2016.

SILVA, C. F.; PEREIRA, M. G.; SILVA, E. M. R.; CORREIA, M. E. F.; SAGGIN-JÚNIOR, O. J. Fungos micorrízicos arbusculares em áreas no entorno do Parque Estadual da Serra do Mar em Ubatuba (SP). **Caatinga**, v. 19, n. 1, p. 1-10, 2006.

SILVA, A. C.; CAVALCANTE, C. D.; FABRIS, J. D.; JÚNIOR, R. F.; BARRAL, U. M.; FARNEZI, M. M. M.; VIANA, A. A. J. S. V.; ARDISSON, J. D. FERNANDEZ-OUTON, L. E. LARA, L. R. S.; STUMPF, H. O.; BARBOSA, J. B. S.; SILVA, L. C. Chemical, mineralogical and physical characteristics of a material accumulated on the river margin from mud flowing from the collapse of the iron ore tailings dam in Bento Rodrigues, Minas Gerais, Brazil. **Revista Espinhaço**, v. 5, p. 44-53, 2016.

SIQUEIRA, J. O.; COLOZZI-FILHO, A.; OLIVEIRA, E. D. E. Ocorrência de micorrizas vesicular-arbusculares em agro e ecossistemas do estado de Minas Gerais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 24, n. 12, p. 1499-1506, 1989.

SIQUEIRA, J. O.; HUBBELL, D. H.; MAHMUD, A.W. Effect of liming on spore germination, germ tube growth and root colonization by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **Plant Soil**, v. 76, n. 1-3, p.115-124, 1984.

SMITH M. E.; SCHMULL, M. Tropical truffles: English translation and critical review of F. von Höhnel's truffles from Java. **Mycological Progress**, v. 10, n. 2, p. 249-260, 2011.

STÜRMER, S. L.; OLIVEIRA, L. Z.; MORTON, J. B. Gigasporaceae versus Glomeraceae (phylum Glomeromycota): A biogeographic tale of dominance in maritime sand dunes. **Fungal Ecology**, v. 32, p. 49-56, 2018.

STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. **Mycorrhiza**, v. 21, n. 4, p. 255-267, 2011.

SYMANCZIK, S.; AL-YAHYA'EI, M. N.; KOZŁOWSKA, A.; RYSZKA, P.; BŁASZKOWSKI, J. A new genus, *Desertispora*, and a new species, *Diversispora sabulosa*, in the family Diversisporaceae (order Diversisporales, subphylum Glomeromycotina). **Mycological Progress**, v. 17, n. 4, p. 437-449, 2018.

TANDY, P.A. Sporocarpic species of Endogonaceae in Australia. **Australian Journal of Botany**, v. 23, n. 5, p. 849-866, 1975.

TEIXEIRA, A. F. S.; KEMMELMEIER, K.; MARASCALCHI, M. N.; SÜRMER, S. L.; CARNEIRO, M. A. C.; MOREIRA, F. M. S. Arbuscular mycorrhizal fungal communities in an iron mining area and its surroundings: Inoculum potential, density, and diversity of spores related to soil properties. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 41, n. 5, p. 511-525, 2017.

TEIXEIRA, P. C.; DONAGEMMA, G. K.; FONTANA, A.; TEIXEIRA, W. G. Manual de Métodos de Análise de Solo. Embrapa Solos-Livro técnico (INFOTECA-E), 2017.

THAXTER, R. A revision of the Endogonaceae. **Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences**, v. 57, p. 291-341, 1922.

TRAPPE, J. M.; MASER, C. Germination of spores of *Glomus macrocarpus* (Endogonaceae) after passage through a rodent digestive tract. **Mycologia**, v. 68, n. 2, p. 433-436, 1976.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; KLIRONOMOS, J. N.; URSIC, M.; MOUTOGLIS, P.; STREITWOLF-ENGEL, R.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; Sanders, I. R. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, v. 396, n. 6706, p. 72-75, 1998.

VIEIRA, C. K.; MARASCALCHI, M. N.; RODRIGUES, A. V.; DE ARMAS, R. D.; STÜRMER, S. L. Morphological and molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in revegetated iron-mining site has the same magnitude of adjacent pristine ecosystems. **Journal of Environmental Sciences**, v. 67, p. 1-14, 2017.

WALKER, C. Arbuscular mycorrhiza in the Living Collections at the Royal Botanic Garden Edinburgh. **Sibbaldia**, n. 11, p. 143-158, 2013.

WARNER, N. J.; ALLEN, M. F.; MACMAHON, J. A. Dispersal agents of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in a disturbed arid ecosystem. **Mycologia**, v. 79, p. 721-730, 1987.

WU, C. G. Glomales of Taiwan: IV. A monograph of *Sclerocystis* (Glomaceae). **Mycotaxon**, v. 59, p.327-349, 1993a.

WU, C. G. Glomales of Taiwan: III. A comparative study of spore ontogeny in *Sclerocystis* (Glomaceae, Glomales). **Mycotaxon**, v. 47, p. 25-39, 1993b.

YANG, Y., SONG, Y., SCHELLER, H. V., GHOSH, A., BAN, Y., CHEN, H.; TANG, M. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Robinia pseudoacacia* in uncontaminated and heavy metal contaminated soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v.3, p. 1-13, 2015.

YELLISHETTY, M.; RANJITH, P. G.; THARUMARAJAH, A. Iron ore and steel production trends and material flows in the world: Is this really sustainable? **Resources, Conservation and Recycling**, v. 54, n. 12, p. 1084-1094, 2010.

ZANGARO, W.; MOREIRA, M. Micorrizas Arbusculares nos Biomas Floresta Atlântica e Floresta de Araucária. In: Siqueira, J. O.; de Souza, F. A.; Cardoso, E. J. B. N.; Tsai, S. M. (Eds.) **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: Ed. UFLA, p. 279-310, 2010.

ZAREI, M.; HEMPEL, S.; WUBET, T.; SCHÄFER, T.; SAVAGHEBI, G.; JOUZANI, G. S.; NEKOU EI, M. K.; BUSCOT, F. Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in relation to soil chemical properties and heavy metal contamination. **Environmental. Pollution**, v. 158, n. 8, p. 2757-2765, 2010.

ZHANG, Y.; GUO, L.-D.; LIU, R.-J. Survey of arbuscular mycorrhizal in deforested and natural Forest land in the subtropical region of Dujiangyan, southwest China. **Plant and Soil**, v. 261, n. 1-2, p. 257-263, 2004.

Tabela 1 – Descrição das áreas amostradas às margens do Rio Gualaxo do Norte.

Área	Coordenadas Geográficas	Descrição da área
PE->1	20°15'57.62"S/43°18'14.43"W	Anteriormente cultivada com eucalipto, mas com a passagem do rejeito houve a remoção da vegetação. Apresenta deposição de uma camada de rejeito com profundidade superior a 1 m. Serapilheira ausente, regeneração da vegetação herbácea esparsa, com predomínio de gramíneas (Família Poaceae).
PE-0.4	20°15'57.87"S/43°18'14.71"W	Área cultivada com eucalipto, com camada de deposição de rejeito de aproximadamente 0,4 m. Serapilheira incipiente, regeneração com vegetação herbácea esparsa, com predomínio de plantas gramíneas (Família Poaceae), pteridófitas (Classe Polypodiopsida) e briófitas (Divisão Bryophyta).
PE-Ref	20°15'58.15"S/43°18'15.20"W	Área cultivada com eucalipto, sem a deposição de rejeito. Serapilheira densa (> 5 cm), regeneração do sub-bosque com abundante vegetação herbácea, predominância de plantas das famílias Melastomataceae e Poaceae, além de espécies arbóreas de outras famílias nativas em estágio inicial de desenvolvimento.
MA->1	20°17'47.86"S/43°12'19.88"W	Área anteriormente ocupada por Mata Atlântica, formação da floresta estacional semidecidual. A passagem do rejeito eliminou os extratos herbáceo e arbustivo da vegetação, persistindo algumas espécies do extrato arbóreo, porém, com evidente mortalidade de árvores. Depositou-se uma camada de rejeito superior a 1 m de espessura. Serapilheira ausente, regeneração de vegetação herbácea com predomínio de gramíneas (Família Poaceae).
MA-0.4	20°17'46.52"S/43°12'20.69"W	Área de Mata Atlântica, floresta estacional semidecidual. Ocorreu a deposição de uma camada de aproximadamente 0,4 m de rejeito. Serapilheira incipiente, regeneração com sub-bosque com pequena densidade de plantas herbácea e plântulas de espécies arbóreas nativas.
MA-Ref	20°17'46.35"S/43°12'20.79"W	Área de Mata Atlântica, formação da floresta estacional semidecidual, sem a deposição de rejeito. Serapilheira densa (> 5 cm), apresenta sub-bosque com extratos herbáceo e arbustivo com abundante vegetação.

Tabela 2 – Teores médios das análises químicas do solo das áreas amostradas.

Área	pH	K	P	Na	Ca	Mg	Al	Fe	M.O.
	H ₂ O	(mg cm ⁻³)	(mg cm ⁻³)	(cmolc dm ⁻³)	(mg dm ⁻³)	(g/Kg ⁻¹)			
PE->1	7,0	6,56	5,74	2,68	0,67	0,10	0,03	152	2,58
PE-0.4	7,2	9,72	7,80	1,57	0,73	0,10	0,03	134	5,68
PE-Ref	5,6	68,73	0,74	11,60	1,42	0,71	0,53	111	18,78
MA->1	8,1	16,05	8,12	40,59	1,00	0,10	0,01	140	6,50
MA-0.4	7,1	10,63	5,95	2,06	0,70	0,10	0,03	190	4,90
MA-Ref	5,4	53,12	1,18	1,50	1,63	0,88	0,49	80	30,40

Tabela 3 – Abundância relativa (A%) e frequência de ocorrência (F%) de esporos de fungos micorrízicos arbusculares de ecossistemas impactados pela deposição de rejeito de mineração em Mariana, MG. “continua”

Espécie de FMA	A%				F%
	PE->1	PE-0.4	MA->1	MA-0.4	
<i>Ambispora leptoticha</i>			■	■	12,50
<i>Dominikia</i> sp1	■	■	□	■	68,75
<i>Funneliformis</i> cf. <i>badium</i>	□				6,25
<i>Funneliformis mosseae</i>	□		■	■	31,25
<i>Glomus glomerulatum</i>	□	□	■	□	100
<i>Glomus microaggregatum</i>		■		■	12,50
<i>Glomus spinuliferum</i>	■		■	■	18,75
<i>Glomus</i> sp4	□	□	□	□	100
<i>Glomus</i> sp5	□	□	■	□	37,50
<i>Oehlia diaphana</i>	■	□	□	□	37,50
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	□	■	■	■	56,25
<i>Rhizophagus irregularis</i>	□	□	□	■	68,75
<i>Rhizophagus</i> sp1	■			□	18,75
<i>Sclerocystis rubiformis</i>	□	■	□	■	62,50
<i>Septoglomus constrictum</i>	■		■	■	25
<i>Acaulospora colombiana</i>		■			6,25
<i>Acaulospora foveata</i>				■	6,25
<i>Acaulospora mellea</i>	■	□	■	■	43,75
<i>Acaulospora morrowiae</i>	■	□	■	■	50
<i>Acaulospora rehmi</i>	■				6,25
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	□		■	■	43,75
<i>Acaulospora tuberculata</i>				■	6,25
<i>Acaulospora</i> sp1	■	■	■		31,25
<i>Acaulospora</i> sp2	■				6,25
<i>Acaulospora</i> sp3	□			□	18,75
<i>Acaulospora</i> sp4	■	■			18,75

<i>Acaulospora</i> sp5	■				6,25
<i>Diversispora spurca</i>	■		■	□	50
<i>Cetraspora pellucida</i>			■		6,25
<i>Dentiscutata heterogama</i>		■		■	18,75
<i>Gigaspora albida</i>		■			6,25
<i>Racocetra</i> cf. <i>fulgida</i>	■		■		12,50
Riqueza	24	16	19	22	
Shannon_H	2182	1984	1973	2376	
Equidade	0,3692	0,4545	0,3787	0,4893	

Legenda: ■ 0-0,5 % ; □ 0,5-1% ; □ 5-10% ; ■ 10-15% ; □ > 15%

“conclusão”

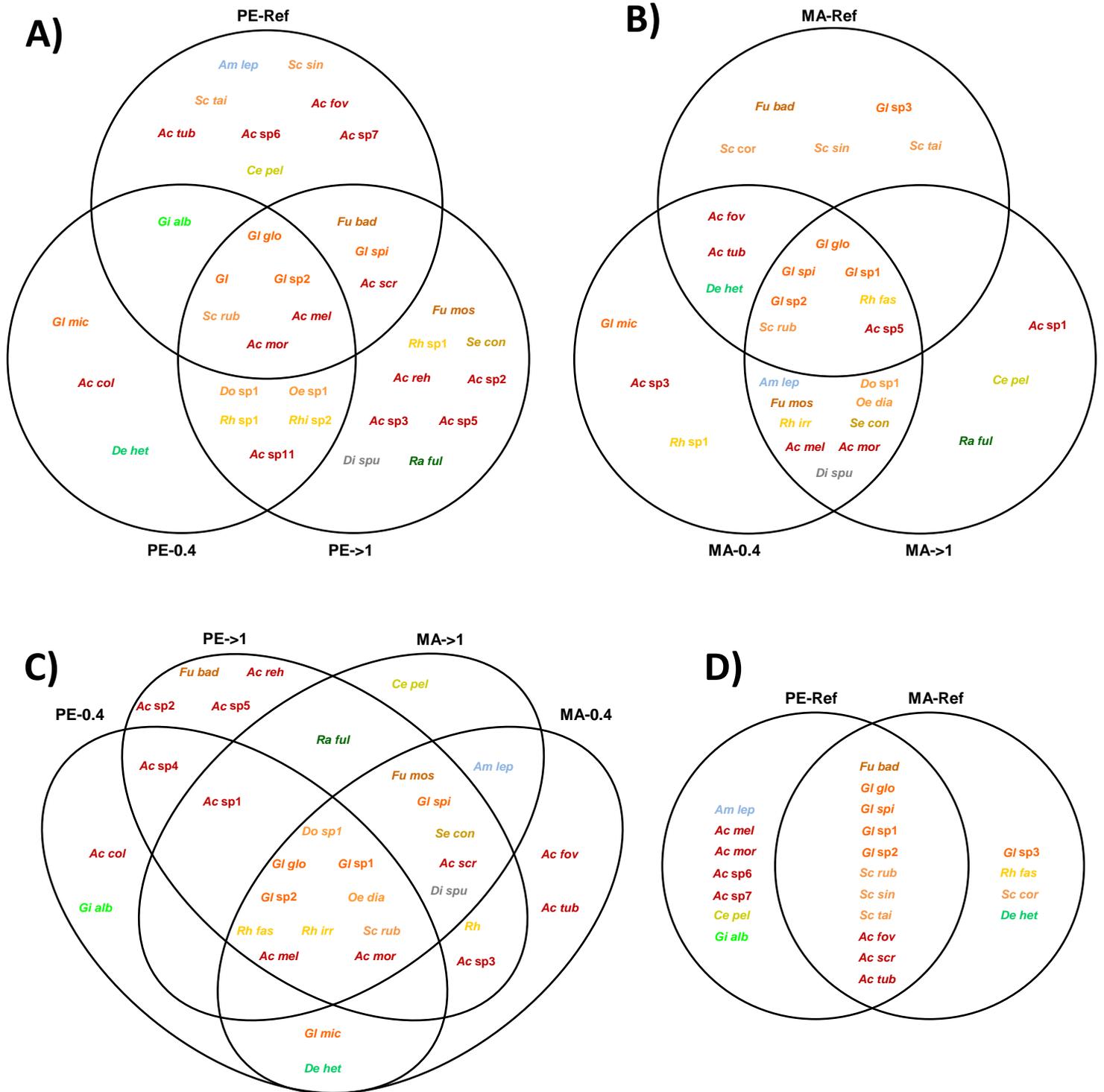


Figura 1 – Diagramas de Venn demonstrando o total de espécies compartilhadas e exclusivas em áreas impactadas pela deposição de rejeito de mineração (PE->1; PE-0.4; MA->1; MA-0.4) e áreas de referência (PE-Ref; MA-Ref). Espécies de FMAs ocorrentes em áreas de plantio de eucalipto (A). Espécies de FMAs ocorrentes em áreas de Mata Atlântica (B). Espécies de FMAs ocorrentes em áreas impactadas pelo rejeito (C). Espécies de FMAs ocorrentes em áreas de referência não impactadas pelo rejeito (D).“continua”

Legenda:

Código Espécie de FMA

<i>Am lep</i>	<i>Ambispora leptoticha</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) R.J. Bills & J.B. Morton
<i>Do sp1</i>	<i>Dominikia</i> sp1
<i>Fu bad</i>	<i>Funneliformis</i> cf. <i>badium</i> (Oehl, D. Redecker & Sieverd.) C. Walker & A. Schüßler
<i>Fu mos</i>	<i>Funneliformis mosseae</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler
<i>Gl glo</i>	<i>Glomus glomerulatum</i> Sieverd.
<i>Gl mic</i>	<i>Glomus microaggregatum</i> Koske, Gemma & P.D. Olexia
<i>Gl spi</i>	<i>Glomus spinuliferum</i> Sieverd. & Oehl
<i>Gl sp1</i>	<i>Glomus</i> sp1
<i>Gl sp2</i>	<i>Glomus</i> sp2
<i>Gl sp3</i>	<i>Glomus</i> sp3
<i>Oe sp1</i>	<i>Oehlia diaphana</i> (J.B. Morton & C. Walker) Błaszcz., Kozłowska, Niezgodna, B.T. Goto & Dalpé
<i>Rh fas</i>	<i>Rhizophagus fasciculatus</i> (Thaxt.) C. Walker & A. Schüssler
<i>Rh irr</i>	<i>Rhizophagus irregularis</i> (Błaszcz., Wubet, Renker & Buscot) C. Walker & A. Schüßler
<i>Rh sp1</i>	<i>Rhizophagus</i> sp1
<i>Sc cor</i>	<i>Sclerocystis coremioides</i> Berk. & Broome
<i>Sc rub</i>	<i>Sclerocystis rubiformis</i> Gerd. & Trappe
<i>Sc sin</i>	<i>Sclerocystis sinuosa</i> Gerd. & B.K. Bakshi
<i>Sc tai</i>	<i>Sclerocystis taiwanensis</i> C.G. Wu & Z.C. Chen
<i>Se con</i>	<i>Septoglomus constrictum</i> (Trappe) Sieverd., G.A. Silva & Oehl

Código Espécie de FMA

<i>Ac col</i>	<i>Acaulospora colombiana</i> (Spain & Schenck) Kaonongbua, J.B. Morton & Bever
<i>Ac fov</i>	<i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos
<i>Ac mel</i>	<i>Acaulospora mellea</i> Spain & N.C. Schenck
<i>Ac mor</i>	<i>Acaulospora morrowiae</i> Spain & N.C. Schenck
<i>Ac reh</i>	<i>Acaulospora rehmi</i> Sieverd. & S. Toro
<i>Ac scr</i>	<i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe
<i>Ac tub</i>	<i>Acaulospora tuberculata</i> Janos & Trappe
<i>Ac sp1</i>	<i>Acaulospora</i> sp1
<i>Ac sp2</i>	<i>Acaulospora</i> sp2
<i>Ac sp3</i>	<i>Acaulospora</i> sp3
<i>Ac sp4</i>	<i>Acaulospora</i> sp4
<i>Ac sp5</i>	<i>Acaulospora</i> sp5
<i>Ac sp6</i>	<i>Acaulospora</i> sp6
<i>Ac sp7</i>	<i>Acaulospora</i> sp7
<i>Di spu</i>	<i>Diversispora spurca</i> (C.M. Pfeiff., C. Walker & Bloss) C. Walker & A. Schüßler
<i>Ce pel</i>	<i>Cetraspora pellucida</i> (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.
<i>De het</i>	<i>Dentiscutata heterogama</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) Sieverd., F.A. Souza & Oehl
<i>Gi alb</i>	<i>Gigaspora albida</i> N.C. Schenck & G.S. Sm.
<i>Ra ful</i>	<i>Racocetra fulgida</i> cf. (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.

“conclusão”

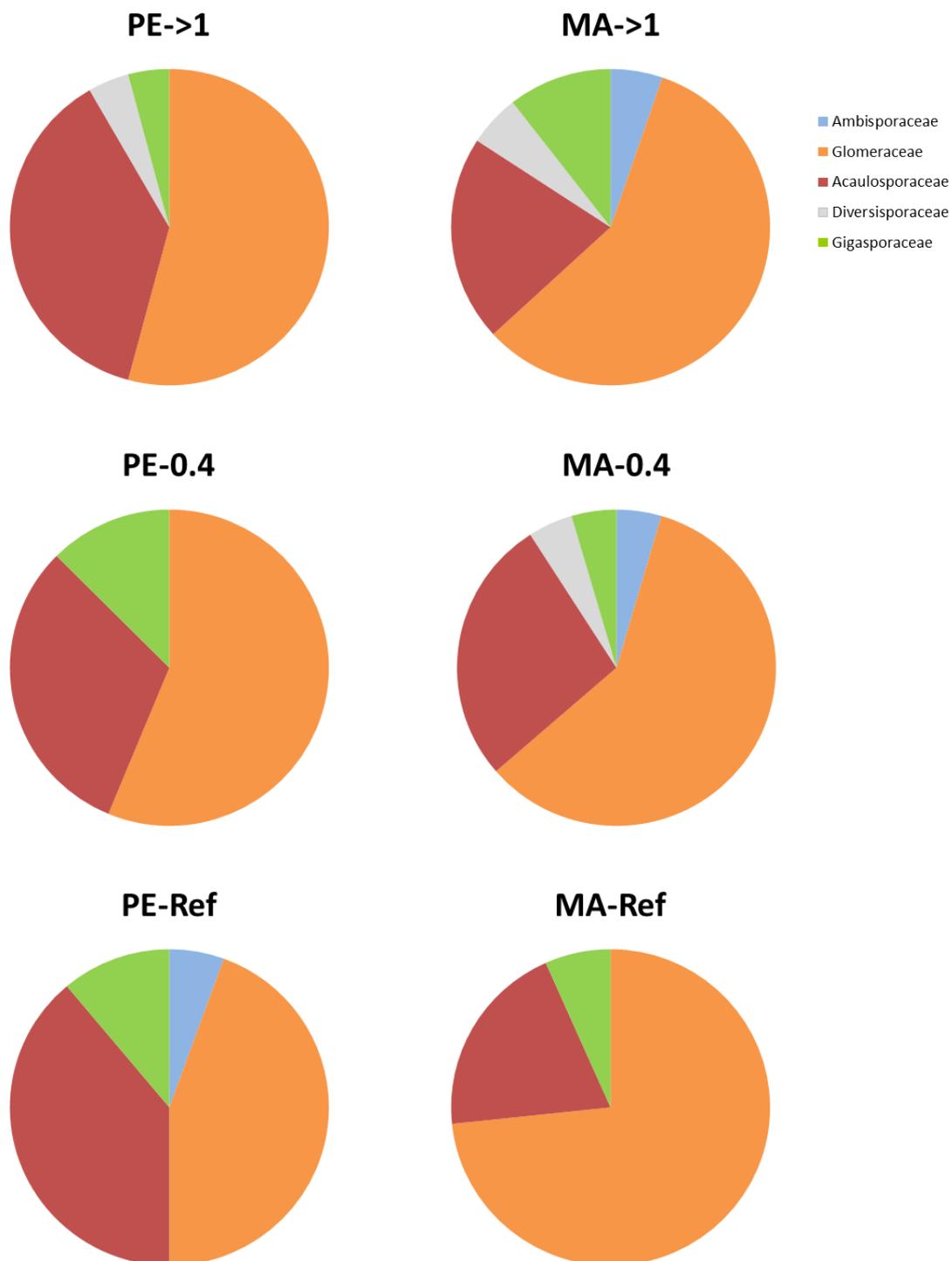


Figura 2 – Proporção de famílias (% do total da riqueza específica) de FMAs nas áreas impactadas pela deposição de rejeito de mineração (PE->1; PE-0.4; MA->1; MA-0.4) e áreas de referência (PE-Ref; MA-Ref).

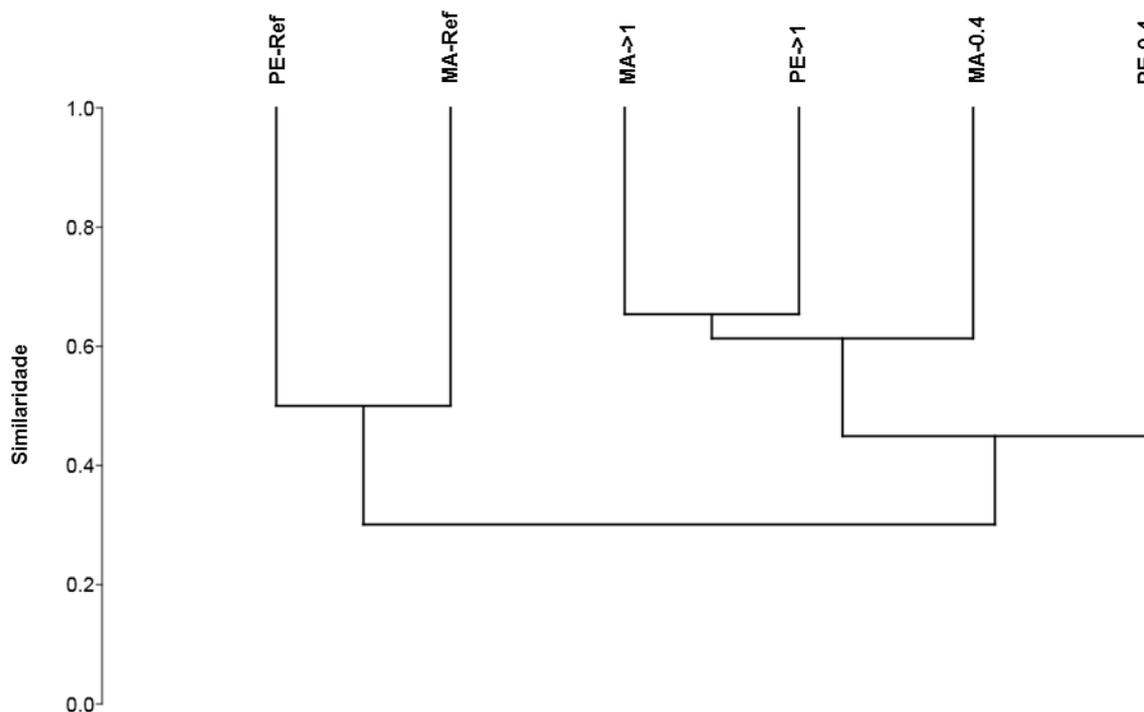


Figura 3 – Análise de agrupamento, com base no coeficiente de *Jaccard*, para a diversidade de espécies de FMAs ocorrentes nas áreas impactadas pela deposição de rejeito de mineração (PE->1; PE-0.4; MA->1; MA-0.4) e áreas de referência (PE-Ref; MA-Ref).

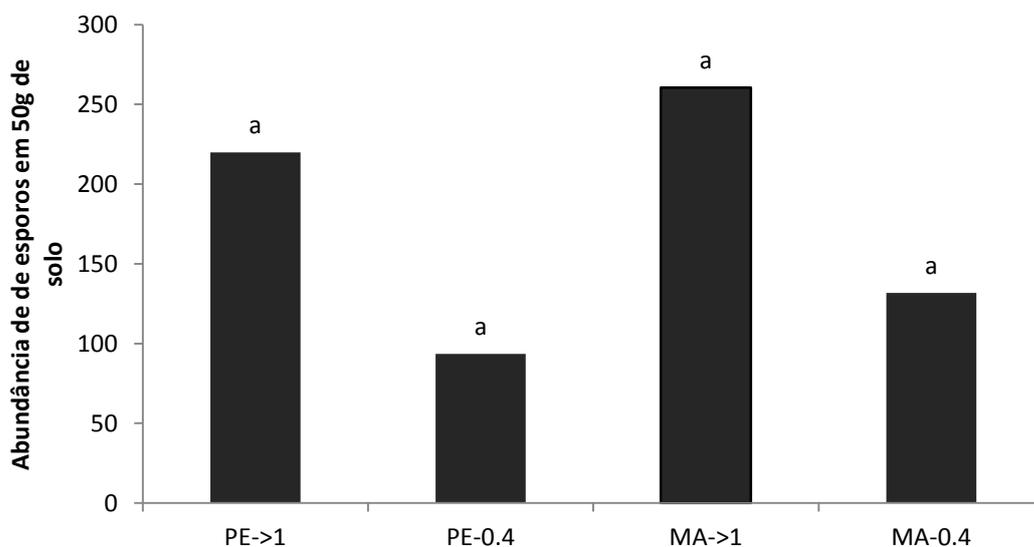


Figura 4 – Abundância de esporos de FMAs (média) nas áreas impactadas pela deposição de rejeito de mineração. Diferenças entre as áreas impactadas para cada família são indicadas por diferentes letras sobre as barras. (ANOVA e teste de Tukey, $P \leq 0,05$).

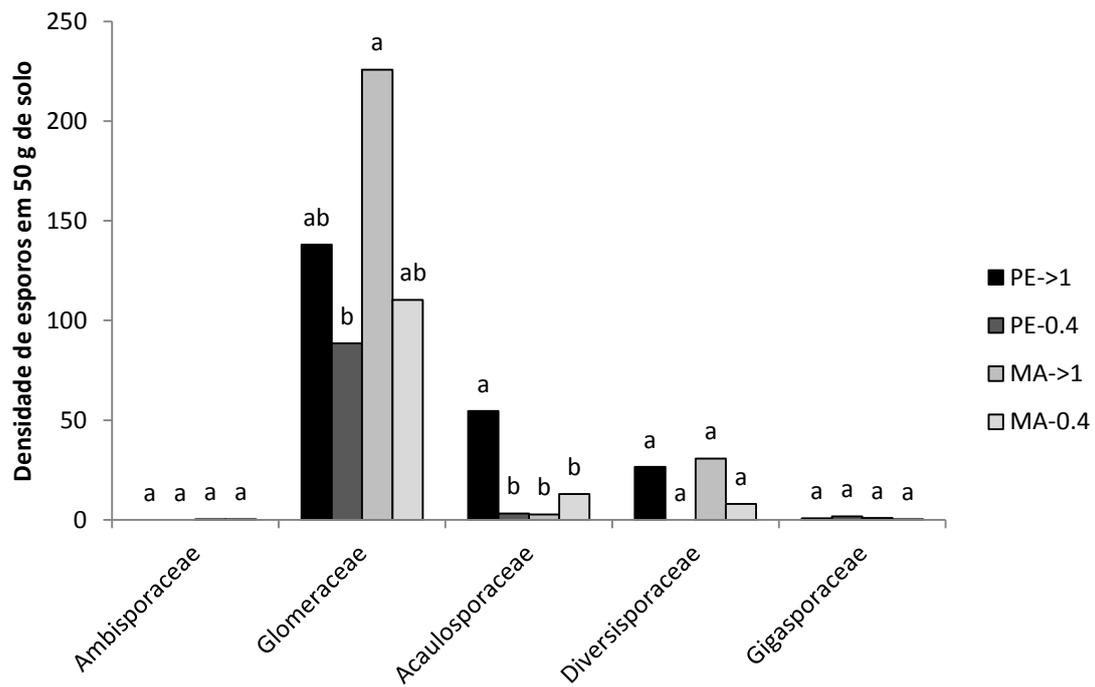


Figura 5 – Abundância de esporos de FMAs (média) das famílias de FMAs amostradas nas áreas impactadas pela deposição de rejeito de mineração. Diferenças entre as áreas impactadas para cada família são indicadas por diferentes letras sobre as barras. (ANOVA e teste de Tukey, $P \leq 0,05$).

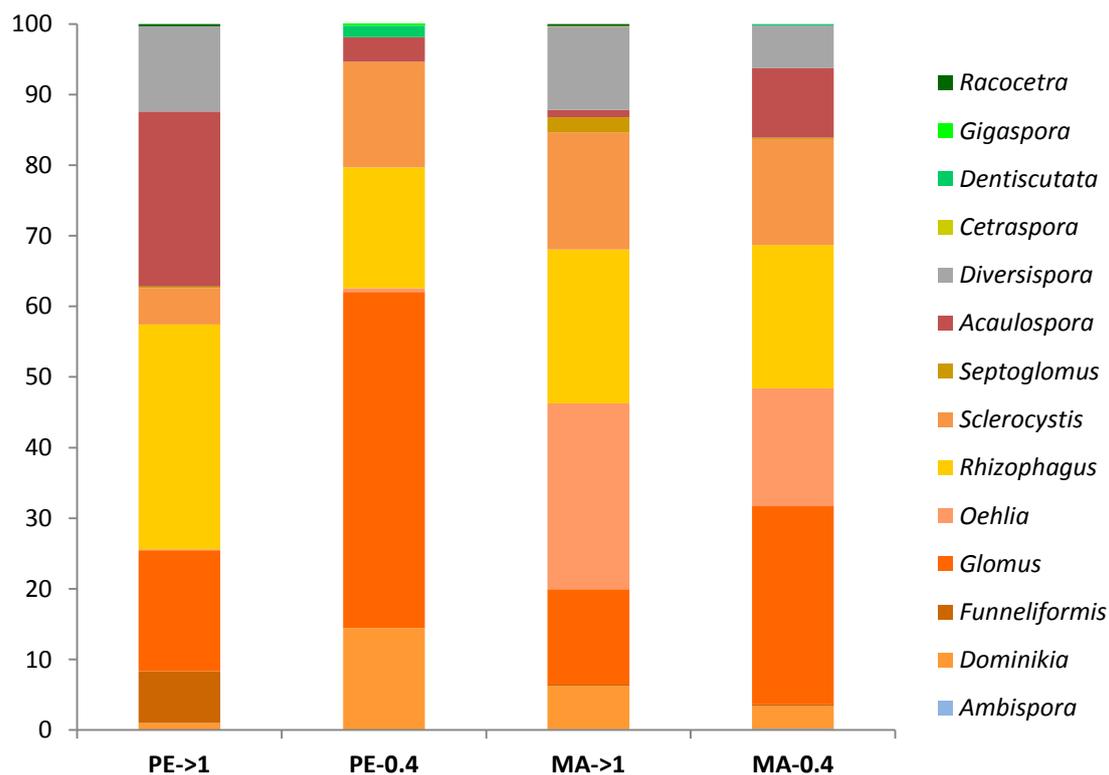


Figura 6 – Abundância relativa (%) de esporos de FMAs por gêneros, nas áreas impactadas pela deposição de rejeito de mineração.

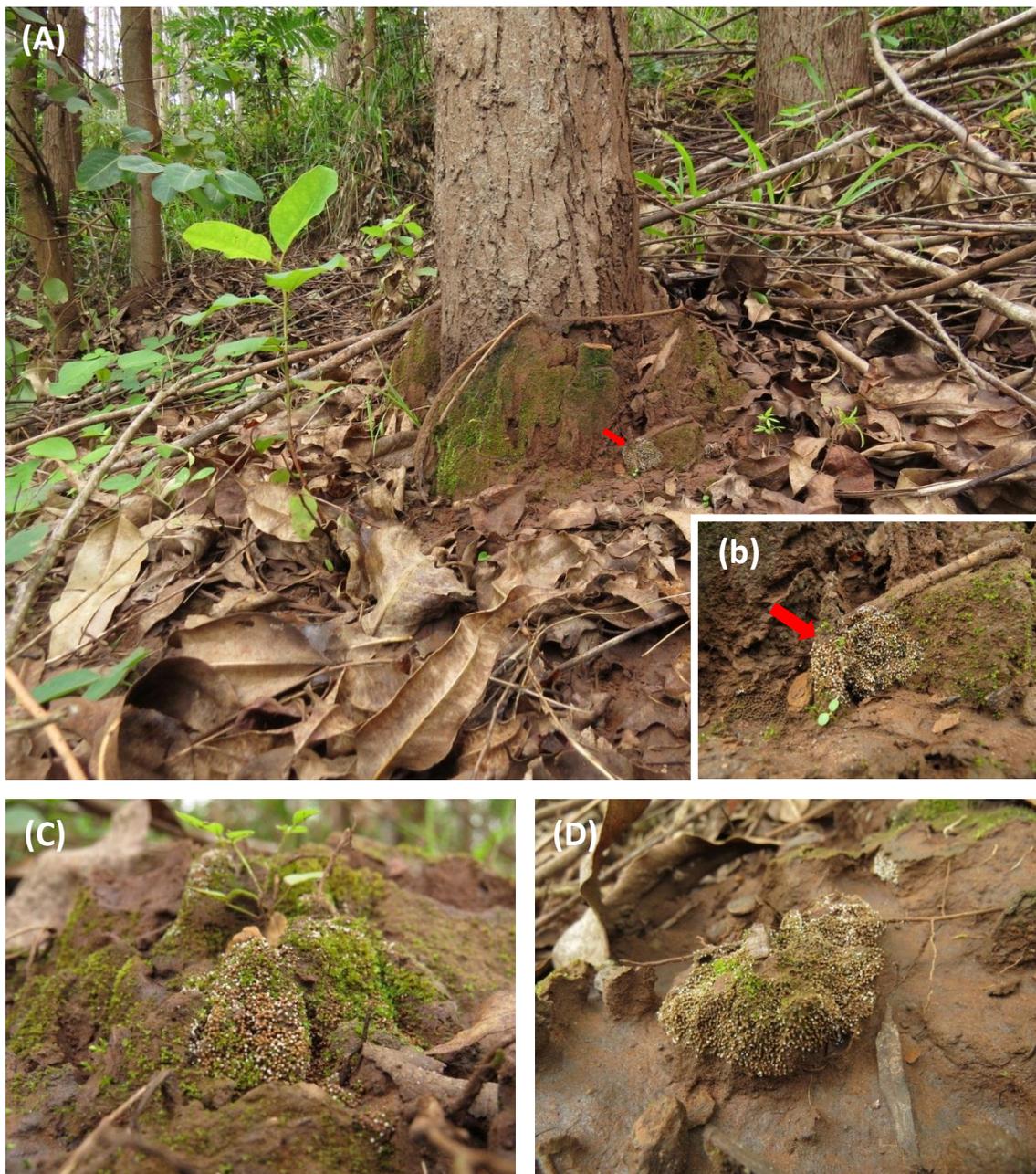


Figura 7 – Massas de esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* Berk. & Broome formadas sobre rejeito de mineração em Mariana-MG. Massas de esporocarpos na base de *Eucalyptus* sp. (A-B). Massas de esporocarpos formadas entre gametófitos de plantas Divisão Bryophyta e esporófito da Classe Polypodiopsida (C). Massas de esporocarpos formadas entre gametófitos de plantas da Divisão Bryophyta e raízes de *Eucalyptus* sp (D).

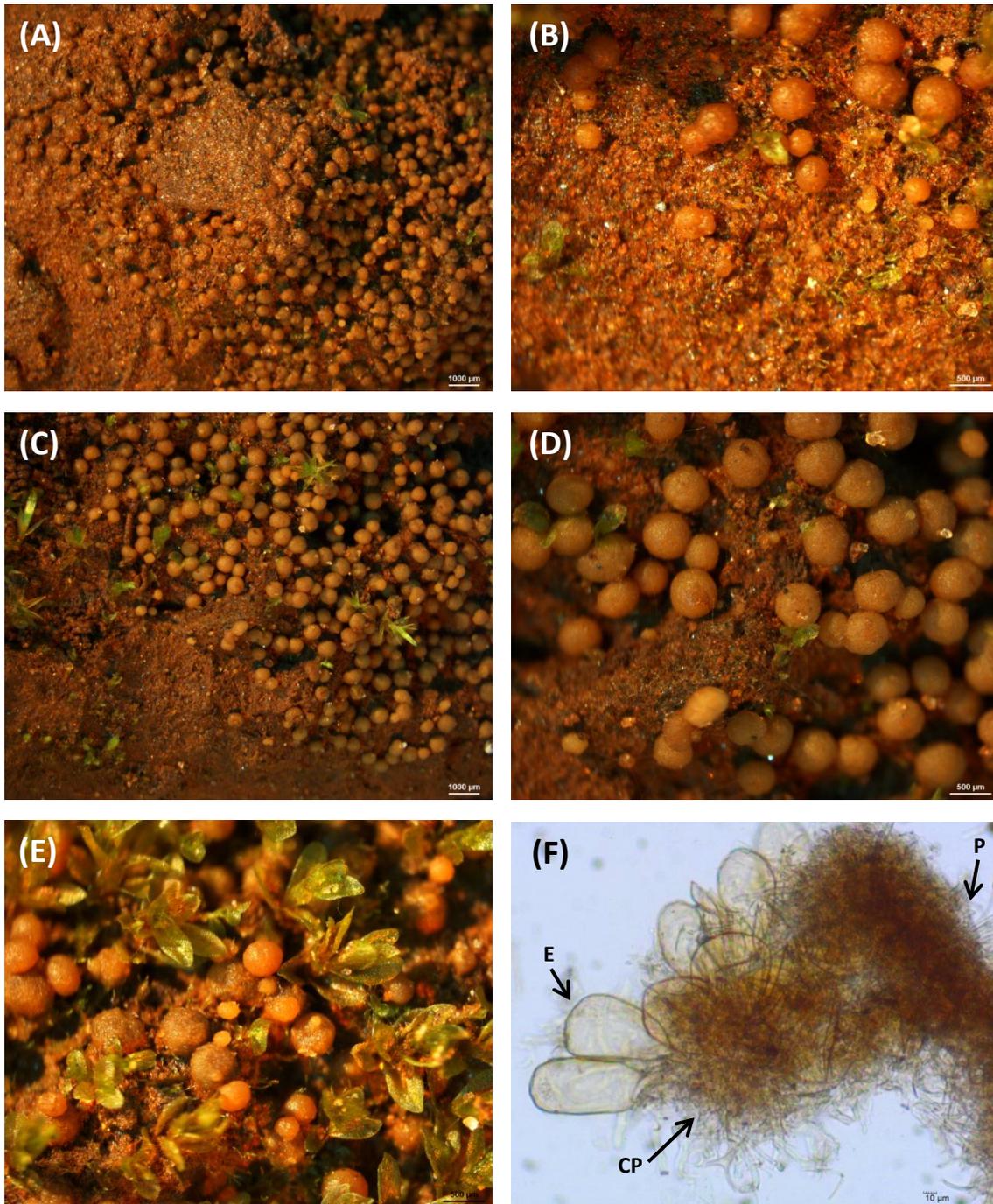
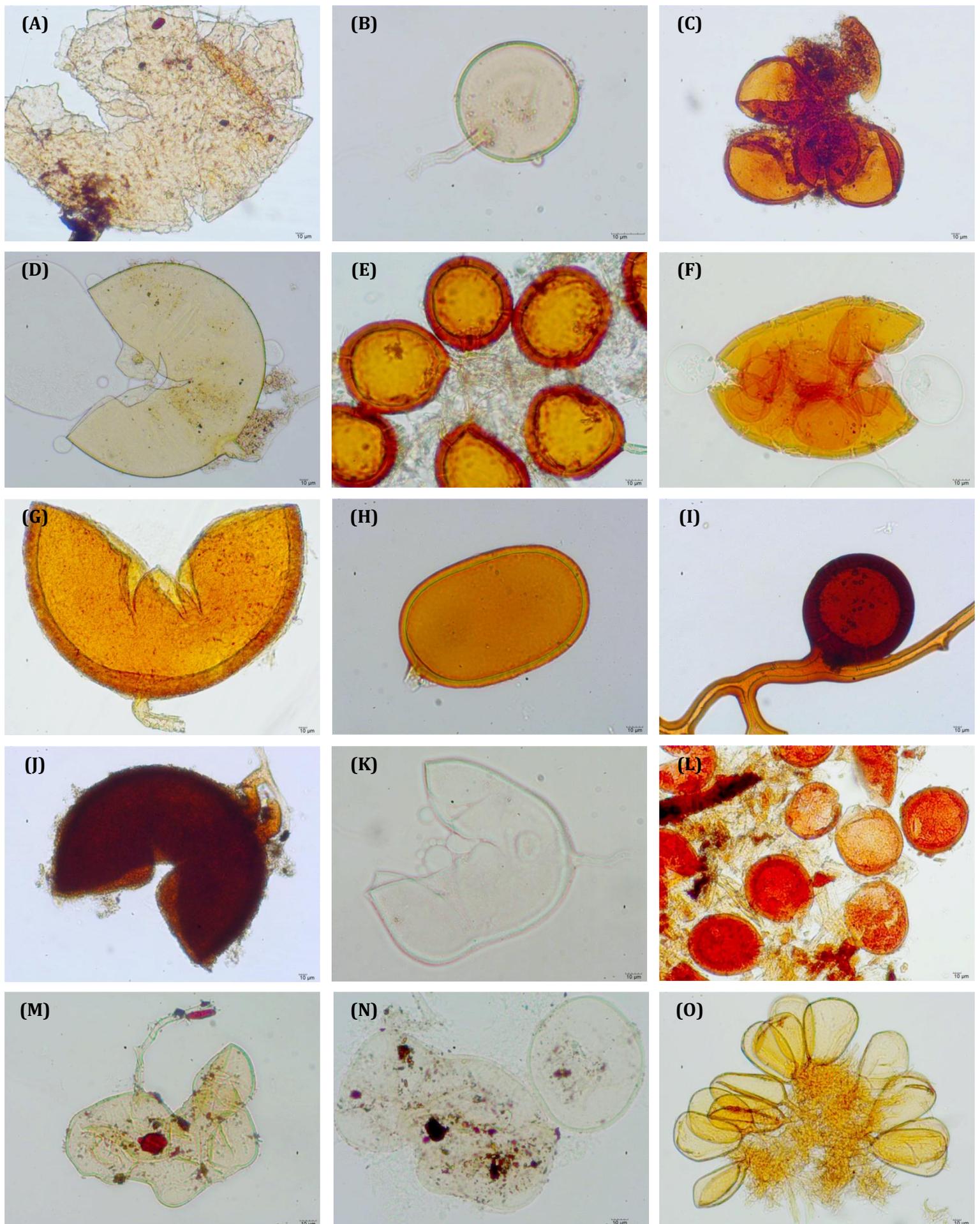
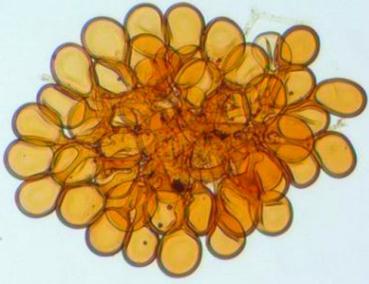


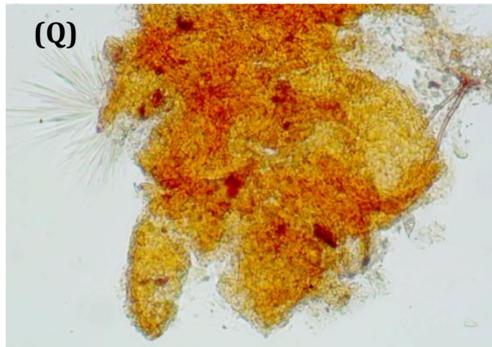
Figura 8 – Massas de esporocarpos de *Sclerocystis coremioides* Berk. & Broome formadas sobre rejeito de mineração em Mariana-MG. Esporocarpos sobre o rejeito (A-D). Massas de esporocarpos entre gametófitos de plantas da Divisão Bryophyta (E). Aspecto esporocarpo em lâmina com PVLG (F). Legenda: (E = esporo; CP = plexo central de hifas; P = perídio).

ANEXOS A – Esporos de hongos micorrízicos arbusculares



(P)

10 μm

(Q)

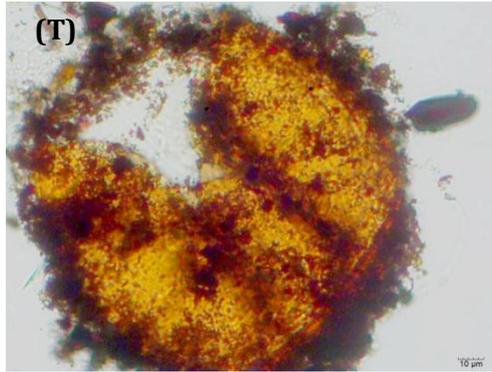
10 μm

(R)

10 μm

(S)

10 μm

(T)

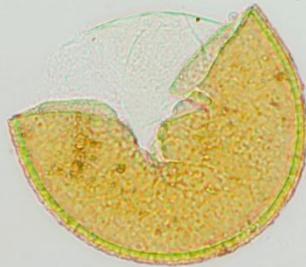
10 μm

(U)

10 μm

(V)

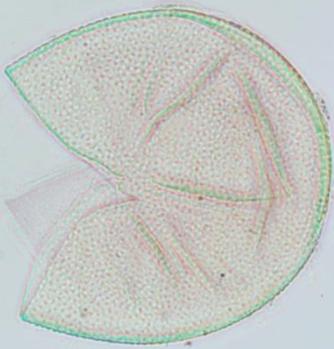
10 μm

(W)

10 μm

(X)

10 μm

(Y)

10 μm

(Z)

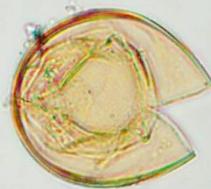
10 μm

(Aa)

10 μm

(Ab)

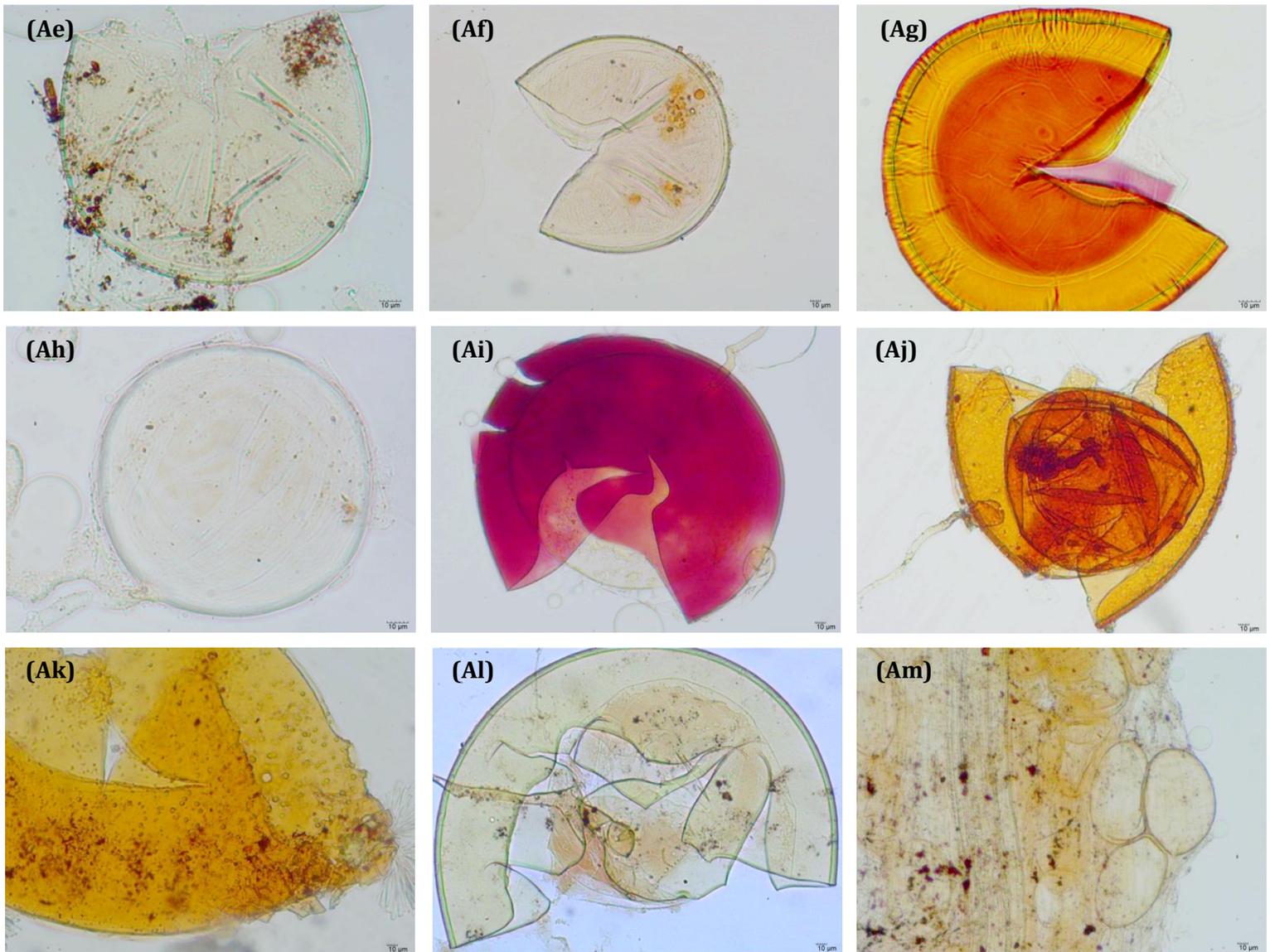
10 μm

(Ac)

10 μm

(Ad)

10 μm



Anexo 1 - Esporos de fungos micorrízicos arbusculares. (A) *Ambispora leptoticha*; (B) *Dominikia* sp1; (C) *Funneliformis* cf. *badius*; (D) *Funneliformis mosseae*; (E) *Glomus glomerulatum*; (F) **Glomus microaggregatum*; (G) *Glomus spinuliferum*; (H) *Glomus* sp1; (I) *Glomus* sp2; (J) *Glomus* sp3; (K) *Oehlia diaphana*; (L) *Rhizophagus fasciculatus*; (M) *Rhizophagus irregularis*; (N) *Rhizophagus* sp1; (O) *Sclerocystis coremioides*; (P) *Sclerocystis rubiformis*; (Q) *Sclerocystis sinuosa*; (R) *Sclerocystis taiwanensis*; (S) *Septoglomus constrictum*; (T) *Acaulospora colombiana*; (U) *Acaulospora foveata*; (V) *Acaulospora mellea*; (W) *Acaulospora morrowiae*; (X) *Acaulospora rehmi*; (Y) *Acaulospora scrobiculata*; (Z) *Acaulospora tuberculata*; (Aa) *Acaulospora* sp1; (Ab) *Acaulospora* sp2; (Ac) *Acaulospora* sp3; (Ad) *Acaulospora* sp4; (Ae) *Acaulospora* sp5; (Af) *Acaulospora* sp6; (Ag) *Acaulospora* sp7; (Ah) *Diversispora spurca*; (Ai) *Cetraspora pellucida*; (Aj) *Dentiscutata heterogama*; (Ak) *Gigaspora albida*; (Al) *Racocetra fulgida*; (Am) ***Rhizophagus irregularis*.

*Esporos no interior de esporo de outra espécie de FMA; **Esporos dentro de raiz.