



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE BIOCÊNCIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS

THIAGO CORREIA DA SILVA

**Resposta de comunidades nativas de fungos micorrízicos arbusculares (FMA)
à adição de hidrogel de alginato de sódio carregado de nitrogênio e fósforo,
em solos da Caatinga**

Recife
2025

THIAGO CORREIA DA SILVA

**Resposta de comunidades nativas de fungos micorrízicos arbusculares (FMA)
à adição de hidrogel de alginato de sódio carregado de nitrogênio e fósforo,
em solos da Caatinga**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do título de mestre em Biologia de Fungos. Área de concentração: Micologia Básica.

Orientadora: Dr^a. Leonor Costa Maia (Universidade Federal de Pernambuco)

Coorientadora: Dr^a. Adriana Mayumi Yano-Melo (Universidade Federal do Vale do São Francisco)

Recife

2025

Catálogo de Publicação na Fonte. UFPE - Biblioteca Central

Silva, Thiago Correia da.

Resposta de comunidades nativas de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) à adição de hidrogel de alginato de sódio carregado de nitrogênio e fósforo, em solos da Caatinga / Thiago Correia da Silva. - Recife, 2025.

90f.: il.

Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Biociências, Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos.

Orientação: Leonor Costa Maia.

Coorientação: Adriana Mayumi Yano-Melo.

Inclui referências.

1. Biopolímero; 2. Micorriza; 3. Semiárido - Brasil. I. Maia, Leonor Costa. II. Yano-Melo, Adriana Mayumi. III. Título.

UFPE-Biblioteca Central

THIAGO CORREIA DA SILVA

**Resposta de comunidades nativas de fungos micorrízicos arbusculares (FMA)
à adição de hidrogel de alginato de sódio carregado de nitrogênio e fósforo,
em solos da Caatinga**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós Graduação em Biologia de Fungos da Universidade Federal de Pernambuco, Centro Acadêmico do Recife, como requisito para a obtenção do título de Mestre em Biologia de Fungos. Área de concentração: Micologia Básica.

Aprovado em: ____/____/____.

BANCA EXAMINADORA

Prof^a. Dr^a. Leonor Costa Maia (Orientadora)
Universidade Federal de Pernambuco - UFPE

Prof. Dr. Gladstone Alves da Silva (Examinador Interno)
Universidade Federal de Pernambuco - UFPE

Dr^a. Roberta Lane de Oliveira Silva (Examinador Externo)
Universidade Federal do Vale do São Francisco - UNIVASF

AGRADECIMENTOS

Este trabalho só foi possível graças ao apoio de colegas que, de diferentes formas, contribuíram significativamente ao longo deste percurso. Assim, registro aqui meus sinceros agradecimentos àqueles que estiveram ao meu lado nessa caminhada.

Agradeço:

À minha orientadora, Leonor Costa Maia, pelas contribuições científicas e pelo incentivo constante ao longo de toda a trajetória deste trabalho.

À minha coorientadora, Adriana Mayumi Yano de Melo, pelo apoio técnico e científico, e pelos importantes direcionamentos ao longo da pesquisa.

À Danielle Karla, por me apresentar a beleza dos glomerosporos e acompanhar a identificação das espécies de FMA.

À Roberta Lane, por me ensinar cada etapa das análises moleculares, além de todo o suporte prestado.

Ao Érick e ao Paulo, pela colaboração na coleta de solo e na manutenção do experimento na casa de vegetação.

Aos colegas do Laboratório de Micorrizas da UFPE e do Laboratório de Microbiologia da UNIVASF, pelo ambiente de troca de conhecimento, ajuda mútua e companheirismo ao longo da jornada.

Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos (PPGBF), pelas contribuições acadêmicas ao longo da minha formação.

À UFPE, à UNIVASF e à Embrapa Semiárido, pelo suporte institucional e pela infraestrutura que possibilitaram a execução das diferentes fases deste trabalho.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pelo suporte financeiro do projeto e das bolsas de estudos.

E a todos que, direta ou indiretamente, contribuíram para a realização deste trabalho, também deixo registrado meu mais sincero agradecimento.

RESUMO

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) são essenciais para a nutrição vegetal, especialmente em solos pobres como os da Caatinga. Estratégias sustentáveis, como a aplicação de hidrogéis, apresentam vantagens na produção agrícola no semiárido. No entanto, o conhecimento sobre os efeitos desses compostos sobre os FMA ainda é escasso. Assim, este estudo teve como objetivo determinar os efeitos de doses crescentes (0, 20 e 40 ml/l) de um hidrogel de alginato de sódio carregado de nitrogênio e fósforo (HNP) sobre comunidades nativas de FMA associadas a plantas em estágios pioneiro (*Cenostigma pyramidale*) e secundário (*Manihot carthagenensis*) de sucessão, em dois tipos de solos da Caatinga (Argissolo e Neossolo Quartzarênico). Amostras de solo foram coletadas para a condução de experimentos em microcosmos com mudas de *C. pyramidale* e *M. carthagenensis*; antes e 120 dias após a aplicação dos tratamentos, 50g de solo foram usadas para extração de glomerosporos e identificação das espécies de FMA por morfologia. *Primers* de espécies representativas foram desenhados para detecção dos FMA no solo e nas raízes por qPCR. Foram aplicadas ANOVA e Tukey para o número de glomerosporos; Kruskal-Wallis e Dunn para os índices ecológicos; e NMDS com PERMANOVA para avaliar a influência dos fatores nas comunidades de FMA. O HNP elevou significativamente os níveis de P em ambos os solos, sendo a composição das comunidades de FMA determinada principalmente pelo tipo de solo, com menor influência do hospedeiro. Observou-se maior esporulação no Argissolo, enquanto a detecção de táxons por qPCR foi maior no Neossolo. Maiores concentrações e purezas do DNA das raízes de *C. pyramidale* ocorreram nos tratamentos com HNP, provavelmente devido à diminuição na produção de compostos fenólicos. *Sclerocystis sinuosa* e *Glomus macrocarpum* foram frequentemente encontrados no solo, mas pouco detectados nas raízes. A colonização por *Cetraspora pellucida* variou em função do hospedeiro e das doses de HNP. Esses achados demonstram que o HNP testado pode ser uma alternativa viável para a fertilização, sem impactos significativos sobre os FMA, desde que a dosagem seja ajustada para evitar desequilíbrios nutricionais e possível fitotoxicidade.

Palavras-chave: biopolímero, micorriza, qPCR, semiárido, simbiose.

ABSTRACT

Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) are essential for plant nutrition, especially in nutrient-poor soils such as those of the Caatinga biome. Sustainable strategies, such as the application of hydrogels, offer advantages for agricultural production in semi-arid regions. However, knowledge about the effects of these compounds on AMF remains limited. Therefore, this study aimed to determine the effects of increasing doses (0, 20, and 40 ml/L) of a sodium alginate hydrogel loaded with nitrogen and phosphorus (HNP) on native AMF communities associated with plants in pioneer (*Cenostigma pyramidale*) and secondary (*Manihot carthagenensis*) successional stages, in two types of Caatinga soils (Argisol and Quartzarenic Neosol). Soil samples were collected for microcosm experiments with seedlings of *C. pyramidale* and *M. carthagenensis*. Fifty grams of soil were collected before and 120 days after treatment application for spore extraction and morphological identification of AMF species. Primers for representative species were designed to detect AMF in soil and roots using qPCR. ANOVA and Tukey's test were applied to the spore count data; Kruskal-Wallis and Dunn's test were used for ecological indices; and NMDS with PERMANOVA was employed to assess the influence of factors on AMF communities. HNP significantly increased P levels in both soils, but AMF community composition was primarily determined by soil type, with lesser influence from the host plant. Higher sporulation was observed in Argisol, while qPCR detection of taxa was higher in Quartzarenic Neosol. Higher DNA concentrations and purities from *C. pyramidale* roots were observed in the treatments with HNP, probably due to a decrease in the production of phenolic compounds. *Sclerocystis sinuosa* and *Glomus macrocarpum* were frequently found in the soil but were rarely detected in roots. Colonization by *Cetraspora pellucida* varied depending on the host plant and HNP doses. These findings demonstrate that the tested HNP may be a viable fertilization alternative with no significant impacts on AMF, provided that the dosage is adjusted to avoid nutritional imbalances and potential phytotoxicity.

Keywords: biopolymer, mycorrhiza, qPCR, semi-arid, symbiosis.

LISTA DE FIGURAS

Figura	Pág.
1 Abundância de glomerosporos em amostras de Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes do cultivo com plantas nativas da Caatinga e aplicação de HNP	32
2 Incremento do número de glomerosporos, após 120 dias de cultivo com catingueira em casa de vegetação, em função do tipo de solo (a) e da aplicação do HNP (b).....	33
3 Incremento do número de glomerosporos após 120 dias de cultivo com maniçoba em casa de vegetação, em Argissolo e Neossolo Quartzarênico.....	33
4 Riqueza de táxons de FMA encontrados nas amostras de Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes e após o cultivo com plantas nativas da Caatinga.....	34
5 Proporção de glomerosporos por espécie de FMA em amostras de 50g de Argissolo e de Neossolo Quartzarênico antes e após 120 dias de cultivo de catingueira.....	42
6 Proporção de glomerosporos por espécie de FMA em amostras de 50g de Argissolo e de Neossolo Quartzarênico antes e após 120 dias de cultivo de maniçoba.....	42
7 NMDS baseado na composição de espécies de FMA em dois tipos de solo, antes e após a aplicação de HNP e cultivo com <i>C. pyramidale</i> (a) e com <i>M. carthagenensis</i> (b), em microcosmos - Stress (a: 9,80% e b: 19,42%).....	45
8 Concentração (a) e Pureza (b) de DNA em amostras de solo do tipo Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes da aplicação dos tratamentos.....	47
9 Efeito do tipo de solo (a) e da adição de HNP (b) sobre a concentração (ng/μL) do DNA extraído das raízes de <i>Cenostigma pyramidale</i>	49
10 Interação entre o tipo de solo e as doses de HNP na pureza do DNA extraído das raízes de catingueira.....	50

11	Interação entre o tipo de solo e as doses de HNP na concentração (ng/μL) do DNA extraído das raízes de maniçoba.....	51
12	Efeito dos tratamentos com HNP sobre a pureza do DNA extraído das raízes de maniçoba (<i>Manihot carthagenensis</i>).....	51
13	Eletroforese em gel de agarose de amostras de DNA de raízes de <i>Manihot carthagenensis</i> e <i>Cenostigma pyramidale</i> cultivadas em Argissolo e Neossolo Quartzarênico sob aplicação de doses crescentes de HNP.....	52

LISTA DE TABELAS

Tabela	Pág.
1 Propriedades químicas do Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes e após a aplicação do HNP.....	27
2 Abundância relativa de táxons de FMA antes e após 120 dias de cultivo com <i>Cenostigma pyramidale</i> em dois tipos de solo com a aplicação de doses crescentes do HNP em microcosmos.....	35
3 Abundância relativa de táxons de FMA antes e após 120 dias de cultivo com <i>Manihot carthagenensis</i> em dois tipos de solo com aplicação de doses crescentes do HNP em microcosmos.....	38
4 Riqueza, diversidade, dominância e equitabilidade de espécies de FMA antes e após 120 dias da aplicação de doses crescentes do HNP em microcosmos cultivado <i>Cenostigma pyramidale</i> , em casa de vegetação.....	41
5 Riqueza, diversidade, dominância e equitabilidade de espécies de FMA antes e após 120 dias da aplicação de doses crescentes do HNP em microcosmos cultivado com <i>Manihot carthagenensis</i> , em casa de vegetação.....	41
6 Pares de <i>primers</i> desenhados para espécies de FMA mais representativas nas amostras de solo dos tipos Argissolo e Neossolo quartzarênico.....	46
7 Teste de especificidade in silico dos <i>primers</i> desenhados.....	47
8 Valores do ciclo de quantificação (Cq) obtidos por par de <i>primers</i> utilizando amostras de DNA de Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes do cultivo.....	53
9 Valores do ciclo de quantificação (Cq) obtidos na qPCR obtidos por par de <i>primers</i> utilizando amostras de DNA de raízes de maniçoba e catingueira após cultivo por 120 dias em microcosmo com dois tipos de solo.....	55

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	11
2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	14
2.1 A SIMBIOSE MICORRÍZICA	14
2.1.2 Fungos micorrízicos arbusculares (FMA): aspectos gerais	15
2.2 ASPECTOS GERAIS DA CAATINGA E PRODUÇÃO AGRÍCOLA NO SEMIÁRIDO	18
2.3 RECURSOS VEGETAIS NATIVOS DO SEMIÁRIDO BRASILEIRO	20
2.3.1 <i>Cenostigma pyramidale</i> (Tul.) E. Gagnon & G.P. Lewis	21
2.3.2 <i>Manihot carthagenensis</i> (Jacq.) Müll. Arg.	21
2.4 HIDROGEL E AGRICULTURA SUSTENTÁVEL	22
2.5 ABORDAGEM TRADICIONAL VS MOLECULAR PARA DETECÇÃO DE FMA	24
3. MATERIAL E MÉTODOS	26
3.1 COLETA DAS AMOSTRAS DE SOLO E CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA	26
3.2 MONTAGEM E CONDUÇÃO DO EXPERIMENTO	28
3.3 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL	28
3.4 EXTRAÇÃO DE GLOMEROSPOROS E IDENTIFICAÇÃO DOS FMA	29
3.5 ANÁLISES MOLECULARES	29
3.5.1 Desenho de <i>primers</i> de espécies representativas de FMA	29
3.5.2 Extração de DNA das amostras de solo e raízes	30
3.5.3 Detecção das espécies de FMA no solo e nas raízes por qPCR	30
3.6 ANÁLISES ESTATÍSTICAS	31
4. RESULTADOS	32
4.1 NÚMERO DE GLOMEROSPOROS	32
4.2 ÍNDICES ECOLÓGICOS	34
4.3 ANÁLISES MOLECULARES	45
4.3.1 Desenho de <i>primers</i> de espécies de FMA representativas	45
4.3.2 Extração de DNA das amostras de solos e raízes	47
4.3.3 Detecção de espécies de FMA nos solos e raízes por qPCR	52
5. DISCUSSÃO	56
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS	66
REFERÊNCIAS	67

1 INTRODUÇÃO

O semiárido brasileiro, localizado na maior parte do Nordeste, é caracterizado pelas temperaturas elevadas, baixa umidade do ar e chuvas escassas e mal distribuídas ao longo do ano (MOURA et al., 2007). Esses fatores resultam em uma paisagem dominada por vegetação de Caatinga, adaptada para suportar longos períodos de seca. A fauna e flora locais apresentam grande diversidade e resistência (GIULIETTI et al., 2004), mas o ambiente desafiador impõe dificuldades significativas para o desenvolvimento socioeconômico, especialmente para a produção agrícola, colocando o bioma diante de grandes desafios para o desenvolvimento de práticas sustentáveis que atendam à crescente demanda por alimentos (MARENGO, 2008).

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) constituem um grupo importante de micro-organismos do solo que formam simbiose com raízes, permitindo troca de nutrientes e consequentemente benefícios mútuos (SMITH & READ, 2008). Em solos pobres em nutrientes, como os da Caatinga, a presença dos FMA é particularmente vantajosa, pois eles aumentam a capacidade das plantas de absorverem recursos essenciais, como fósforo e água, frequentemente limitantes nesses solos (ALSUNUSE et al., 2021). Além disso, os FMA contribuem para a formação de uma estrutura de solo mais estável, aumentando a retenção de água e a agregação do solo, o que é fundamental para o crescimento vegetal em condições de seca (RILLIG & MUMMEY 2006).

Propriedades do solo, como textura, pH, teor de matéria orgânica, capacidade de retenção de água e disponibilidade de nutrientes, desempenham um papel fundamental no estabelecimento e desenvolvimento dos FMA (JAMIOŁKOWSKA et al., 2018). Solos com diferentes texturas possuem características físicas e químicas específicas que podem influenciar significativamente a colonização micorrízica (CARRENHO et al., 2007). Além disso, assim como os FMA influenciam a comunidade vegetal, as plantas hospedeiras também moldam a comunidade de FMA na rizosfera, selecionando as espécies mais compatíveis com suas necessidades (ZOBEL & ÖPIK, 2014). Plantas de diferentes estágios sucessionais apresentam estratégias distintas de aquisição de nutrientes: as de sucessão inicial favorecem raízes finas e maior associação com FMA, enquanto as de sucessão tardia são mais dependentes de outros microrganismos na rizosfera (RONDINA et al., 2019).

Novas abordagens tecnológicas e sustentáveis são essenciais para melhorar o desenvolvimento das plantas em condições adversas do semiárido. Uma das

alternativas é o uso de polímeros hidrofílicos, conhecidos como hidrogéis, que possuem alta capacidade de absorção e retenção de água. Quando incorporado ao solo, o hidrogel pode absorver grandes volumes de água e liberá-la lentamente conforme as plantas necessitam, mantendo o solo úmido por mais tempo e reduzindo a frequência de irrigação (SAHA et al., 2020). Isso é particularmente útil em regiões semiáridas, onde a disponibilidade de água é limitada e a evapotranspiração é alta pois, além de auxiliar no armazenamento de água, o hidrogel contribui para a redução do estresse hídrico nas plantas (AL-HUMAID & MOFTAH, 2007).

O alginato de sódio é um polissacarídeo natural obtido a partir de algas marrons, amplamente valorizado por sua biocompatibilidade, biodegradabilidade, não toxicidade e abundância natural (EL IDRISSEI et al., 2023; PETTINELLI et al., 2024). Essas características o tornam uma alternativa sustentável frente aos polímeros sintéticos derivados do petróleo, que são muitas vezes tóxicos ou de difícil degradação no solo (TOMADONI et al., 2020). Além disso, a adição de componentes funcionais na matriz do hidrogel confere ao material a capacidade de atuar como um fertilizante de liberação controlada, fornecendo nutrientes de forma gradual às plantas (EL IDRISSEI et al., 2024).

Apesar do uso crescente de hidrogéis na agricultura, seus efeitos sobre microrganismos do solo, como os FMA, ainda são pouco conhecidos. Alguns estudos mostram que o hidrogel pode aumentar a colonização micorrízica de forma indireta, por melhorar a retenção de água no solo (COSTA et al., 2021; FAJARDO et al., 2015), enquanto outros relatam efeitos neutros ou negativos (RYDLOVÁ & PÜSCHEL, 2020; M'BARKI et al., 2018). Essas diferenças mostram como a interação entre hidrogel e os FMA é complexa, e reforçam a importância de mais pesquisas para entender melhor esses processos e orientar o uso adequado na agricultura.

Diante disso, este estudo parte das seguintes hipóteses: (H1); que diferentes tipos de solo abrigam comunidades distintas de FMA, em função das variações nas propriedades físico-químicas; (H2) a aplicação de um hidrogel à base de nitrogênio e fósforo (HNP) altera a estrutura dessas comunidades, tanto em termos de composição quanto de abundância, e esses efeitos variam conforme o nível de concentração do insumo, indicando um possível gradiente de resposta ecológica; (H3) a simbiose micorrízica e a composição das comunidades de FMA são influenciadas pelo hospedeiro vegetal, cuja identidade pode modular seletivamente a colonização e o estabelecimento de determinados táxons; (H4) a identificação tradicional combinada com a detecção molecular no solo e nas raízes permita revelar padrões

complementares na distribuição de espécies de FMA na rizosfera e a participação na simbiose. Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar os efeitos da aplicação de doses crescentes de um HNP sobre comunidades nativas de FMA associadas a plantas de estágios sucessionais pioneiro e secundário, em dois tipos de solo da Caatinga.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 A SIMBIOSE MICORRÍZICA

A maioria das plantas vive em associação mutualística com fungos micorrízicos. Essa interação foi estudada e descrita inicialmente entre 1879 e 1882 pelo botânico polonês Franciszek Kamieński, que explorou o papel do fungo na nutrição de uma planta aclorofilada (BIDARTONDO, 2005). Mais tarde, o botânico, patologista de plantas e micologista alemão Albert Bernhard Frank aprofundou as pesquisas sobre o tema e, em 1885, introduziu o termo micorriza, que significa “fungo de raiz” (MEHROTRA, 2005). Frank fez as primeiras descrições dessa simbiose ao observar associações entre fungos e raízes; décadas depois outros pesquisadores puderam comprovar, por meio de experimentos, que os fungos micorrízicos melhoravam efetivamente o crescimento vegetal (SMITH & READ, 2008).

Na natureza são conhecidos pelo menos oito tipos de associações micorrízicas, envolvendo diferentes grupos de fungos e hospedeiros vegetais, com padrões morfológicos distintos (MARTIN & VAN DER HEIJDEN 2024). Entre as principais formas de micorriza, destacam-se as ectomicorrizas e as endomicorrizas. Os fungos ectomicorrízicos formam um manto de hifas ao redor das raízes e uma estrutura chamada rede de Hartig entre as células do córtex radicular, sem penetrar o interior celular (SMITH & READ, 2008). As ectomicorrizas são associações comuns entre fungos dos filos Basidiomycota e Ascomycota e plantas lenhosas, como pinheiros, carvalhos e eucaliptos; predominantes em ecossistemas florestais temperados e boreais, também ocorrem nos trópicos (TEDERSOO et al., 2010).

As endomicorrizas são representadas principalmente pelas micorrizas arbusculares, tipo mais amplamente distribuído e com prevalência nos trópicos, embora ocorram praticamente em todas as regiões do globo. Diferentemente das ectomicorrizas, as micorrizas arbusculares são caracterizadas pela formação de uma estrutura especializada chamada arbúsculo no interior das células do córtex radicular, que atua como sítio de troca de nutrientes (SMITH & READ, 2008). Além dessas interações, outros tipos de micorrizas mais restritas podem ser formadas por grupos específicos de plantas e fungos, como as micorrizas ericóides, formadas entre plantas da ordem Ericales e ascomicetos, e as micorrizas orquidóides, formadas por representantes da família Orchidaceae, altamente dependentes da simbiose para germinação, e basidiomicetos (MARTIN & VAN DER HEIJDEN 2024).

2.1.2 Fungos micorrízicos arbusculares (FMA): aspectos gerais

Os fungos que formam micorriza do tipo arbuscular representam um grupo importante de simbioses do filo monofilético Glomeromycota (BRUNDRETT & TEDERSOO, 2018). Produzindo extensas redes miceliais no solo, esses fungos aumentam significativamente a área de exploração de nutrientes pelas raízes, melhorando a capacidade das plantas absorverem água e nutrientes do solo e, em troca, recebem açúcares (SMITH & READ, 2008) e lipídeos (LUGINBUEHL et al., 2017) produzidos pelo hospedeiro vegetal.

Em escala global são conhecidas 371 espécies de FMA, distribuídas em três classes, seis ordens, 21 famílias e 51 gêneros (TEDERSOO et al., 2024; DA SILVA et al., 2024); destas, 192 ocorrem no Brasil e cerca de 120 espécies foram encontradas na Caatinga (MAIA et al., 2020). A simbiose micorrízica arbuscular ocorre em cerca de 80% das espécies de plantas terrestres, sendo prevalente em plantas herbáceas, gramíneas e algumas espécies arbóreas, especialmente em ambientes tropicais e subtropicais (SMITH & READ, 2008). Embora não haja especificidade nessa interação, as espécies de FMA podem demonstrar preferência por determinados hospedeiros, enquanto as plantas também podem exercer influência na configuração das comunidades micorrízicas locais, podendo suprimir ou promover táxons específicos ou grupos funcionais de FMA (ZOBEL & ÖPIK, 2014).

Ao facilitar a entrega de nutrientes às plantas, os FMA melhoram a tolerância dos seus hospedeiros contra estresses bióticos e abióticos (DIAGNE et al., 2020), podendo atuar na proteção das raízes contra patógenos (KUMARI & PRABINA, 2019), aumentar a tolerância das plantas em solos salinos (FROSI et al. 2018) e/ou com déficit hídrico (FROSI et al. 2016) e presença de metais pesados (GONG & TIAN, 2019). Além disso, os FMA também são benéficos para a qualidade edáfica, contribuindo para a agregação do solo, por meio da liberação de glomalina e da extensão de hifas que emaranham as partículas do solo (RILLIG et al., 2015). Assim, a saúde das comunidades de FMA na rizosfera é um fator relevante para a manutenção da diversidade vegetal e para o funcionamento dos ecossistemas (VAN DER HEIJDEN et al., 1998).

As vantagens da simbiose micorrízica para as comunidades vegetais são ainda mais importantes em ambientes áridos e semiáridos, como na Caatinga, pois contribuem para aliviar os efeitos da seca (AUGÉ et al., 2001; FROSI et al. 2016) e do estresse causado pelas temperaturas elevadas (MATHUR & JAJOO, 2020). Vários estudos evidenciaram alta diversidade de FMA em áreas de Caatinga, sendo

Acaulosporaceae e Glomeraceae as famílias mais representativas, com predominância dos gêneros *Acaulospora* e *Glomus* (PONTES et al., 2017; MARINHO et al., 2019). Esses dois gêneros possuem o maior número de espécies descritas e são os mais frequentes em vários estudos sobre a diversidade de Glomeromycota em ecossistemas tropicais (MAIA et al., 2020).

Embora os representantes de todas as famílias de FMA desempenhem papéis importantes ao formarem simbiose com as raízes, as diferenças na ocorrência das espécies refletem adaptações específicas a condições ambientais (LEKBERG et al., 2007) e diferentes estratégias de vida (HART & READER, 2002). Representantes de Acaulosporaceae destacam-se pela ampla tolerância ao pH do solo, podendo colonizar solos ácidos, o que lhes permite sobreviver e prosperar em ecossistemas como o semiárido brasileiro (VERESOGLOU et al., 2013).

Os fungos da família Glomeraceae são os mais diversos e abundantes entre os Glomeromycota (ÖPIK et al., 2013), com gêneros como *Glomus* e *Rhizoglomus* frequentemente dominando os biomas brasileiros em termos de número de espécies (MAIA et al., 2020). Esses fungos demonstram grande flexibilidade a fatores ambientais adversos, sendo encontrados em variados tipos de solo, incluindo os cultivados (PONTES et al., 2017) e em áreas perturbadas (MERGULHÃO et al., 2010). Uma estratégia de vida “ruderal”, caracterizada pela capacidade de colonizar o hospedeiro rapidamente após distúrbios e pela alta taxa de reprodução, pode explicar a alta frequência de membros de Glomeraceae nesses ambientes (CHAGNON et al., 2013).

Outra família frequentemente estudada é Gigasporaceae, onde estão incluídos gêneros como *Gigaspora* e *Scutellospora*, conhecidos pela sensibilidade a distúrbios no solo (VAN DER HEYDE et al., 2017) e preferência por solos arenosos (LEKBERG et al., 2007). Representantes desse grupo formam os maiores glomerosporos entre todos os FMA, o que implica em ciclos de vida mais longos e menor capacidade de dispersão rápida; essas características podem dificultar a recolonização após perturbações, tornando-os menos comuns em solos frequentemente perturbados (VAN DER HEYDE et al., 2017). Além disso, enquanto espécies de *Gigaspora* e *Scutellospora* têm mais sucesso no estabelecimento da colonização a partir de glomerosporos, espécies de *Glomus* e *Acaulospora* são capazes de colonizar as raízes utilizando qualquer combinação de propágulos: glomerosporos, hifas e fragmentos de raízes já colonizadas, facilitando a dispersão e recolonização após distúrbios (KLIRONOMOS & HART, 2002).

Devido à contribuição dos FMA para o desenvolvimento das plantas, o potencial desses microrganismos também tem sido explorado para melhorar a eficiência dos sistemas agrícolas, promovendo práticas mais sustentáveis e respeitosas ao meio ambiente (SOTI et al., 2023). Estudos com mudas de espécies nativas da Caatinga mostraram que a inoculação com espécies de FMA, tanto de forma isolada quanto mista, pode promover o desenvolvimento vegetal (HONORATO et al., 2020; OLIVEIRA et al., 2023). Frosi et al. (2018) demonstraram que a inoculação de mudas de catingueira (*Cenostigma pyramidale*) com FMA promoveu elevada taxa líquida de fotossíntese e aumento de biomassa da parte aérea mesmo quando sob estresse salino. Em plantas de mandioca (*Manihot esculenta*), a inoculação com diferentes táxons de FMA aumentou o crescimento da planta e a eficiência no uso da água (THANNI et al., 2024).

Da mesma forma que os FMA podem influenciar a comunidade de plantas, os hospedeiros vegetais podem moldar a comunidade de FMA na rizosfera, selecionando as espécies que melhor se adaptam às suas necessidades e preferências (ZOBEL & ÖPIK, 2014). Grupos funcionais de plantas em diferentes estágios de sucessão são adaptados a ambientes com disponibilidade diversa de recursos: enquanto plantas de sucessão inicial investem em raízes finas, impulsionando a interação com os FMA, espécies de sucessão tardia investem em outros microrganismos quimioheterotróficos na rizosfera para aquisição de nutrientes (RONDINA et al., 2019).

Além do hospedeiro vegetal, o tipo de solo também é capaz de modular a eficiência dos FMA (NOGUEIRA & CARDOSO, 2003). Ao avaliar o desenvolvimento de *Bauhinia cheilantha*, uma planta forrageira nativa da Caatinga, e a simbiose micorrízica em dois tipos de solos, Nascimento et al. (2014) verificaram que o crescimento inicial foi melhorado em Neossolo Quartzarênico e a esporulação foi mais pronunciada quando se utilizou Argissolo acinzentado como substrato.

A modificação das propriedades do solo induzida pela aplicação de fertilizantes também pode afetar as comunidades de FMA; Liu et al. (2020) observaram respostas diferentes na composição e diversidade de uma comunidade de FMA devido à adição de fertilizantes químicos e orgânicos no solo. Nesse estudo, os autores sugerem que a fertilização química pode diminuir a dependência das plantas à associação com os FMA, enquanto a fertilização orgânica pode favorecer a simbiose. Desse modo, o tipo de fertilizante também pode ser um fator importante na mediação das relações entre as plantas e os FMA.

2.2 ASPECTOS GERAIS DA CAATINGA E PRODUÇÃO AGRÍCOLA NO SEMIÁRIDO

Abrangendo aproximadamente 844.453 km², a Caatinga ocupa cerca de 10% do território nacional, pelo menos 86% do território nordestino e está presente em nove estados: Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Bahia, Piauí e uma pequena parte de Minas Gerais (EMBRAPA TERRITORIAL, 2022). A Caatinga abriga aproximadamente 30 milhões de pessoas, caracterizando-se como a região seca mais populosa do mundo (MARENGO et al., 2008).

O clima da Caatinga é semiárido, caracterizado por temperaturas elevadas e baixa umidade relativa do ar. As temperaturas médias anuais variam entre 25 °C e 30 °C, podendo ultrapassar os 40 °C nos períodos mais quentes (MORO et al., 2016). A precipitação é irregular e mal distribuída ao longo do ano, com chuvas concentradas em poucos meses, geralmente entre novembro e abril, e um longo período de seca que pode durar de seis a oito meses. A variabilidade interanual das chuvas é alta, resultando em anos de extrema seca que afetam a disponibilidade de água e a produtividade agrícola (PRADO, 2003). Este regime climático impõe grandes desafios à sobrevivência das plantas e animais, que desenvolvem adaptações específicas para lidar com a escassez de água, tornando a Caatinga um bioma único em termos de biodiversidade e resiliência (LEAL et al., 2003).

A Caatinga, historicamente ocupada e relevante nos âmbitos cultural, econômico e institucional, abriga uma expressiva população de produtores rurais, majoritariamente pequenos agricultores, que cultivam produtos importantes como milho, feijão e mandioca, com impacto regional e, em alguns casos, nacional e internacional (EMBRAPA TERRITORIAL, 2022). Embora a Caatinga possua enorme potencial para o desenvolvimento de atividades sustentáveis que podem contribuir para a preservação ambiental e geração de renda para as comunidades locais (MMA, 2022), ainda há desafios a serem transpostos. Dentre estes, a produtividade do semiárido brasileiro, que é constantemente ameaçada pela exploração insustentável e por secas recorrentes que causam impactos adversos à agricultura da região (LEAL et al., 2005; MARENGO et al., 2008).

O Nordeste é dividido em quatro sub-regiões: meio norte, sertão, agreste e zona da mata. O meio norte corresponde a parte do Maranhão e Piauí; o sertão abrange a parte central da região, com clima semiárido, e engloba a bacia do Rio São Francisco, a maior do Nordeste, apresentando vegetação típica de Caatinga; o agreste é a zona de transição entre o sertão e a zona da mata, esta última caracterizada pela vegetação de Floresta Atlântica (EMBRAPA, 2024).

O submédio do Vale do São Francisco (VSF), no sertão, é uma parte significativa do semiárido brasileiro, abrangendo áreas do oeste do Estado de Pernambuco e norte do Estado da Bahia (SÁ et al., 2009). Este trecho do rio São Francisco, conhecido por suas barragens e projetos de irrigação, com destaque para a produção de frutas, desempenha um papel crucial no desenvolvimento econômico e social da região (CAMELO FILHO, 2005).

A geologia do submédio do VSF é influenciada por uma variedade de fatores, que incluem o clima, a origem do material, a vegetação e o relevo. Os solos sob vegetação de Caatinga abrangem desde solos jovens até os altamente evoluídos, com destaque para: Latossolos (21%), Argissolos (14,7%), Luvisolos (13,3%), Neossolos Litólicos (19,2%), Neossolos Quartzarênicos (9,3%), Planossolos (9,1%), Neossolos Regolíticos (4,4%) e Cambissolos (3,6%). Em menor proporção, encontram-se os Neossolos Flúvicos, Vertissolos e Chernossolos, perfazendo 5,4% da área sob vegetação de Caatinga (CUNHA et al., 2008). Os Argissolos e os Neossolos Quartzarênicos são comumente encontrados no semiárido brasileiro e possuem características contrastantes (CUNHA et al., 2008).

Os Argissolos são caracterizados pela textura predominantemente argilosa e pela presença de horizontes bem desenvolvidos. Esses solos são formados a partir da alteração e intemperismo de rochas, resultando na acumulação de argila em horizontes subsuperficiais (SANTANA & AZARIAS, 2021). Devido à composição argilosa, os Argissolos possuem capacidade de retenção de água e nutrientes (SANTANA & AZARIAS, 2021), possuindo potencial para mecanização agrícola e agricultura irrigada, quando em relevo plano a suave ondulado (MARQUES et al., 2014). No entanto, a alta susceptibilidade à erosão pode ser um desafio em algumas situações, sendo recomendadas práticas de conservação desses solos (CUNHA et al., 2008).

Os Neossolos Quartzarênicos apresentam textura mais arenosa e altas concentrações de quartzo, calcedônia e opala (EMBRAPA, 2021). Geralmente são menos férteis e têm menor capacidade de retenção de água em comparação aos Argissolos, o que pode limitar seu uso para a agricultura intensiva. Apesar disso, as altas taxas de infiltração e o relevo suave onde ocorrem, tornam esses solos pouco suscetíveis à erosão (EMBRAPA, 2021). Graças à implementação de sistemas modernos de irrigação localizada, como microaspersão e gotejamento, os Neossolos Quartzarênicos tornaram-se parte integrante dos sistemas produtivos no submédio do VSF, especialmente na cultura da videira (CUNHA et al., 2008).

Propriedades do solo, incluindo textura, pH, conteúdo de matéria orgânica, capacidade de retenção de água e nutrientes são determinantes no estabelecimento e desenvolvimento dos FMA (JAMIOŁKOWSKA et al., 2018). Solos com texturas distintas, como os Argissolos e Neossolos Quartzarênicos, apresentam características físicas e químicas que afetam diretamente a colonização micorrízica (CARRENHO et al., 2007). Por apresentar baixa retenção de água e nutrientes, solos arenosos tendem a aumentar a necessidade da planta em estabelecer associação micorrízica, refletindo em maiores taxas de colonização radicular, enquanto solos argilosos, por reterem mais recursos nutricionais, tendem a diminuir a necessidade da simbiose (CARRENHO et al., 2007). Além da colonização micorrízica, a textura do solo também pode influenciar a distribuição de grupos taxonômicos de FMA (VIEIRA et al., 2020). Lekberg et al. (2007) observaram uma relação entre grupos de fungos com diferentes estratégias de vida e o tipo de solo ao registrar a predominância de representantes de Glomeraceae em solos argilosos e de Gigasporaceae em solos arenosos.

Apesar das diferenças na composição e nas características físicas, tanto os Argissolos quanto os Neossolos Quartzarênicos desempenham um papel importante na paisagem e na economia do submédio do VSF (CUNHA et al., 2008). A diversidade de solos na região oferece oportunidades para uma variedade de práticas agrícolas e culturas, contribuindo para a sustentabilidade e a resiliência dos sistemas agrícolas locais (MARQUES et al., 2014). No entanto, é importante considerar os desafios associados à conservação do solo e à gestão sustentável dos recursos naturais, especialmente em face da introdução de novas tecnologias agrícolas.

2.3 RECURSOS VEGETAIS NATIVOS DO SEMIÁRIDO BRASILEIRO

Em razão das condições ambientais severas, a vegetação da Caatinga apresenta um mosaico de vegetação arbustiva espinhosa e florestas xerofíticas, que possuem adaptações especiais para sobreviver em condições de seca extrema (LEAL et al., 2005). Dentre a grande variedade de plantas que vivem na Caatinga, destacam-se espécies nativas como a catingueira (*Cenostigma pyramidale*) e a maniçoba (*Manihot carthagenensis*). Ambas, não apenas desempenham funções econômicas cruciais, mas também contribuem para a sustentabilidade ambiental. Seja na medicina popular, na alimentação animal, na produção de carvão vegetal ou na restauração florestal, essas plantas podem contribuir na promoção de práticas econômicas sustentáveis (PEREIRA-FILHO et al., 2018; ANTÔNIO & ARAUJO, 2018).

2.3.1 *Cenostigma pyramidale* (Tul.) E. Gagnon & G.P. Lewis

Anteriormente denominada *Poincianella pyramidalis* e conhecida popularmente como “catinga-de-porco”, “catingueira” e “pau-de-rato”, *C. pyramidale* é uma planta da família Fabaceae que se apresenta como arbusto ou arvoreta de copa densa a aberta (PEREIRA-FILHO et al., 2018). A espécie é endêmica do Brasil e tem ocorrência confirmada em todos os estados da Região Nordeste, ~~além de~~ com registros também no Sudeste (Minas Gerais) e no Centro-Oeste (Goiás) (GAEM, 2020), sendo uma das espécies vegetais mais amplamente distribuídas no semiárido brasileiro; além disso, é descrita como pioneira e importante na sucessão ecológica (MAIA, 2004).

Por apresentar ampla faixa de tolerância, *C. pyramidale* é encontrada tanto em áreas de caatinga arbórea quanto em locais com condições extremas e embora possua preferência por solos de textura mais arenosa, mostra adaptação a diversas tipologias de solo, inclusive os mais pobres (MAIA, 2004). Além disso, a catingueira revela-se versátil em suas aplicações, oferecendo benefícios em diversas áreas. No âmbito da alimentação animal, suas folhas, que despontam com o início das chuvas, destacam-se como fonte de forragem, podendo compor mais de 32% da dieta de pequenos ruminantes na Caatinga (PEREIRA-FILHO et al., 2018).

Na medicina caseira, as folhas, flores e cascas são utilizadas devido às suas propriedades anti-diarreicas, enquanto o chá da casca pode ser utilizado em tratamentos de hepatite e anemia; as suas cinzas são empregadas na fabricação de sabão, por apresentarem alto teor de potássio (MAIA, 2004).

No âmbito energético, *C. pyramidale* destaca-se pelo uso da sua madeira como lenha (MAIA, 2004). Também se destaca o papel da espécie na restauração florestal, pois é tolerante a diferentes tipos de solos e condições ambientais; além disso, tem produção eficiente de sementes, germinação rápida e tolerância ao transplante, o que a torna apropriada para projetos de reflorestamento (PEREIRA-FILHO et al., 2018).

2.3.2 *Manihot carthagenensis* (Jacq.) Müll. Arg.

O gênero *Manihot* (Euphorbiaceae) compreende cerca de 100 espécies de plantas conhecidas popularmente como “maniçoba”, distribuídas desde o sudoeste da América do Norte ao norte da Argentina, sendo o Brasil considerado o centro da diversidade de espécies (SILVA & AMARAL, 2020). A maniçoba pode desempenhar um papel crucial na pecuária, sendo utilizada como forrageira de alta palatabilidade, com teor de proteína razoável e boa digestibilidade (ANTÔNIO & ARAUJO, 2018). Em termos de estratégias para a produção pecuária no Nordeste, a maniçoba revela-se

um recurso de uso estratégico importante, especialmente durante o período seco, pois sua transformação em feno ou silagem permite aos produtores manter a estabilidade na oferta de alimentos para animais em condições semiáridas (ARAÚJO et al., 2006).

Entre as espécies ocorrentes na Caatinga, *M. carthagenensis* é uma planta de hábito versátil, podendo variar de arbustos altos, eretos ou prostrados, a árvores que atingem de 2 a 7 metros de altura (ANTÔNIO & ARAÚJO, 2018). Originária da América do Sul, essa espécie é encontrada predominantemente no Brasil, embora não seja endêmica do país (GBIF, 2025). No Brasil, *M. carthagenensis* possui distribuição registrada em todos os estados da região Nordeste, além de ocorrer também no Norte (Amazonas e Pará) e Sudeste (Minas Gerais) (MARTINS et al., 2025).

2.4 HIDROGEL E AGRICULTURA SUSTENTÁVEL

Os hidrogéis são polímeros hidrofílicos superabsorventes capazes de reter grandes quantidades de água e nutrientes em sua estrutura tridimensional e liberá-los gradualmente para as plantas (SAHA et al., 2020). Assim, insumos agrícolas constituídos de hidrogel têm sido utilizados na tentativa de melhorar a eficiência no uso de água e nutrientes na agricultura (SAHMAT et al., 2022). Suas propriedades permitem melhorar o aproveitamento da água no substrato, tornando a utilização desse recurso importante, principalmente em solos que sofrem com a escassez hídrica, como em regiões semiáridas (AL-HUMAID & MOFTAH, 2007).

Os hidrogéis podem ser classificados em três tipos: sintéticos, naturais e híbridos. Os sintéticos, como os de poliacrilamida, têm alta absorção de água, mas são menos biodegradáveis. Os naturais, feitos de quitosana, alginato ou resíduos agrícolas, são mais sustentáveis, porém com menor capacidade de retenção. Já os híbridos combinam características dos dois, buscando equilibrar eficiência e biodegradabilidade (SAHMAT et al., 2022). O alginato de sódio, um polissacarídeo natural extraído de algas marrons, destaca-se como um dos materiais promissores para o desenvolvimento de hidrogéis superabsorventes devido à sua biocompatibilidade, biodegradabilidade, não toxicidade e custo acessível (EL IDRISSE et al., 2023).

Além da retenção hídrica, os hidrogéis de alginato de sódio podem funcionar como fertilizantes de liberação lenta. A incorporação de ureia à matriz polimérica, por exemplo, permite uma liberação gradual de nitrogênio, reduzindo perdas por lixiviação e volatilização, e promovendo maior eficiência do uso de fertilizantes (EL IDRISSE et al., 2024). Outro aspecto relevante é a performance biológica desses materiais.

Hidrogéis de alginato de sódio aplicados ao solo demonstraram não apresentar fitotoxicidade, além de melhorarem significativamente parâmetros de crescimento vegetal sob condições de déficit hídrico, como aumento na altura da planta, diâmetro do caule, número de folhas e teor de clorofila (EL IDRISSEI et al., 2023; EL IDRISSEI et al., 2024; PETTINELLI et al., 2024).

Apesar das vantagens do uso de hidrogéis para as culturas vegetais, seus impactos nas comunidades de FMA e simbiose micorrízica ainda não são bem compreendidos. No estudo conduzido por Costa et al. (2021), em área degradada no semiárido brasileiro, a adição de hidrogel à base de poliacrilato de potássio ao solo promoveu aumento de 21% na colonização micorrízica em raízes de *Enterolobium contortisiliquum*, indicando que a maior retenção de água no solo favoreceu o estabelecimento da simbiose. Os autores destacam que o efeito positivo do hidrogel foi potencializado pela presença de cobertura morta (bagana de carnaúba), sugerindo uma interação sinérgica entre a aplicação do hidrogel e matéria orgânica na promoção da simbiose. Fajardo et al. (2015) também demonstraram que o uso de um hidrogel à base de acrilamida/ácido acrílico estimulou indiretamente a riqueza e a diversidade de FMA, ao modificar as condições do solo e a dinâmica vegetal.

Por outro lado, o estudo de Hammer et al. (2011) demonstrou que, apesar do hidrogel ter aumentado a capacidade de retenção de água do solo em 50%, esse aumento não resultou em crescimento do micélio externo dos FMA em ambiente de campo no norte da África. Os autores observaram que o crescimento dos FMA foi estimulado por fontes de matéria orgânica e nutrientes minerais, mas não pela retenção de água promovida por polímeros hidrofílicos. Isso sugere que o hidrogel, isoladamente, pode não ser suficiente para estimular os FMA em certos contextos edafoclimáticos.

A aplicação de hidrogel não apresentou efeito positivo no crescimento ou floração das plantas ornamentais estudadas por Rydlová e Püschel (2020) e, em alguns casos, chegou a interferir negativamente na simbiose micorrízica. Os autores observaram que apenas a inoculação com FMA aumentou significativamente o crescimento vegetal e a colonização radicular sob estresse hídrico, enquanto o hidrogel, por si só, não contribuiu com melhorias e até reduziu a floração das plantas analisadas. Similarmente, M'barki et al. (2018) demonstraram que a aplicação de FMA combinada com hidrogel resultou em colonização micorrízica reduzida em raízes de oliveira, quando comparados ao tratamento com FMA isolado. Isso sugere que, em certas condições, o hidrogel pode interferir na simbiose micorrízica.

Assim, os efeitos da aplicação de hidrogel sobre os FMA são variáveis e dependentes do contexto ambiental, do tipo de solo, da espécie vegetal, do nível de estresse hídrico e da interação com outras práticas de manejo, como o uso de matéria orgânica. Enquanto alguns trabalhos indicam que o hidrogel pode favorecer a riqueza e diversidade de espécies de FMA sensíveis a perturbações (FAJARDO et al. 2015) e aumentar a colonização micorrízica (COSTA et al., 2021), outros apontam efeitos neutros ou até negativos sobre o desenvolvimento dos FMA (M'BARKI et al., 2018; RYDLOVÁ & PÜSCHEL, 2020). Essas divergências evidenciam a complexidade das interações entre hidrogel e microrganismos do solo, reforçando a necessidade de novos estudos para melhor compreender os mecanismos envolvidos e orientar o uso adequado dessa tecnologia em sistemas produtivos e de recuperação ambiental.

2.5 ABORDAGEM TRADICIONAL VS MOLECULAR PARA DETECÇÃO DE FMA

A identificação tradicional de FMA baseia-se na observação de características morfológicas dos glomerosporos, como cor, tamanho, forma, ornamentação da parede e número de camadas, bem como na análise da estrutura hifal associada. Essa abordagem permite a descrição de espécies e sua classificação taxonômica (OEHL et al., 2011). No entanto, apresenta algumas limitações: a esporulação pode variar entre espécies e condições ambientais, dificultando a detecção em determinados períodos; glomerosporos peneirados diretamente do solo de campo podem estar em diferentes estágios de desenvolvimento ou apresentar alterações em sua forma, tornando a identificação menos precisa; algumas espécies de FMA podem estar colonizando as raízes das plantas, sem produzir esporos no solo, o que dificulta sua detecção apenas pela análise morfológica (SANDERS, 2004).

Nos últimos anos, a abordagem molecular tem complementado e, em alguns casos, superado as limitações das técnicas tradicionais, possibilitando a detecção de espécies não esporulantes, além de reconhecer espécies morfológicamente indistinguíveis (AL-HINAI et al., 2025). Além disso, permite analisar rapidamente comunidades de FMA a partir de DNA extraído do solo ou de tecidos radiculares, sem a necessidade de cultivo ou extração prévia de glomerosporos (HELLER & CARRARA, 2022). Apesar disso, a abordagem molecular também apresenta limitações, uma vez que sua eficiência está condicionada à boa qualidade e quantidade do DNA extraído (BÜRGMANN et al., 2001) e a especificidade dos *primers* na detecção das espécies alvo (REDECKER et al., 2003).

Métodos como PCR convencional, qPCR, sequenciamento Sanger e metabarcoding por sequenciamento de nova geração (NGS) têm sido amplamente empregados na detecção e caracterização de comunidades de FMA (KÖNIG et al., 2010; DE CASTRO et al., 2018). Marcadores genéticos frequentemente utilizados incluem regiões conservadas e variáveis do DNA ribossomal, como a subunidade pequena (SSU ou 18S rRNA), o espaçador interno transcrito (ITS) e a subunidade grande (LSU ou 28S rRNA). Entre os *primers* mais utilizados destacam-se NS31/AM1 e AML1/AML2 para o 18S, amplamente aplicados em estudos de diversidade (LEE et al., 2008; SCHREINER & MIHARA, 2009); ITS1F/ITS4 para a região ITS, embora com menor especificidade (MANTER & VIVANCO, 2007); e os *primers* FLR para o 28S, comuns em análises filogenéticas (MUMMEY & RILLIG, 2007). O desenho de *primers* específicos também tem viabilizado a aplicação da qPCR na detecção e quantificação direcionada de FMA, fornecendo dados quantitativos de abundância relativa e permitindo maior precisão das análises ecológicas (BADRI et al., 2016).

A combinação entre métodos tradicionais e moleculares tem se mostrado a abordagem mais robusta para estudos sobre a diversidade e distribuição de FMA (COFRÉ et al., 2025). Enquanto a caracterização morfológica fornece dados sobre espécies em esporulação e possibilita comparações com descrições taxonômicas consolidadas, a detecção molecular amplia a resolução e capta espécies presentes em baixa abundância ou em estágios não detectáveis morfollogicamente (BODENHAUSEN et al., 2021). Assim, o uso integrado dessas metodologias permite revelar padrões complementares na composição das comunidades, tanto no solo quanto nas raízes, oferecendo uma visão mais abrangente sobre a participação dos FMA na simbiose e sobre sua distribuição no solo.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 COLETA DAS AMOSTRAS DE SOLO E CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA

Foram coletadas duas amostras compostas de dois tipos de solos representativos do semiárido brasileiro: Argissolo e Neossolo Quartzarênico. As amostras foram coletadas a uma profundidade de 0-20 cm, em áreas do *Campus* Ciências Agrárias da Universidade Federal do Vale do São Francisco (CCA - Univasf), em Petrolina/PE.

Foram separadas 500 g das amostras de solo, antes e após aplicação das doses do HNP, para análise das propriedades químicas (Tabela 1) as quais foram conduzidas pelo Laboratório Soloagri (Petrolina, PE), utilizando metodologias padronizadas. A determinação dos teores de carbono (C) e matéria orgânica (MO) foi realizada conforme descrito no Manual de Análises Químicas de Solos, Plantas e Fertilizantes (Embrapa, 2009). Os parâmetros pH, condutividade elétrica (CE), cálcio (Ca), magnésio (Mg), sódio (Na), potássio (K), soma de bases (SB), acidez potencial (H+Al), capacidade de troca de cátions (CTC), saturação por bases (V%), fósforo (P) e ferro (Fe) foram determinados seguindo os procedimentos descritos no Manual de Métodos de Análises de Solos (EMBRAPA, 2017).

Tabela 1 – Propriedades químicas do Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes e após a aplicação do HNP

Solo	Tratamento	pH	C.E	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Na ⁺	K ⁺	SB	H+Al	CTC	P	MO	C	V	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Na ⁺	K ⁺
		(H ₂ O)	(dS/m)	(cmolc /dm ³)							(mg/dm ³)	g/Kg -1		(%)	%			
Argissolo	Inicial	5,9	1,74	3,3	1,4	0,07	0,77	5,55	1,43	6,99	42,6	17	9,9	79	47	20,5	0,9	11
	0 ml/l	6	1,44	3,2	1,4	0,27	0,72	5,58	1,5	7,08	31,77	18,6	10,8	79	45,5	19,3	3,9	10,1
	20 ml/l	4,9	2,92	3,3	1,6	0,86	0,79	6,55	5,4	11,95	231,8	20,5	11,9	55	27,9	13,2	7,2	6,6
	40 ml/l	4,9	4,73	3,1	1,7	2,74	0,95	8,46	5,69	14,15	305,61	18	10,5	60	21,9	11,8	19,4	6,7
Neossolo Quartzarênico	Inicial	6,8	0,35	2,1	0,6	0,03	0,32	3,05	0,91	3,97	8,66	9,5	5,5	77	52,9	15,2	0,8	8,1
	0 ml/l	6,4	0,33	2,2	0,7	0,2	0,27	3,34	0,83	4,17	10,99	7,4	4,3	80	51,9	17	4,9	6,4
	20 ml/l	5,6	1,96	1,9	0,7	1,83	0,3	4,71	2,99	7,7	234,86	7,2	4,2	61	24,1	9,4	23,7	3,9
	40 ml/l	5,9	2,78	1,5	0,6	2,52	0,32	4,91	2,79	7,7	363,02	6,7	3,9	64	19	7,9	32,8	4,2

CE: condutividade elétrica; SB: soma de bases; H+Al: acidez potencial; CTC: capacidade de troca de cátions; MO: matéria orgânica; V: saturação por bases.

Fonte: O autor (2025).

3.2 MONTAGEM E CONDUÇÃO DO EXPERIMENTO

O hidrogel foi produzido no Laboratório de Espectroscopia de Impedância e Materiais Orgânicos (LEIMO), da Universidade Federal do Vale do São Francisco (Univasf). Para a obtenção de 1 litro do HNP, inicialmente foram solubilizados 20 g de alginato de sódio ($C_6H_7O_6Na$) em água ultrapura aquecida a 60 °C, sob agitação constante por 30 minutos. Após o completo solubilização e resfriamento da solução em temperatura ambiente, foram adicionados 0,55 g de cloreto de cálcio ($CaCl_2$), com posterior agitação por 45 minutos para promover a reticulação iônica das cadeias poliméricas de alginato. Em seguida, foram incorporados 100 g de fosfato monoamônico ($NH_4H_2PO_4$), e a mistura foi mantida sob agitação por mais 60 minutos, até a completa homogeneização do sistema.

Os solos coletados foram peneirados, homogeneizados e distribuídos em vasos de 2 litros. Foram utilizadas duas plantas nativas da Caatinga: uma de estágio sucessional pioneiro (*Cenostigma pyramidale*) e outra secundário (*Manihot carthagenensis*). Com cada uma delas foi realizado um experimento.

As sementes de ambas as espécies foram fornecidas pelo NEMA (Núcleo de Ecologia e Monitoramento Ambiental) da Univasf, sendo as plântulas obtidas a partir da germinação das sementes, previamente embaladas em papel de germiteste dentro de sacos plásticos e mantidas em BOD até emissão de radícula e hipocótilo.

As plântulas foram transferidas aos vasos e após 30 dias do transplântio foram aplicadas as doses do HNP (0, 20 e 40 ml/l) via irrigação; a aplicação da dose de 40 ml/l foi fracionada em duas vezes de 20 ml/l.

Amostras de 50g de solo de cada vaso foram coletadas antes do experimento e após 120 dias de cultivo das plantas em microcosmo, para análise das comunidades de FMA.

3.3 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

Para cada espécie vegetal o experimento foi realizado em delineamento inteiramente casualizado em arranjo fatorial duplo constituído por: dois tipos de solo (Argissolo e Neossolo Quartzarênico) × três tratamentos de HNP (0, 20 e 40 ml/l), em quatro repetições, totalizando 24 unidades experimentais.

3.4 EXTRAÇÃO DE GLOMEROSPOROS E IDENTIFICAÇÃO DOS FMA

Glomerosporos foram extraídos do solo pelo método de peneiramento úmido (GERDEMANN & NICOLSON, 1963), seguido de centrifugação em água e em sacarose 50% (JENKINS, 1964 modificado), quantificados em estereomicroscópio e montados em lâminas contendo PVLG (álcool-polivinílico em lactoglicerol) e PVLG + reagente de Melzer (1:1 v/v).

Para determinação do incremento do número de glomerosporos resultante dos respectivos tratamentos, o número de glomerosporos ao final do experimento foi subtraído pelo número de glomerosporos do início do experimento (antes da aplicação das doses do HNP).

As espécies foram identificadas morfológicamente com auxílio de manuais de identificação (SCHENCK & PÉREZ, 1990; BŁASZKOWSKI, 2012) e publicações mais recentes com descrição de espécies de FMA, seguindo a classificação proposta por Oehl et al. (2011).

3.5 ANÁLISES MOLECULARES

3.5.1 Desenho de *primers* de espécies representativas de FMA

Cinco espécies de FMA foram selecionadas seguindo o critério de representatividade nas amostras e diferentes estratégias de vida. O desenho de *primers* para essas espécies foi realizado inicialmente a partir de uma busca por sequências gênicas no banco de dados do GenBank no NCBI (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>), selecionando as sequências de interesse para cada espécie. As sequências obtidas foram utilizadas como modelo para o desenho de *primers* no software Primer3Plus (<https://www.bioinformatics.nl/cgi-bin/primer3plus/primer3plus.cgi>), onde foram ajustados os seguintes parâmetros: comprimento dos *primers* variando de 18 a 22 pares de base (pb), temperatura de melting entre 57 °C e 60 °C, conteúdo GC de 40% a 60% e tamanho do fragmento variando entre 70 e 150 pb. Todos os *primers* foram sintetizados e purificados por dessalinização pela Metabion (Munique, Alemanha).

Para garantir a especificidade dos *primers* projetados, realizou-se a validação *in silico* de especificidade utilizando o Primer-BLAST do NCBI (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/tools/primer-blast>), onde cada *primer* foi testado contra o banco de dados para verificar se as sequências (*Forward* e *Reverse*) amplificariam

apenas na espécie-alvo ou em outras espécies do Reino Fungi. Além disso, a análise de energia livre (ΔG), disponível para a formação de estruturas secundárias, foi avaliada no software PearlPrimer (Marshall, 2004), assegurando que a estabilidade termodinâmica fosse adequada para evitar reações indesejadas durante a PCR, como a formação de dímeros de *primers* e "*hairpins*".

3.5.2 Extração de DNA das amostras de solo e raízes

As análises moleculares foram realizadas nos Laboratórios de Microbiologia da Univasf (*Campus* Ciências Agrárias) e de Biotecnologia da Embrapa Semiárido. A extração de DNA de solo foi realizada utilizando cerca de 0,5 g de solo por amostra seguindo o protocolo do kit NucleoSpin Soil (Macherey-Nagel), conforme recomendações do fabricante. Para a extração de DNA das raízes, foram utilizados cerca de 25 mg de tecido por amostra, seguindo o protocolo sugerido pelo Biospin Plant Genomic DNA Extraction Kit (Bioer). Foram utilizadas três repetições por amostra biológica (solo e raiz) para cada tratamento e espécie vegetal.

A análise de integridade do DNA foi realizada a partir de gel de agarose 1% corado com brometo de etídio em corrida a 70V, 120 A, por 90 minutos. A pureza e concentração foram avaliadas utilizando o espectrofotômetro NanoDrop 2000c (Thermo Fisher Scientific). As amostras de DNA foram armazenadas em freezer -20 °C até o uso nas reações de qPCR.

3.5.3 Detecção das espécies de FMA no solo e nas raízes por qPCR

As reações de qPCR foram realizadas em equipamento StepOne Plus Real-Time PCR System (Thermo Fisher Scientific) utilizando triplicatas biológicas e técnicas e sistema de detecção SYBR Green, seguindo as seguintes condições: desnaturação inicial de 95 °C por 2 minutos, seguida de 40 ciclos de 95 °C por 15 segundos e 60 °C por 1 minuto, com um volume final de 10 μ l [5 μ l do GoTaq qPCR Master Mix 2x (Promega), 1 μ l do DNA template (40 ng/ μ l), 0,3 μ l do *primer forward* (5 μ M), 0,3 do *primer reverse* (5 μ M), 3,3 μ l de água ultrapura e 0,1 μ l de corante fluorescente ROX (referência passiva)]. Em todas as reações foram utilizados controles negativos (NTC). As curvas de melting foram analisadas entre 65 e 95 °C por 20 minutos após os 40 ciclos visando confirmar a especificidade dos *primers*.

3.6 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Os dados de número de glomerosporos e incremento do número de glomerosporos em relação à contagem inicial foram submetidos ao teste de normalidade de Shapiro-Wilk e homogeneidade das variâncias de Bartlett. Após confirmação da normalidade e homogeneidade desses dados, foi utilizada a análise de variância (ANOVA) para verificar se houve diferença significativa entre as médias e quais fatores exerceram influência, depois foi realizado o teste de Tukey para detectar as diferenças ($p \leq 5\%$).

Para os dados de concentração e pureza do DNA, foram aplicados o teste de normalidade de Shapiro-Wilk e o teste F para verificar a homogeneidade das variâncias entre os grupos. Quando os dados apresentaram distribuição normal e variâncias homogêneas, utilizou-se o teste t de Student para comparação entre os grupos. Para os casos em que a normalidade não foi atendida, foi adotado o teste não paramétrico de Mann-Whitney.

Para calcular a frequência de cada espécie (F_i), foi utilizada a equação $F_i = J_i/K$, em que J_i é o número de amostras em que a espécie i ocorreu e K é o número total de amostras de solo. A riqueza de espécies foi determinada pelo número total de espécies identificadas em cada tipo de solo. O índice de diversidade de Shannon (H') foi calculado pela equação: $H' = - \sum (P_i \ln[P_i])$; onde $P_i = n_i/N$, n_i é o número de indivíduos da espécie i , e N é o número total de indivíduos. O índice de dominância de Simpson (C) foi calculado pela equação $C = \sum (n_i (n_i - 1) / N (N - 1))$. A equitabilidade de Pielou foi obtida pela equação $J' = H' / \ln(S)$, em que H' é o valor obtido pelo índice de Shannon e S é o número total de espécies. Para análise dos índices ecológicos, foram empregados os testes não paramétricos Kruskal-Wallis e Dunn para comparações múltiplas usando a correção de Bonferroni para o ajuste do valor de P .

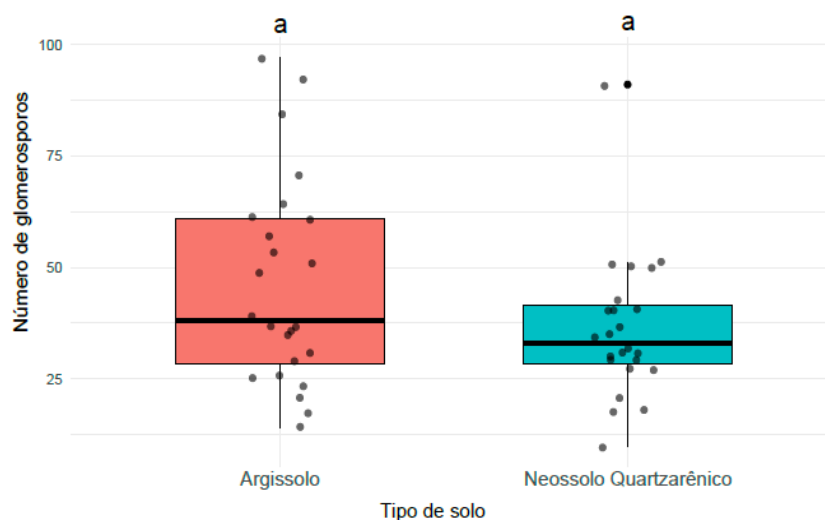
Foram realizadas análises de escalonamento multidimensional (NMDS) e permutação multivariada (PERMANOVA) para verificar diferenças entre as comunidades de FMA em relação aos tipos de solo e doses de HNP. Todas as análises foram executadas por meio do programa estatístico R Studio (R CORE TEAM, 2024).

4. RESULTADOS

4.1 NÚMERO DE GLOMEROSPOROS

Antes da aplicação do HNP foram registradas médias de 46,25 e 36,08 glomerosporos em 50 gramas de solo, respectivamente, em Argissolo e Neossolo Quartzarênico, sem diferença significativa entre si (Figura 1).

Figura 1 – Abundância de glomerosporos em amostras de Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes do cultivo com plantas nativas da Caatinga e aplicação de HNP.

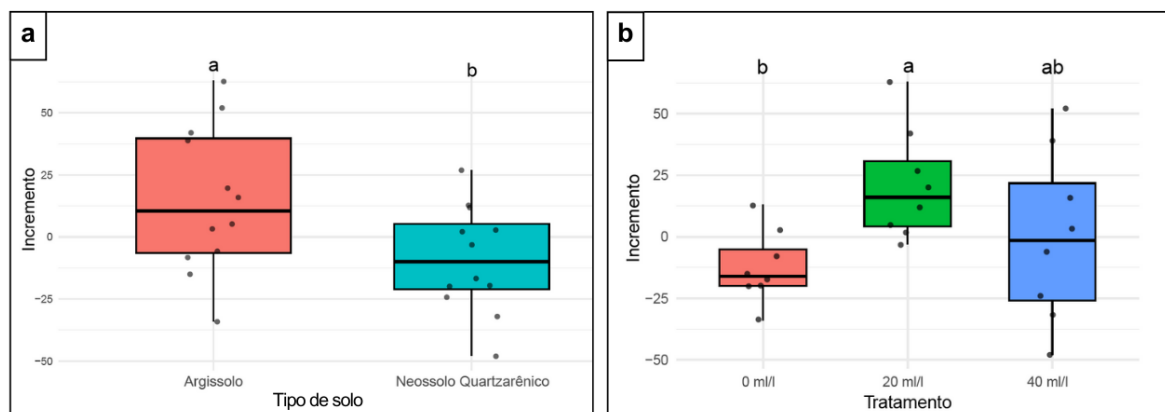


Médias representadas por letras iguais não diferem entre si pelo teste t ($t = 1,75$; $gl = 46$; $p > 0,05$).
Fonte: O autor (2025).

A ANOVA referente ao incremento do número de glomerosporos após o cultivo de catingueira indicou que o tipo de solo e a aplicação do HNP afetaram significativamente o número de glomerosporos ($p < 0,05$), mas sem interação significativa entre o solo e as doses de HNP ($p > 0,05$) (Quadro A1). No Argissolo a média de incremento foi significativamente maior do que no Neossolo Quartzarênico (Figura 2).

Ainda no experimento com catingueira, o HNP na dose de 20 ml/l incrementou significativamente o número de glomerosporos em relação ao controle (0 ml/l), porém houve leve redução neste incremento na dose de 40 ml/l, que não diferiu entre os tratamentos. O controle (0 ml/l) apresentou incremento negativo, ou seja, o cultivo com catingueira resultou em redução no número de glomerosporos (Figura 2b).

Figura 2 – Incremento do número de glomerosporos, após 120 dias de cultivo com catingueira em casa de vegetação, em função do tipo de solo (a) e da aplicação do HNP (b).

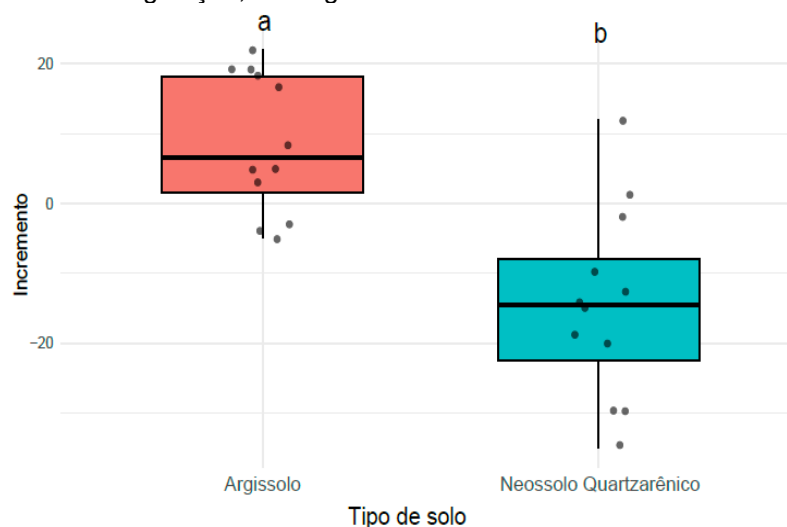


Na comparação dos tipos de solo, médias representadas por letras diferentes diferem entre si pelo teste t ($t = 2,25$; $gl = 22$; $p < 0,05$); para as doses aplicadas, médias representadas por letras diferentes diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Fonte: O autor (2025).

No experimento com maniçoba, a ANOVA indicou que apenas o tipo de solo influenciou significativamente o incremento do número de glomerosporos após o cultivo. As doses do HNP e sua interação com o tipo de solo não apresentaram efeitos significativos (Quadro A1). Assim como observado no experimento com catingueira, o incremento foi superior no Argissolo em comparação com o Neossolo Quartzarênico após o cultivo com maniçoba (Figura 3).

Figura 3 – Incremento do número de glomerosporos após 120 dias de cultivo com maniçoba em casa de vegetação, em Argissolo e Neossolo Quartzarênico.



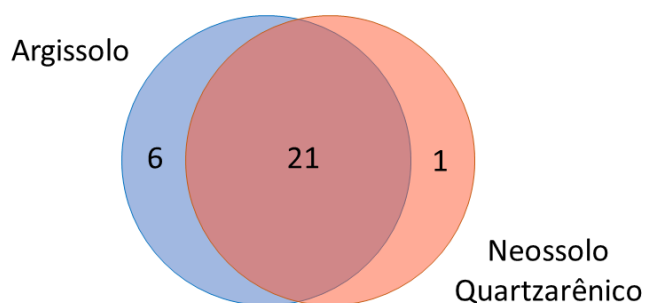
Médias representadas por letras diferentes diferem entre si pelo teste t ($t = 4,75$; $gl = 22$; $p < 0,001$).

Fonte: O autor (2025).

4.2 ÍNDICES ECOLÓGICOS

Foram identificados 28 táxons de FMA. Desses, 21 foram compartilhados entre os dois tipos de solo, seis foram exclusivos do Argissolo (*Acaulospora paulinae*, *Cetraspora* sp. 1, *Cetraspora* sp. 2, *Glomus* sp., *Intraornatospora intraornata* e *Racocetra coraloideae*) e apenas um táxon (*Septoglomus titan*) foi exclusivo do Neossolo Quartzarênico (Figura 4).

Figura 4 – Riqueza de táxons de FMA encontrados nas amostras de Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes e após o cultivo com plantas nativas da Caatinga.



Fonte: O autor (2025).

Os táxons encontrados são representantes de quatro ordens de Glomeromycota, distribuídos em 10 famílias e 13 gêneros: *Acaulospora* (7), *Ambispora* (1), *Cetraspora* (4), *Dentiscutata* (1), *Funneliformis* (1), *Gigaspora* (3), *Glomus* (4), *Intraornatospora* (1), *Racocetra* (1), *Rhizoglomus* (1), *Sclerocystis* (1), *Scutellospora* (1) e *Septoglomus* (2). Os gêneros com maior riqueza de táxons foram *Acaulospora* (7 táxons), *Glomus* (4) e *Cetraspora* (4) que juntos representaram 53% do número de espécies de FMA registrados neste estudo. Cinco táxons foram identificados apenas ao nível de gênero (Tabelas 2 e 3).

Os testes de Kruskal-Wallis e Dunn utilizados para os índices ecológicos de diversidade de Shannon, diversidade de Simpson, dominância de Simpson e equitabilidade de Pielou evidenciaram que não houve diferença significativa na estrutura das comunidades de FMA após 120 dias de cultivo, com aplicação do HNP, tanto em catingueira quanto em maniçoba (Tabelas 4 e 5). Apenas no solo inicial foi constatada diferença significativa na riqueza de espécies observada em Argissolo (controle) e em Neossolo Quartzarênico (20 ml/l), no experimento com catingueira; a diferença não se manteve após o cultivo por 120 dias (Tabelas 4 e 5).

Táxons de FMA	Argissolo						Neossolo Quartzarênico					
	Controle		20 ml/l		40 ml/l		Controle		20 ml/l		40 ml/l	
	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após
Racocetraceae												
<i>Cetraspora</i>												
<i>C. gilmorei</i> Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	0,29	0,69	-	0,28	0,49	0,33	-	-	-	-	0,47	-
<i>C. pellucida</i> Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	0,87	-	3,06	0,28	1,97	-	0,72	3,19	-	-	-	1,79
<i>Cetraspora</i> sp. 1	0,29	-	0,44	0,28	0,49	0,33	-	-	-	-	-	-
<i>Cetraspora</i> sp. 2	-	-	-	-	0,49	-	-	-	-	-	-	-
Scutellosporaceae												
<i>Scutellospora</i>												
<i>S. calospora</i> C. Walker & F.E. Sanders	-	1,72	-	2,51	-	1,64	-	-	-	0,82	-	-
Glomerales												
Glomeraceae												
<i>Glomus</i>												
<i>G. ambisporum</i> G.S. Sm. & N.C. Schenck	1,45	-	1,75	-	-	7,24	-	-	-	-	-	0,89
<i>G. brohultii</i> R.A. Herrera, Ferrer & Sieverd.	2,33	-	0,44	-	1,48	-	-	1,06	-	-	-	-
<i>G. macrocarpum</i> Tul. & C. Tul.	43,90	40,69	46,29	39,00	32,02	27,96	76,09	71,28	73,81	68,85	84,04	75,89
<i>Glomus</i> sp.	28,49	31,38	27,51	38,44	37,93	41,78	-	-	-	-	-	-
Septoglomeraceae												
<i>Funneliformis</i>												
<i>F. mosseae</i> C. Walker & Schuessler	0,58	0,34	0,44	-	-	0,66	11,59	7,45	14,29	13,11	6,57	10,71

Táxons de FMA	Argissolo						Neossolo Quartzarênico					
	Controle		20 ml/l		40 ml/l		Controle		20 ml/l		40 ml/l	
	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após
<i>Septoglomus</i>												
<i>S. constrictum</i> Sieverd., G. A. Silva & Oehl	-	-	-	-	-	-	0,72	-	-	-	-	-
<i>S. titan</i> B.T. Goto & G.A. Silva	-	-	-	-	-	-	0,72	1,06	2,38	5,74	0,94	2,68
Sclerocystaceae												
<i>Rhizoglomus</i>												
<i>Rhizoglomus</i> sp.	11,05	16,90	4,80	6,69	10,34	12,83	0,72	1,06	-	-	-	-
<i>Sclerocystis</i>												
<i>S. sinuosa</i> Gerd. & B.K. Bakshi	3,49	3,45	4,37	5,85	2,46	4,93	1,45	5,32	-	1,64	1,41	0,89

Fonte: O autor (2025).

Táxons de FMA	Argissolo						Neossolo Quartzarênico					
	Controle		20 ml/l		40 ml/l		Controle		20 ml/l		40 ml/l	
	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após
Intraornatosporaceae												
<i>Intraornatospora</i>												
<i>I. intraornata</i>	-	0,77	-	2,40	-	-	-	-	-	-	-	-
Racocetraceae												
<i>Cetraspora</i>												
<i>C. gilmorei</i>	5,94	1,54	5,83	4,00	1,54	1,09	0,65	-	-	-	1,45	-
<i>C. pellucida</i>	0,99	-	0,97	-	-	-	2,61	-	0,71	4,48	0,72	0,85
<i>Cetraspora</i> sp. 1	0,99	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Racocetra</i>												
<i>R. coraloidea</i>	-	-	-	-	-	0,55	-	-	-	-	-	-
<i>S. calospora</i>	2,97	-	0,97	-	-	-	-	-	4,29	4,48	1,45	0,85
Glomerales												
Glomeraceae												
<i>Glomus</i>												
<i>G. ambisporum</i>	7,92	-	5,83	-	3,85	0,55	20,26	5,63	14,29	5,97	3,62	14,41
<i>G. brohultii</i>	-	-	0,97	-	0,77	-	-	-	-	-	-	2,54
<i>G. macrocarpum</i>	41,58	46,92	46,60	51,20	52,31	64,48	23,53	56,34	46,43	38,81	61,59	34,75
<i>Glomus</i> sp.	3,96	28,46	12,62	20,80	4,62	16,94	-	-	-	-	-	-
Septoglomeraceae												
<i>Funneliformis</i>												
<i>F. mosseae</i>	0,99	0,77	1,94	4,00	0,77	0,55	1,96	-	-	1,49	-	-
<i>Septoglomus</i>												
<i>S. constrictum</i>	-	-	-	-	0,77	-	-	-	-	-	-	-

Táxons de FMA	Argissolo						Neossolo Quartzarênico					
	Controle		20 ml/l		40 ml/l		Controle		20 ml/l		40 ml/l	
	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após	Antes	Após
<i>S. titan</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,85
Sclerocystaceae												
<i>Rhizogloimus</i>												
<i>Rhizogloimus</i> sp.	11,88	1,54	8,74	4,00	10,00	4,92	1,31	-	0,71	-	1,45	-
<i>Sclerocystis</i>												
<i>S. sinuosa</i>	1,98	10,00	1,94	5,60	1,54	6,56	0,65	1,41	1,43	-	-	2,54

Fonte: O autor (2025).

Tabela 4 – Riqueza, diversidade, dominância e equitabilidade de espécies de FMA antes e após 120 dias da aplicação de doses crescentes do HNP em microcosmos cultivado *Cenostigma pyramidale*, em casa de vegetação.

Solo	Tratamento	Riqueza		Diversidade de Shannon		Diversidade de Simpson		Dominância de Simpson		Equabilidade de Pielou	
		Inicial	Final	Inicial	Final	Inicial	Final	Inicial	Final	Inicial	Final
Argissolo	Controle	9,75 aA	7,00 aA	1,49 aA	1,29 aA	0,69 aA	0,65 aA	0,31 aA	0,35 aA	0,65 aA	0,66 aA
	20 ml/l	8,50 abA	8,00 aA	1,49 aA	1,39 aA	0,69 aA	0,67 aA	0,31 aA	0,33 aA	0,70 aA	0,67 aA
	40 ml/l	8,50 abA	7,00 aA	1,53 aA	1,35 aA	0,71 aA	0,67 aA	0,29 aA	0,33 aA	0,72 aA	0,74 aA
Neossolo	Controle	5,75 abA	6,00 aA	0,89 aA	1,06 aA	0,41 aA	0,49 aA	0,59 aA	0,51 aA	0,51 aA	0,61 aA
Quartzarênico	20 ml/l	4,00 bA	4,75 aA	0,87 aA	0,97 aA	0,45 aA	0,49 aA	0,55 aA	0,51 aA	0,63 aA	0,63 aA
	40 ml/l	5,75 abA	4,25 aA	0,76 aA	0,77 aA	0,34 aA	0,38 aA	0,66 aA	0,62 aA	0,42 aA	0,54 aA

Médias seguidas da mesma letra, minúscula na coluna e maiúscula na linha, não diferem significativamente pelo teste de Dunn ($\geq 5\%$).

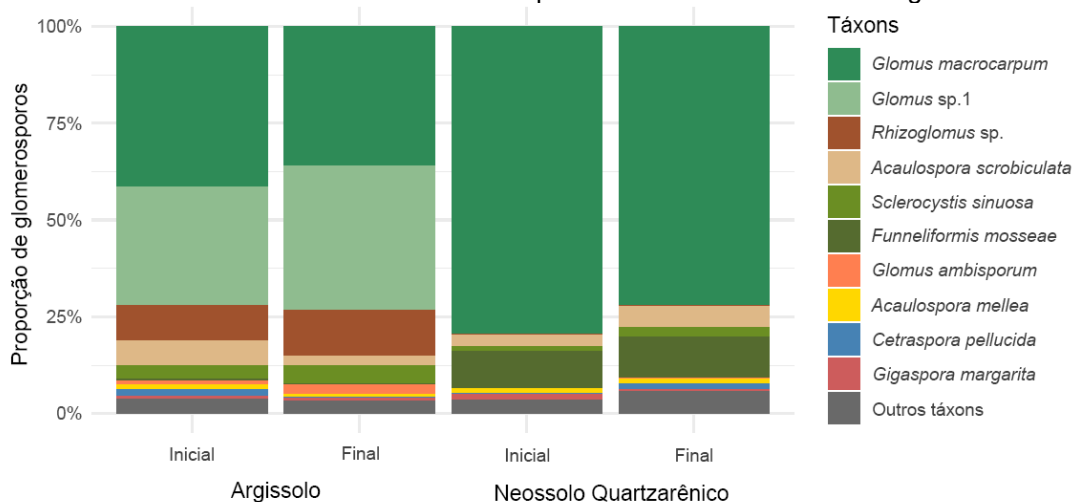
Tabela 5 – Riqueza, diversidade, dominância e equitabilidade de espécies de FMA antes e após 120 dias da aplicação de doses crescentes do HNP em microcosmos cultivado com *Manihot carthagenensis*, em casa de vegetação.

Solo	Tratamento	Riqueza		Diversidade de Shannon		Diversidade de Simpson		Dominância de Simpson		Equabilidade de Pielou	
		Inicial	Final	Inicial	Final	Inicial	Final	Inicial	Final	Inicial	Final
Argissolo	Controle	9,25 aA	6,50 aA	1,80 aA	1,35 aA	0,76 aA	0,66 aA	0,24 aA	0,34 aA	0,81 aA	0,72 aA
	20 ml/l	8,00 aA	8,75 aA	1,60 aA	1,52 aA	0,71 aA	0,67 aA	0,29 aA	0,33 aA	0,78 aA	0,70 aA
	40 ml/l	8,25 aA	6,75 aA	1,46 aA	1,12 aA	0,65 aA	0,53 aA	0,35 aA	0,47 aA	0,70 aA	0,59 aA
Neossolo Quartzarênico	Controle	8,75 aA	6,25 aA	1,86 aA	1,36 aA	0,80 aA	0,63 aA	0,20 aA	0,37 aA	0,86 aA	0,75 aA
	20 ml/l	7,75 aA	5,75 aA	1,48 aA	1,39 aA	0,66 aA	0,67 aA	0,34 aA	0,33 aA	0,72 aA	0,88 aA
	40 ml/l	7,25 aA	7,25 aA	1,37 aA	1,64 aA	0,61 aA	0,76 aA	0,39 aA	0,24 aA	0,69 aA	0,83 aA

Médias seguidas da mesma letra, minúscula na coluna e maiúscula na linha, não diferem significativamente pelo teste de Dunn ($\geq 5\%$).

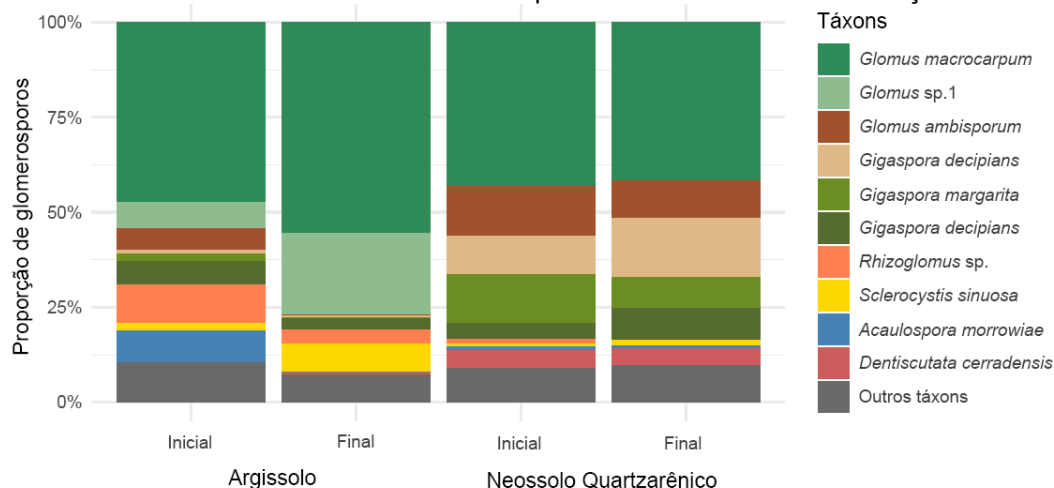
Nos dois ensaios, os táxons mais abundantes em número de glomerosporos no Argissolo foram *Glomus macrocarpum*, *Glomus* sp. e *Rhizoglomus* sp. (Figuras 5 e 6). Por outro lado, as espécies de FMA mais abundantes nas amostras de Neossolo Quartzarênico variaram entre os experimentos. No experimento com catingueira, as espécies mais abundantes foram *G. macrocarpum*, *Funneliformis mosseae* e *Acaulospora scrobiculata*, enquanto no experimento com maniçoba, destacaram-se *G. macrocarpum*, *Glomus ambisporum*, *Gigaspora decipians* e *Gigaspora margarita* (Figura 6). Nota-se que apenas *G. macrocarpum* foi abundante na rizosfera das duas espécies vegetais.

Figura 5 – Proporção de glomerosporos por espécie de FMA em amostras de 50g de Argissolo e de Neossolo Quartzarênico antes e após 120 dias de cultivo de catingueira



Fonte: O autor (2025).

Figura 6 – Proporção de glomerosporos por espécie de FMA em amostras de 50g de Argissolo e de Neossolo Quartzarênico antes e após 120 dias de cultivo de maniçoba



Fonte: O autor (2025).

A abundância relativa (AR) das espécies de FMA variou conforme os tratamentos, as espécies vegetais e os tipos de solo utilizados nos experimentos (Tabelas 2 e 3). *Acaulospora scrobiculata* apresentou uma tendência de redução da AR em todos os tratamentos no Argissolo, enquanto no Neossolo Quartzarênico a AR aumentou nos tratamentos com 20 ml/l e 40 ml/l de HNP, tanto associados à catingueira quanto à maniçoba (Tabelas 2 e 3).

Glomus macrocarpum apresentou maior AR em todos os tratamentos, sobretudo no Neossolo Quartzarênico (> 68), antes e após os 120 dias de cultivo dos hospedeiros. No experimento com catingueira, a AR de *G. macrocarpum* diminuiu em todos os tratamentos após o cultivo (Tabela 2). No experimento com maniçoba, essa espécie apresentou aumento da AR no Argissolo e diminuição no Neossolo Quartzarênico após aplicação de 20ml/l e 40ml/l de HNP (Tabela 3). Diferentemente de *G. macrocarpum*, o comportamento de *Rhizoglosum* sp. foi inverso, ou seja, a AR aumentou após o cultivo com catingueira (Tabela 2) e reduziu com maniçoba (Tabela 3).

Sclerocystis sinuosa apresentou alta frequência de ocorrência nas amostras após o cultivo de catingueira (75%) e maniçoba (66,67%), constatando-se aumento de AR após 120 dias de cultivo com ambas as espécies vegetais (Tabelas 2 e 3).

No experimento com catingueira, *Funneliformis mosseae* apresentou maior AR no Neossolo Quartzarênico, com tendência de aumento após o tratamento com a maior concentração de HNP (40 ml/l) (Tabela 2). Ao contrário, no cultivo de maniçoba *F. mosseae* foi mais frequente no Argissolo e apresentou aumento da AR na dose de 20 ml/l de HNP (Tabela 3).

Acaulospora mellea apresentou maior frequência de ocorrência no experimento com catingueira (43,75%) em relação àquele com maniçoba (25%). Em contraste, *Ambispora appendicula* foi registrada com maior frequência no ensaio com maniçoba (41,67%), comparado ao com catingueira (14,58%). Ambas as espécies mantiveram padrões de AR baixos (< 10) e estáveis, exibindo pouca variação entre os diferentes tipos de solo e regimes de tratamento (Tabelas 2 e 3).

Considerando os táxons de Gigasporales, no experimento com maniçoba *Gigaspora margarita*, *G. decipiens* e *Dentiscutata cerradensis* apresentaram maior AR no Neossolo Quartzarênico (Tabela 3), enquanto *Intraornatospora intraornata* foi registrada apenas após 120 dias de cultivo em Argissolo (Tabela 3).

Embora tenha sido detectado exclusivamente no Argissolo, nos dois experimentos, *Glomus* sp. foi a segunda espécie mais abundante neste solo e apresentou tendência de aumento após o cultivo em todos os tratamentos (Tabelas 2 e 3). Em contrapartida, *Septoglomus titan* foi registrado somente no Neossolo Quartzarênico, principalmente após o cultivo com catingueira, também demonstrando tendência de incremento na AR em todos os tratamentos (Tabela 2).

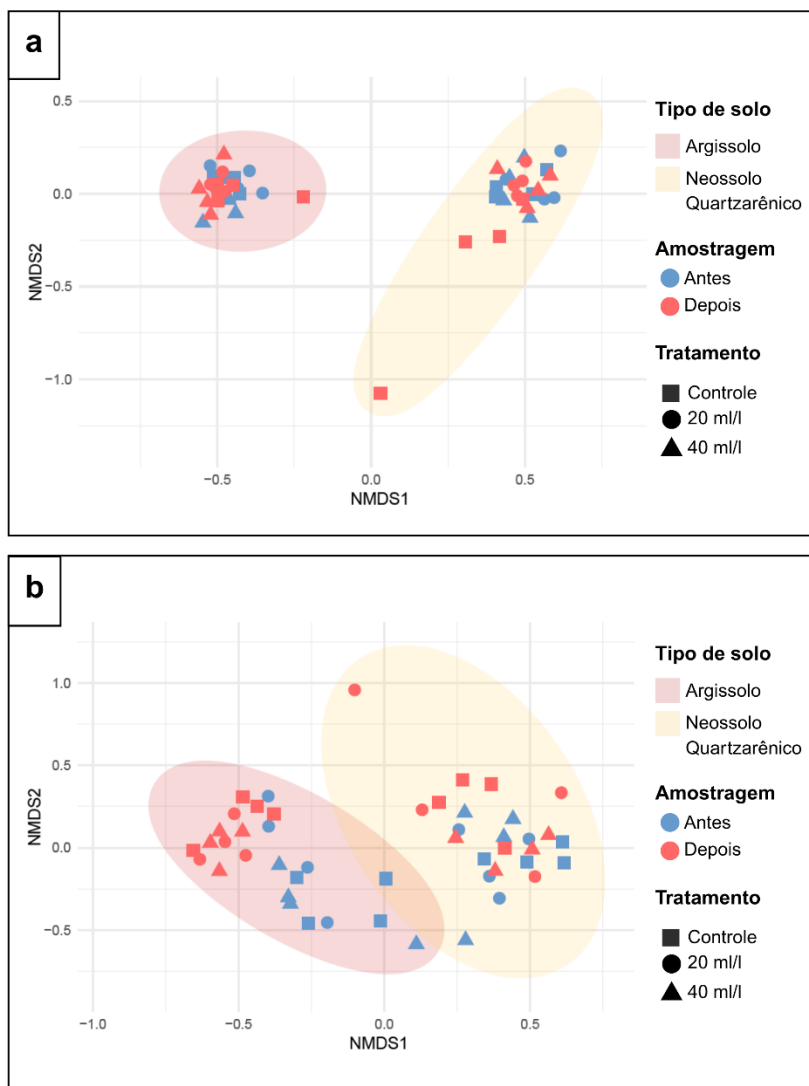
No cultivo com catingueira, sete táxons: *Acaulospora cavernata*, *A. dilatata*, *A. paulinae*, *A. sieverdingii*, *Cetraspora* sp.2, *Gigaspora* sp.1 e *Septoglomus constrictum* apresentaram baixa frequência inicial (< 17%) e não foram detectadas após 120 dias em nenhum tratamento. Padrão similar foi observado no cultivo com maniçoba para *A. sieverdingii*, *Cetraspora* sp.1 e *S. constrictum*.

Scutellospora calospora não foi detectada nos solos antes do experimento com catingueira, mas foi registrada em 33,33% das amostras após o cultivo. No experimento com maniçoba, cinco táxons: *Intraornatospora intraornata*, *Acaulospora cavernata*, *Gigaspora* sp. 1, *Racocetra coralloidea* e *Septoglomus titan* só foram registradas após os 120 dias do cultivo.

No experimento utilizando catingueira como hospedeiro, o tipo de solo foi o principal fator responsável pela variação na comunidade de FMA ($F= 55,791$; $R^2= 0,5481$; $p\text{-valor}= 0,001$); não houve influência significativa dos tratamentos com HNP sobre os FMA ($p\text{-valor}= 0,785$) (Figura 7a).

Assim como observado no experimento com catingueira, o tipo de solo foi o fator que mais influenciou a composição da comunidade de FMA no experimento com maniçoba ($F= 23,027$; $R^2= 0,3336$; $p\text{-valor}= 0,001$) (Figura 7b). No entanto, a PERMANOVA revelou que no experimento com maniçoba a comunidade de FMA foi influenciada após os 120 dias do cultivo em Argissolo ($F= 3,2452$; $R^2= 0,0659$; $p\text{-valor}= 0,01$), sem diferença entre os tratamentos com HNP ($p\text{-valor}= 0,879$) (Figura 7b).

Figura 7- NMDS baseado na composição de espécies de FMA em dois tipos de solo, antes e após a aplicação de HNP e cultivo com *Cenostigma pyramidale* (a) e com *Manihot carthagenensis* (b), em microcosmos - Stress (a: 9,80% e b: 19,42%)



Fonte: O autor (2025).

4.3 ANÁLISES MOLECULARES

4.3.1 Desenho de *primers* de espécies de FMA representativas

Cinco espécies de FMA com maior representatividade nas amostras, avaliadas pelas características morfológicas dos glomerosporos e pertencentes a diferentes grupos, foram selecionadas para detecção por qPCR em amostras de raízes e solo: *Glomus macrocarpum*, *Acaulospora scrobiculata*, *Cetraspora pellucida*, *Gigaspora margarita* e *Sclerocystis sinuosa* (Tabela 6).

Tabela 6 – Pares de *primers* desenhados para espécies de FMA mais representativas nas amostras de solo dos tipos Argissolo e Neossolo quartzarênico.

Espécie de FMA selecionada	Gene alvo	Nome do primer	Sequência obtida (Forward/Reverse)	Tamanho do amplicon
<i>G. macrocarpum</i>	HD2	GLM_HD2	F - CCTTCTGGCGATGTTGAATAC R - AACCGGGAGATATGAACGAC	143 pb
<i>A. scrobiculata</i>	btub	AS_btub	F - TGGCATTTCATTTAGTCGTGTG R - ACTGATGCACGGAAAGTGTG	149 pb
<i>C. pellucida</i>	rRNA	CP_btub	F - TCATTAGGAGGTGGGACTGG R - GTGAAGGGACGACCGAGTAG	106 pb
<i>G. margarita</i>	CHS	GIM_CHS	F - TCATCGCTGGTTCTTCAATG R - TCGTACCCACATCAAGCAAG	74 pb
<i>S. sinuosa</i>	cox1	SS_cox1	F - TTGCCTGTTCTCAAAGTAGCAG R - GCTTGAACCCCTTTCGTTC	80 pb

Fonte: O autor (2025).

O teste de especificidade no Primer-BLAST do NCBI indicou que os *primers* desenhados para *G. macrocarpum*, *C. pelucida* e *S. sinuosa* foram específicos para a espécie alvo. No entanto, o par de *primers* para *A. scrobiculata* demonstrou amplificação *in silico* para o basidiomiceto *Tricholoma matsutake*. Da mesma forma, os *primers* desenhados para *G. margarita* não foram específicos, amplificando também *Scutellospora calospora*, além de outras espécies do reino Fungi (Tabela 7).

Tabela 7 –Teste de especificidade *in silico* dos *primers* desenhados.

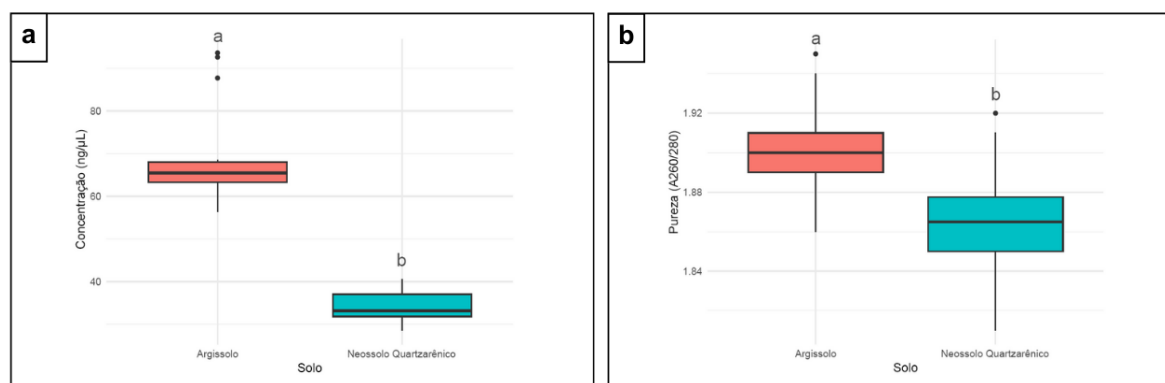
Primers	Código de acesso do gene alvo no NCBI	Teste de especificidade <i>in silico</i>
GLM_HD2	MH445377	Específico para <i>G. macrocarpum</i>
AS_btub	FJ174307	Amplifica em <i>Tricholoma matsutake</i> , além de <i>A. scrobiculata</i>
CP_btub	AF158398	Específico para <i>C. pellucida</i>
GIM_CHS	AF260979	Amplifica em <i>Scutellospora calospora</i> e outros fungos, além de <i>G. margarita</i>
SS_cox1	KF848216	Específico para <i>S. sinuosa</i>

Fonte: O autor (2025).

4.3.2 Extração de DNA das amostras de solos e raízes

O Argissolo apresentou concentrações de DNA significativamente mais altas (56,3 a 93,6 ng/μl) quando comparado ao Neossolo Quartzarênico (28,5 a 40,5 ng/μl) (Figura 8a; Quadro B1). Para ambos os solos, os valores da razão A260/A280 ficaram entre 1,81 e 1,95 (Quadro B1), indicando pureza adequada do DNA e eficiência dos protocolos de extração. A análise comparativa pelo teste t de Student apontou que o DNA extraído do Argissolo apresentava pureza significativamente maior do que o Neossolo Quartzarênico (Figura 8b).

Figura 8 – Concentração (a) e Pureza (b) de DNA em amostras de solo do tipo Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes da aplicação dos tratamentos.



Na comparação da concentração, médias representadas por letras diferentes diferem entre si pelo teste não paramétrico de Mann-Whitney ($W= 324$; $p<0,001$); para pureza de DNA, médias representadas por letras diferentes diferem entre si pelo teste t ($t= 3,87$; $gl= 34$; $p<0,001$).

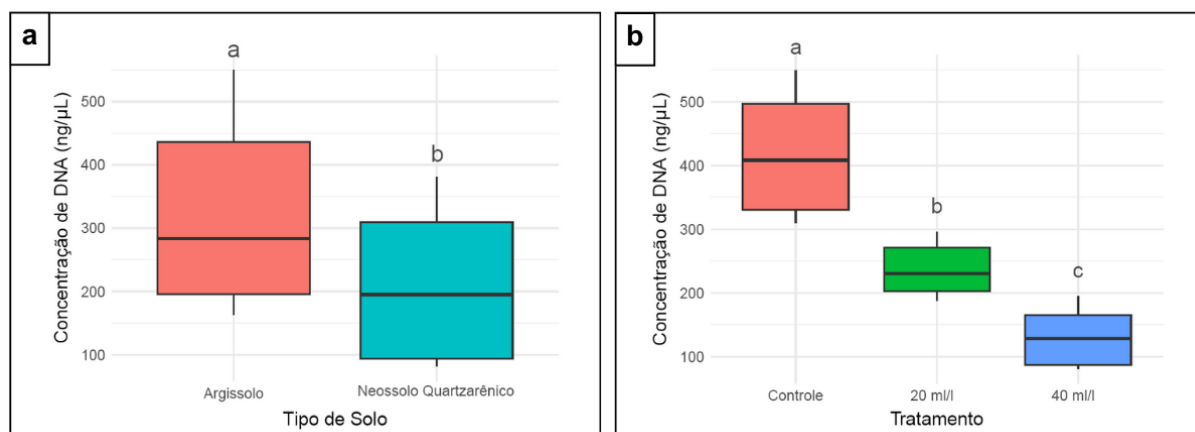
Fonte: O autor (2025).

As bandas de DNA observadas nas amostras de ambos os solos após eletroforese em gel de agarose apresentaram definição adequada e intensidade compatível com a concentração observada nas quantificações em Nanodrop, indicando que o DNA foi extraído com sucesso e encontrava-se íntegro (Figura C1). Além disso, a ausência de arraste no gel indica que o DNA extraído não apresenta degradação.

A ANOVA indicou efeito altamente significativo tanto do tipo de solo quanto da dose do HNP sobre a concentração de DNA nas raízes de catingueira, sem interação significativa entre esses dois fatores (Quadro A1). A concentração de DNA extraído das raízes foi significativamente maior quando a catingueira foi cultivada em Argissolo em comparação ao cultivo em Neossolo Quartzarênico (Figura 9a). No Argissolo, os valores de concentração de DNA variaram de 163,3 a 549,6 ng/ μ L, enquanto no Neossolo Quartzarênico variaram de 81,5 a 380,3 ng/ μ L (Quadro D1).

Com relação ao efeito das doses do HNP, verificou-se que a concentração de DNA extraído das raízes de catingueira foi gradualmente influenciada pelo aumento da dose, com diferenças significativas entre todos os tratamentos (Figura 9b). O tratamento controle apresentou a maior concentração de DNA extraído, com valores entre 309,3 e 549,6 ng/ μ L. A dose de 20 ml/l reduziu significativamente essa concentração, com variação entre 188,3 e 295,6 ng/ μ L, enquanto na dose de 40 ml/l foi encontrada a menor concentração (81,5 a 195,4 ng/ μ L) de DNA (Quadro D1). Também foram observadas diferenças visuais marcantes nos extratos de DNA, que apresentaram um gradiente de coloração proporcional às doses de HNP em ambos os tipos de solo. Esse gradiente variou desde um tom castanho nos tratamentos controle até se tornar completamente transparente na dose mais elevada (Figura E1).

Figura 9 – Efeito do tipo de solo (a) e da adição de HNP (b) sobre a concentração (ng/μL) do DNA extraído das raízes de *Cenostigma pyramidale*.

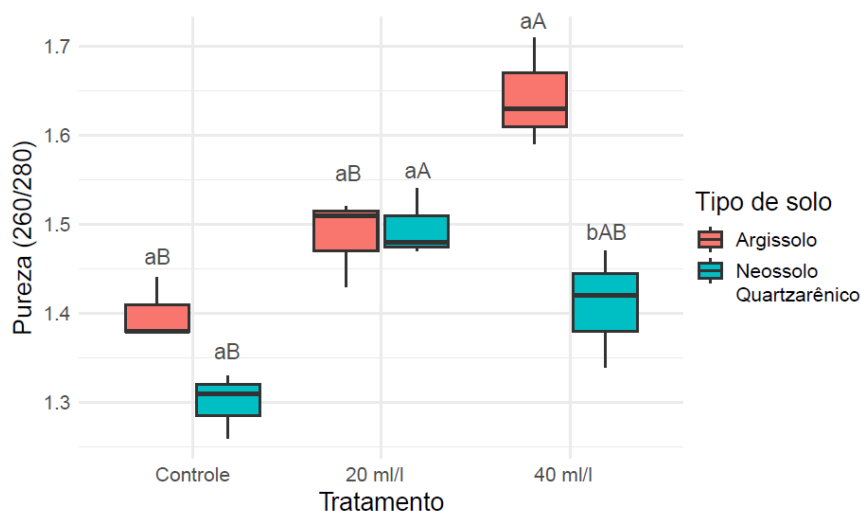


Médias representadas por letras diferentes diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Fonte: O autor (2025).

Em relação à pureza (A260/A280) das amostras de DNA extraído das raízes de catingueira, a ANOVA revelou efeito altamente significativo tanto para o tipo de solo quanto para as doses do HNP, além de indicar uma interação significativa entre esses dois fatores (Quadro A1). Ao se avaliar essa interação, foi detectada diferença significativa entre os tipos de solo apenas nas amostras do tratamento com 40ml/l de HNP (Figura 10), com valores de pureza maiores no Argissolo, variando de 1,59 a 1,71 (A260/A280), em comparação ao Neossolo Quartzarênico, cujos valores variaram entre 1,34 a 1,47 (A260/A280) (Quadro D1). No Argissolo, a pureza do DNA aumentou progressivamente com as doses aplicadas, passando de aproximadamente 1,4 (A260/A280) no tratamento controle, para 1,49 (A260/A280) com 20 ml/l e atingindo 1,65 (A260/A280) com a dose de 40 ml/l, que apresentou diferença significativa em comparação aos demais tratamentos (Figura 10, Quadro D1). Por outro lado, no Neossolo Quartzarênico a pureza apresentou diferença significativa apenas entre os tratamentos controle e 20 ml/l (Figura 10), com valores menores no controle (1,23 a 1,33 A260/A280), maiores na dose de 20 ml/l (1,47 a 1,54 A260/A280) e intermediários na dose de 40 ml/l (1,34 a 1,47 A260/A280) (Quadro D1).

Figura 10 – Interação entre o tipo de solo e as doses de HNP na pureza do DNA extraído das raízes de catingueira

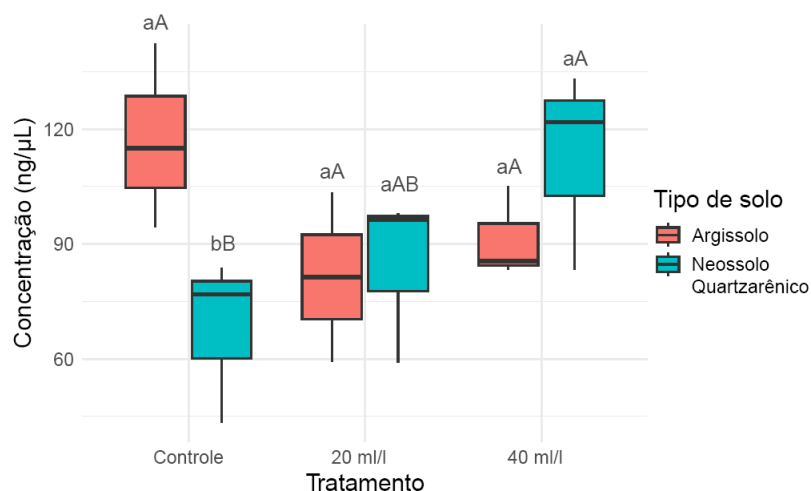


Letras maiúsculas comparam médias das doses de HNP dentro de cada solo e letras minúsculas comparam os tipos de solo dentro de cada dose de HNP. Médias representadas por letras diferentes diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Fonte: O autor (2025).

No experimento com maniçoba, a ANOVA indicou que não houve efeito significativo isolado do tipo de solo e nem das doses do HNP sobre a concentração de DNA extraído das raízes, mas foi detectado um efeito significativo da interação entre o tipo de solo e as doses de HNP (Quadro A1). No Argissolo, a concentração de DNA foi mais elevada no tratamento controle (117 ng/μL) (Quadro D2), mas apresentou queda acentuada com a dose de 20 ml/l, não diferindo da dose de 40 ml/l. Ao contrário, em Neossolo Quartzarênico a concentração de DNA no tratamento controle foi a mais baixa (68 ng/μL), diferindo significativamente da concentração obtida quando cultivada em Argissolo (Figura 11). Além disso, no Neossolo Quartzarênico os valores de concentração do DNA extraído das raízes de maniçoba aumentaram progressivamente com o aumento das doses do HNP, atingindo o pico de 113 ng/μL com a aplicação de 40 ml/l, e também diferindo significativamente em comparação ao controle no mesmo solo (Figura 11).

Figura 11 – Interação entre o tipo de solo e as doses de HNP na concentração (ng/μL) do DNA extraído das raízes de maniçoba

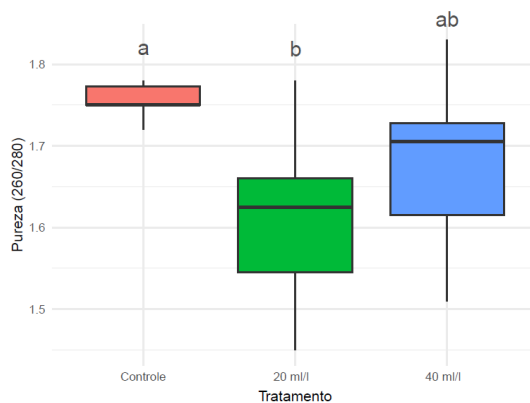


Letras maiúsculas comparam médias das doses de HNP dentro de cada solo e letras minúsculas comparam os tipos de solo dentro de cada dose de HNP. Médias representadas por letras diferentes diferem entre si pelo teste de Duncan ($p < 0,05$).

Fonte: O autor (2025).

Em relação à pureza do DNA extraído das raízes de maniçoba, a ANOVA não indicou efeito significativo do tipo de solo, nem interação significativa entre o tipo de solo e as doses de HNP. No entanto, observou-se efeito significativo das doses de HNP quando analisadas isoladamente (Quadro A1). O tratamento controle apresentou a maior pureza (Figura 12), com valores que variam de 1,72 a 1,78 (A260/A280), diferindo significativamente do tratamento com 20 ml/l, que apresentou a menor pureza média (1,61 A260/A280) (Quadro D2). O tratamento com 40 ml/l apresentou valores intermediários, não diferindo significativamente dos demais tratamentos (Figura 12).

Figura 12 – Efeito dos tratamentos com HNP sobre a pureza do DNA extraído das raízes de maniçoba (*Manihot carthagenensis*)

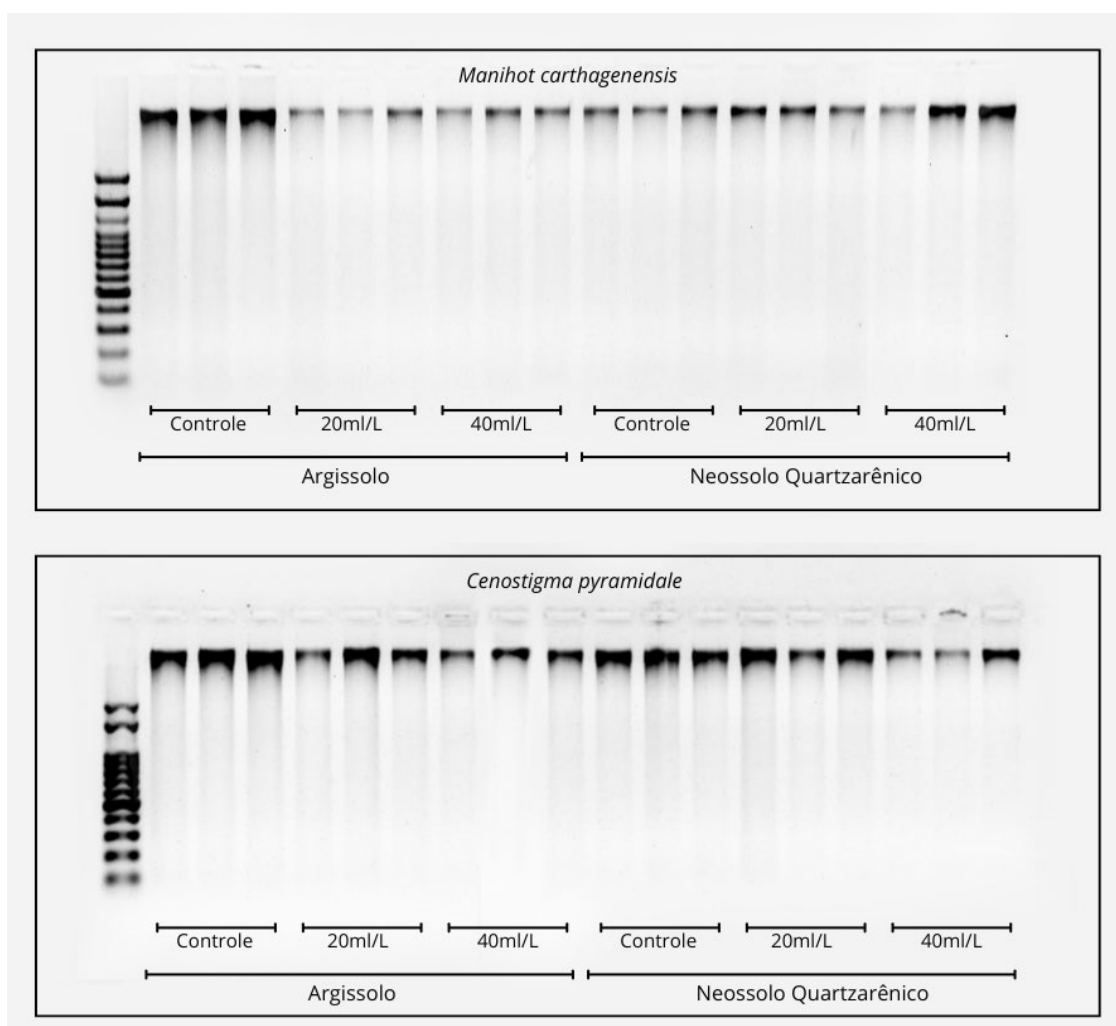


Médias representadas por letras diferentes diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Fonte: O autor (2025).

A eletroforese em gel de agarose indicou que as amostras de raízes de catingueira e maniçoba estavam íntegras e com concentração adequada, confirmando que a extração foi efetuada com sucesso (Figura 13). Ao comparar a intensidade das bandas entre os tratamentos, foi observada maior intensidade das amostras de DNA no tratamento controle em comparação com os tratamentos com aplicação do HNP, nos dois experimentos (Figura 13).

Figura 13 - Eletroforese em gel de agarose de amostras de DNA de raízes de *Manihot carthagenensis* e *Cenostigma pyramidale* cultivadas em Argissolo e Neossolo Quartzarênico sob aplicação de doses crescentes de HNP.



Fonte: O autor (2025).

4.3.3 Detecção de espécies de FMA nos solos e raízes por qPCR

Embora *A. scrobiculata* tenha sido identificada, pela morfologia dos glomerosporos, nos dois tipos de solo, o *primer* AS_btub não detectou a presença dessa espécie em nenhuma das amostras de solo (Tabela 8). O *primer* desenhado para *G. macrocarpum* (GLM_HD2) detectou a presença da espécie em 50% das

amostras de Argissolo e em 94,4% das amostras de Neossolo Quartzarênico (Tabela 8, Figura F1a). Com percentuais similares, o *primer* CP_btub desenhado para *C. pellucida* detectou o DNA da espécie em 55,5% e 94,4% das amostras de DNA, respectivamente em Argissolo e Neossolo Quartzarênico (Tabela 8, Figura F1b). A presença de *G. margarita* (GIM_CHS) foi detectada em 66,6% das amostras de DNA do Argissolo e em 77,7% das amostras de DNA do Neossolo Quartzarênico (Tabela 8, Figura F1c). Por fim, o *primer* SS_cox1, específico para *S. sinuosa*, foi eficiente em detectar a presença dessa espécie em 33,3% das amostras de DNA do Argissolo e 55,5% das amostras de DNA do Neossolo Quartzarênico (Tabela 8, Figura F1d).

Tabela 8 – Valores do ciclo de quantificação (Cq) obtidos por *par de primers* utilizando amostras de DNA de Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes do cultivo.

Par de <i>primers</i>	Argissolo		Neossolo Quartzarênico	
	Frequência (%)	Valores do Cq	Frequência (%)	Valores do Cq
GLM HD2 (58TA)	50%	33,83 a 37,20	94,4%	29,56 a 38,60
AS_btub (60TA)	0	-	0	-
CP_btub (60TA)	55,5%	27,62 a 33,33	94,4%	25,82 a 34,68
GIM_CHS (58TA)	66,6%	9,35 a 33,40	77,7%	31,65 a 35,99
SS_cox1 (58TA)	33,3%	33,09 a 36,38	55,5%	32,26 a 36,89

Fonte: O autor (2025).

A curva de *melting* obtida na qPCR utilizando o *primer* GLM_HD2 apresentou um pico definido em ~74,27 °C para a maioria das amostras de DNA do solo analisadas (Figura G1a), assim como observado para os *primers* CP_btub, GIM_CHS e SS_cox1, cujas curvas de *melting* apresentaram picos definidos em ~83,27 °C, ~80,8 °C e ~76,19 °C, respectivamente, sugerindo que essas temperaturas sejam as específicas para esses *primers* (Figuras F1b, F1c e F1d).

Por sua vez, ao testar os *primers* nas amostras de DNA de raízes, apenas CP_btub (*C. pellucida*) e GIM_CHS (*G. margarita*) foram detectados em diversas amostras de maniçoba e catingueira (Tabela 9). A presença de *C. pellucida* foi detectada em todas as amostras de DNA de raízes de maniçoba, enquanto nas amostras de DNA de raízes de catingueira a presença foi detectada apenas nos tratamentos com maior dose de HNP (40 ml/l), em ambos os tipos de solo (Tabela 9,

Figura F2a). Por outro lado, a presença de *G. margarita* foi detectada principalmente nas amostras de DNA de raízes de maniçoba, cultivada no Neossolo Quartzarênico (Tabela 9, Figura F2b). *Glomus macrocarpum* e *A. scrobiculata* só foram detectados em raízes de *M. carthagenensis* cultivado em Argissolo suplementado com 40 ml/l de HNP e Neossolo Quartzarênico sem adição de HNP (Tabela 9). A presença de *S. sinuosa* não foi detectada pelo *primer* SS_cox1 nas amostras de DNA de raízes das espécies estudadas.

A curva de *melting* obtida para o *primer* CP_btub nas amostras de DNA das raízes apresentou melhores resultados quando a TA foi ajustada em 60 °C, onde foi observado um pico consistente próximo a 85,92 °C, embora seja observado um pico adicional próximo a 77 °C (Figura G2a). Por outro lado, a curva obtida para GIM_CHS apresentou múltiplos picos, com pico mais acentuado em torno de 82 °C, mesmo com a temperatura de anelamento dos *primers* sendo aumentada até 62 °C (Figura G2b).

Tabela 9 - Valores do ciclo de quantificação (Cq) obtidos na qPCR obtidos por par de *primers* utilizando amostras de DNA de raízes de *Manihot carthagenensis* (maniçoba) e *Cenostigma pyramidale* (catingueira) após cultivo por 120 dias em microcosmo com dois tipos de solo

Espécie vegetal	Solos	HNP (ml/l)	Par de <i>primers</i>							
			GLM_HD2		AS_btub		CP_btub		GIM_CHS	
			Freq. (%)	Valores do Cq	Freq. (%)	Valores do Cq	Freq. (%)	Valores do Cq	Freq. (%)	Valores do Cq
<i>M. carthagenensis</i>	ARG	0	0%	-	0%	-	100%	29,09 a 33,35	0%	-
		20	0%	-	0%	-	100%	28,04 a 34,62	33,3%	35,89
		40	33,3%	6,04	0%	-	100%	30,31 a 34,02	33,3%	37,21
	NEO	0	0%	-	33,3%	36,77	100%	28,43 a 31,45	100%	33,22 a 36,88
		20	0%	-	0%	-	100%	27,16 a 28,66	33,3%	37,43
		40	0%	-	0%	-	100%	26,68 a 31,36	100%	34,22 a 35,64
<i>C. pyramidale</i>	ARG	0	0%	-	0%	-	0%	-	0%	-
		20	0%	-	0%	-	0%	-	33,3%	34,34
		40	0%	-	0%	-	100%	31,54 a 34,11	66,6%	35,40 e 37,64
	NEO	0	0%	-	0%	-	0%	-	0%	-
		20	0%	-	0%	-	0%	-	0%	-
		40	0%	-	0%	-	100%	26,38 a 27,93	66,6%	33,52 e 33,88

Fonte: O autor (2025).

5. DISCUSSÃO

H1- Efeito do tipo de solo na comunidade de FMA, em função das variações nas propriedades físico-químicas

A primeira hipótese proposta em nosso estudo foi confirmada, revelando padrões distintos de esporulação em função do tipo de solo. Inicialmente, não foram detectadas diferenças significativas na abundância de glomerosporos entre os solos analisados. Entretanto, após o cultivo com as espécies hospedeiras, observou-se maior incremento no número de glomerosporos no Argissolo em comparação ao Neossolo Quartzarênico, que apresentou redução na quantidade desse tipo de propágulo. Da mesma forma, maior concentração e pureza de DNA foi encontrada em Argissolo quando comparado ao Neossolo Quartzarênico. Essa diferença pode ser atribuída à influência das propriedades do solo, como pH, textura e nutrientes, na estrutura de comunidades de fungos e outros micro-organismos (LAUBER et al., 2008). Segundo Silva-Flores et al. (2019), o Argissolo tende a proporcionar um ambiente estável, devido às propriedades físico-químicas, o que explicaria a maior riqueza de táxons exclusivos e o maior incremento do número de glomerosporos neste tipo de solo, contribuindo também para a maior concentração de DNA.

A predominância de *Acaulospora*, *Glomus* e *Cetraspora* nas comunidades de FMA registradas nos dois tipos de solo ressalta a relevância ecológica desses táxons. Juntos, esses gêneros representaram mais da metade das espécies identificadas pela morfologia dos glomerosporos. O elevado número de espécies descritas para *Acaulospora* e *Glomus*, combinado com a notável adaptabilidade às condições do semiárido brasileiro (SOUSA et al., 2014) e à alta capacidade de infectividade dos propágulos (HART & READER, 2002), pode ter sido determinante para a expressiva frequência de representantes desses gêneros nas amostras analisadas. Adicionalmente, espécies de *Acaulospora* são conhecidas por tolerarem ampla faixa de pH, podendo suportar solos ácidos do semiárido (TEIXEIRA-RIOS et al., 2018). A elevada representatividade do gênero neste estudo é consistente com outros trabalhos que indicam a ampla adaptação de *Acaulospora* em solos da Caatinga (PONTES et al., 2017; MARINHO et al., 2019). Da mesma forma, *Glomus* é um dos gêneros mais amplamente distribuídos e diversos de FMA, sendo encontrado em praticamente todos os tipos de solo e ecossistemas brasileiros (MAIA et al., 2020).

A maior abundância de táxons de Gigasporales no Neossolo Quartzarênico reforça que solos arenosos favorecem espécies de FMA que demandam maior espaço entre as partículas, devido à produção de glomerosporos com maiores dimensões. A textura arenosa desse solo, marcada por partículas grossas e maior aeração, proporciona um ambiente fisicamente favorável à dispersão e ao desenvolvimento desses esporos, os quais são geralmente maiores e mais robustos comparados aos de outras ordens (LEKBERG et al., 2007). No entanto, a ocorrência exclusiva de *Intraornatospora intraornata* (Gigasporales) no Argissolo sugere uma dinâmica ecológica mais complexa entre os tipos de solo e as comunidades de FMA. Embora representada por poucos glomerosporos neste estudo, *I. intraornata* foi encontrada em vários ecossistemas e biomas do Brasil (MAIA et al., 2020), em ambientes que variam de corpos d'água lânticos e lóticos (QUEIROZ et al., 2022) a dunas costeiras (DA SILVA et al., 2017), indicando a capacidade de representantes dessa espécie se distribuírem sob condições variáveis.

A presença de *Septogloium titan* (Glomerales) exclusivamente no Neossolo Quartzarênico sugere que táxons específicos podem estar adaptados às condições mais limitantes desse tipo de solo, caracterizados pela menor capacidade de retenção de água. A ocorrência exclusiva de *S. titan* neste tipo de solo reforça os resultados encontrados por Guardiola-Márquez et al. (2022), que consideram os representantes de *Septogloium* capazes de tolerar ambientes edáficos adversos, fato que pode conferir vantagens competitivas em condições com limitação de água, como encontrado em ambientes áridos e semiáridos.

O aumento da abundância relativa de *Sclerocystis sinuosa* e *Glomus* sp. no Argissolo, após o cultivo com maniçoba, indica que essas espécies podem ser eficientes na produção de glomerosporos, mesmo quando altas doses de HNP são aplicadas. Curiosamente, maior presença detectada por qPCR de *G. macrocarpum*, *C. pellucida*, *G. margarita* e *S. sinuosa* ocorreu no Neossolo Quartzarênico. Esse resultado também pode estar relacionado às diferenças nas características de cada solo, pois aqueles com maior teor de argila e matéria orgânica, como os Argissolos, tendem a apresentar níveis mais elevados de ácidos húmico e fúlvico, que podem interferir na atividade da DNA polimerase, levando à redução da eficiência de amplificação ou à inibição das reações de qPCR (ALBERS et al., 2013).

H2- Concentrações crescentes de hidrogel com N e P alteram a estrutura das comunidades de FMA, indicando possível gradiente de resposta ecológica.

A segunda hipótese, de que a aplicação de um hidrogel de alginato de sódio com N e P altera a estrutura das comunidades de FMA, com variação conforme o nível de concentração do insumo, não foi corroborada pelos resultados. As análises multivariadas (NMDS e PERMANOVA) não detectaram diferenças significativas na composição das comunidades de FMA entre os tratamentos com concentrações crescentes do HNP. Até o momento, não foram encontrados estudos na literatura que investigaram os efeitos de hidrogéis formulados com N e P sobre comunidades de FMA. No entanto, Fajardo et al. (2015) verificaram que um hidrogel afetou os FMA de forma indireta ao modificar as condições do solo e a dinâmica vegetal. Segundo os autores, após quatro anos de recuperação de uma área degradada utilizando um hidrogel comercial e cultivo de plantas nativas, a comunidade de FMA apresentou aumento da riqueza e diversidade, especialmente de táxons de Gigasporaceae. Em relação à colonização micorrízica, foram relatados efeitos diversos, com o hidrogel favorecendo a colonização micorrízica de forma indireta, por melhorar a retenção de água no solo (COSTA et al. 2021), ou redução da simbiose (RYDLOVÁ & PÜSCHEL, 2020).

Apesar da resiliência das comunidades de FMA à aplicação do HNP verificada neste estudo, análises da abundância relativa de espécies individuais de FMA indicam respostas específicas ao HNP. Por exemplo, *Glomus macrocarpum*, que manteve AR > 20 em todos os tratamentos, sofreu redução após o cultivo com catingueira em todos os tratamentos, mas na manijoba, sua resposta variou com o tipo de solo, ou seja, houve aumento no Argissolo e redução no Neossolo Quartzarênico após doses intermediárias (20 ml/l) e altas (40 ml/l) de HNP. Embora *G. macrocarpum* seja considerada uma espécie generalista, identificada com alta frequência em diversos ecossistemas (WINAGRASKI et al., 2019), independentemente da textura do solo e adaptada a diferentes sistemas de uso do solo e níveis de perturbação (AKER et al., 2022), a variação da AR verificada nesse estudo pode indicar que os efeitos do HNP sobre alguns FMA são mediados pela planta hospedeira e pelo tipo de solo.

Ao contrário do observado em *G. macrocarpum*, a AR de *A. scrobiculata* na rizosfera de ambas as espécies vegetais sofreu redução no Argissolo e aumento no Neossolo Quartzarênico, principalmente com adição de HNP (≥ 20 ml/l), evidenciando maior influência do ambiente edáfico na resposta de algumas espécies ao HNP. O comportamento de *A. scrobiculata* no Argissolo, após aplicação de HNP pode ser atribuída a uma possível retenção e persistência do fósforo nesse solo, resultando em condições menos favoráveis à simbiose micorrízica. Em contrapartida, o aumento da

abundância no Neossolo Quartzarênico sugere que a menor capacidade de retenção de nutrientes e a maior instabilidade edáfica favoreceram essa espécie, que é conhecida pela tolerância a ambientes mais oligotróficos e estressantes (SOUZA et al., 2005). Esses resultados mostram que, além das características do solo, é importante considerar as adaptações ecológicas das espécies de FMA ao interpretar os efeitos da aplicação de hidrogéis carregados de N e P.

O aumento significativo no número de glomerosporos após o cultivo de *C. pyramidale* com a adição de 20 ml/l de HNP, em comparação ao controle, pode ser explicado pelo aumento da AR de *Glomus* sp. Nesse tratamento, os níveis de P no solo ultrapassaram 230 mg/dm³. Alguns pesquisadores relatam que o aumento de aportes de P tende a reduzir a colonização micorrízica e influenciar a estrutura da comunidade de FMA (BREUILLIN et al., 2010; WANG et al., 2017). Neste estudo, o comportamento de *Glomus* sp. sugere que fungos desse gênero podem adotar a formação de glomerosporos como estratégia adaptativa em solos com altos níveis de fósforo, nos quais a colonização micorrízica possivelmente foi suprimida. Espécies de *Glomus*, incluindo outros representantes de Glomeraceae, são conhecidas por apresentar estratégia de vida “ruderal”, produzindo glomerosporos relativamente pequenos, mais rapidamente e em grande número, o que facilita sua dispersão no solo e aumenta as chances de colonização de novas plantas (CHAGNON et al., 2013).

A aplicação do HNP também pode ter influenciado a eficiência da extração de DNA das raízes. Em raízes de catingueira foi possível extrair maior concentração de DNA nos tratamentos controle, diferindo significativamente dos tratamentos suplementados com HNP. Essa diminuição pode estar associada a possíveis efeitos tóxicos ou estressores induzidos pelo HNP em concentrações mais elevadas. Hidrogéis contendo nutrientes, quando aplicado em altas doses, podem causar liberação excessiva de íons, que ao interagir com as células vegetais, podem afetar processos metabólicos essenciais, como a replicação do DNA, divisão celular e integridade das membranas celulares (CHEN et al., 2017; MA et al., 2010). Além disso, Yang et al. (2022) demonstraram que a liberação excessiva de P em curto prazo também pode reduzir comunidades microbianas associadas às raízes. Esses mecanismos podem ajudar a explicar a menor concentração de DNA extraído nas raízes de catingueira nos tratamentos com aplicação de HNP.

Por outro lado, a pureza de DNA (260/280) extraído das raízes de catingueira apresentou aumento com a adição de HNP, principalmente com 40 ml/l em Argissolo e 20 ml/l em Neossolo Quartzarênico. A maior pureza nesses tratamentos pode estar

associada à ação do HNP na redução da produção de compostos fenólicos pela planta. Compostos fenólicos podem reagir com o DNA durante a extração, formando complexos que tornam o DNA viscoso e marrom, dificultando a separação e digestão do DNA nuclear (DABO et al., 1993). Raízes de catingueira possuem coloração tipicamente escurecida, que pode estar associada à presença de compostos fenólicos, como taninos e flavonoides (SOUSA et al., 2021). Os extratos de DNA de raízes obtidos nos tratamentos com 40 ml/l de HNP visualmente mais transparentes em comparação com as raízes do tratamento controle, sustenta a ideia de que a aplicação do HNP interferiu na produção de metabólitos secundários pela planta, favorecendo a obtenção de DNA com maior pureza.

No experimento com maniçoba, a concentração de DNA extraído das raízes apresentou interação entre o tipo de solo e as doses de HNP, com maiores concentração no Argissolo sem HNP e no Neossolo Quartzarênico com 40 ml/l de HNP. O aumento expressivo da CTC no Argissolo após aplicação do HNP sugere uma possível retenção excessiva dos nutrientes disponibilizados que pode ter provocado efeitos tóxicos na planta, afetando a concentração de DNA das raízes. Por outro lado, no Neossolo Quartzarênico, que apresenta menor fração de coloides, o incremento observado em CTC pode ter melhorado a retenção de nutrientes sem promover saturação, favorecendo a atividade microbiana, conforme evidenciado pelas maiores concentrações de DNA. Embora esses resultados indiquem que a resposta da concentração de DNA nas raízes é influenciada pela interação entre o tipo de solo e as doses aplicadas, são necessários estudos adicionais para compreender os mecanismos que levaram a esse comportamento.

H3- A simbiose micorrízica e a composição das comunidades de FMA são influenciadas pelo hospedeiro vegetal, que modula seletivamente a colonização por táxons específicos.

A terceira hipótese, de que a simbiose micorrízica e a composição das comunidades de FMA são influenciadas pelo hospedeiro vegetal foi parcialmente validada pelos resultados. A PERMANOVA indicou que apenas no experimento com *M. carthagenensis*, no Argissolo, a comunidade de FMA apresentou alteração independente da aplicação do HNP. Essa variação pode indicar que, além do tipo de solo, mudanças nas comunidades de FMA também podem ser estimuladas em função do hospedeiro. Assim como a maniçoba, outras espécies do mesmo gênero, como

Manihot esculenta (mandioca) forma associações com diversos FMA, mas a relação com os simbiontes depende do contexto, podendo variar entre tipos de solo e a variedade cultivada (PEÑA-VENEGAS et al., 2019). Conforme sugerido por Torrecillas et al. (2012), os hospedeiros podem demonstrar certas preferências por táxons de FMA, selecionando aqueles que trazem benefícios específicos, como maior eficiência na aquisição de nutrientes ou maior tolerância a condições de estresse. Isso se alinha com os resultados obtidos, onde a maniçoba, cultivada no Argissolo pode ter selecionado táxons específicos de FMA, alterando a comunidade nativa.

A avaliação da abundância relativa de alguns táxons também pode revelar algumas tendências estimuladas pelos hospedeiros. Por exemplo, a redução da AR de *Glomus macrocarpum* no experimento com catingueira e seu aumento no experimento com maniçoba, no Argissolo, sugere que a resposta do fungo pode ser influenciada pelas características da planta hospedeira, bem como pelas condições edáficas. Além disso, o comportamento inverso de *Rhizoglomus* sp., que apresentou aumento da abundância relativa no experimento com catingueira e redução naquele com maniçoba, reforça a ideia de que as estratégias simbióticas variam entre os hospedeiros e os táxons de FMA. Essa divergência pode estar relacionada a diferenças na capacidade de cada planta em selecionar e favorecer determinados FMA, dependendo das necessidades nutricionais e das respostas ao ambiente edáfico (KIERS et al., 2011).

Embora a relação entre FMA e plantas hospedeiras seja geralmente considerada generalista, alguns estudos mostram que pode haver diferentes graus de preferência. Muneer et al. (2019) encontraram baixa especificidade em gramíneas de estepes da Mongólia, sugerindo uma estratégia mais generalista em ambientes com espécies de traços funcionais semelhantes. Por outro lado, Alguacil et al. (2011) observaram que plantas em áreas degradadas em um ambiente semiárido selecionaram comunidades distintas de FMA, indicando certa preferência. Yang et al. (2012) confirmaram esse padrão em escala global, mostrando que cerca de 60% dos táxons virtuais de FMA estão associados a ordens específicas de plantas. Além disso, Martínez-García et al. (2011) destacaram que tanto a identidade da planta quanto as condições locais influenciam a composição dos FMA, reforçando que a interação é moldada por fatores bióticos e abióticos.

Neste estudo, a detecção de *C. pellucida* por qPCR em todas as amostras de raízes de maniçoba sinaliza uma forte preferência ou compatibilidade dessa espécie de FMA com a maniçoba. Isso pode estar relacionado à produção de exsudatos

radiculares específicos que atraem ou favorecem essa espécie de FMA (HUGONI et al., 2018). Também foi visto que a detecção de *C. pellucida* nas raízes de catingueira ocorreu apenas nos tratamentos com maior dose de HNP (40 ml/l). A presença de inibidores da qPCR no DNA das raízes de catingueira nos tratamentos controle e com 20 ml/l de HNP pode ter afetado a detecção de *C. pellucida*, considerando que foi observada maior pureza nas amostras provenientes do tratamento com a maior dose (40 ml/l). Apesar disso, não se descarta a possibilidade de que o tratamento com 40 ml/l tenha favorecido tanto a integridade do material genético quanto a própria colonização da planta pelo FMA, uma vez que a disponibilidade de N e P pode influenciar a regulação da simbiose em função das necessidades dos hospedeiros (NOURI et al., 2014).

A maior detecção do *primer* GIM_CHS, que amplifica DNA de *Gigaspora margarita* e *Scutellospora calospora*, foi observada nas raízes de maniçoba cultivada no Neossolo Quartzarênico. De forma consistente, glomerosporos de *G. margarita* também foram encontrados em maior abundância nesse tipo de solo. Esse resultado reforça a afinidade de espécies pertencentes à ordem Gigasporales por ambientes de textura arenosa, como apontado por Vieira et al. (2020) e Lekberg et al. (2007). Embora os fungos da família Gigasporaceae, como *G. margarita*, sejam conhecidos por apresentar estratégia de colonização lenta e priorizarem o desenvolvimento de micélio extrarradicular (HART & READER, 2002), neste estudo foi observada uma tendência de redução na esporulação de *G. margarita* após o cultivo da maniçoba, mas com detecção frequente do DNA do fungo nas raízes. Isso sugere que, diante da presença do hospedeiro e das condições edáficas do Neossolo Quartzarênico, *G. margarita* pode ter redirecionado recursos para a formação de estruturas de colonização radicular, como forma de estabelecer e manter a simbiose. Esse comportamento reforça a plasticidade ecológica das espécies de Gigasporaceae que, apesar de apresentarem estratégia típica, podem modular o ciclo de vida de acordo com as condições ambientais e a presença do hospedeiro.

H4- A identificação tradicional combinada com a detecção molecular no solo e nas raízes permite revelar padrões complementares na distribuição de espécies de FMA na rizosfera e a participação na simbiose.

A detecção de táxons de FMA por meio de *primers* específicos pode funcionar como estratégia complementar aos métodos tradicionais, visando confirmar a identificação morfológica, além de apontar os táxons que estão colonizando as raízes

(REDECKER et al., 2003; BODENHAUSEN et al., 2021). No presente estudo, essa abordagem foi validada, embora os resultados evidenciem tanto o potencial quanto as limitações do método molecular via qPCR na detecção de FMA.

A elevada amplificação do *primer* CP_btub na detecção de *C. pellucida* exemplifica o potencial das ferramentas moleculares para estudos de diversidade e distribuição dos FMA. Esse *primer* apresentou alta sensibilidade, sendo capaz de detectar a espécie alvo nas raízes de maniçoba em 100% das amostras. Além disso, demonstrou elevada eficiência na amplificação do DNA do solo, especialmente no Neossolo Quartzarênico (94,4%), mesmo quando a abundância relativa da espécie, estimada pela morfologia dos glomerosporos, foi baixa. Esse resultado se assemelha aos achados de Gamper & Leuchtmann (2007), os quais demonstraram que o desenho de *primers* específicos permite detectar espécies com esporulação fraca e estruturas intraradiculares pouco evidentes, reforçando a importância da abordagem molecular para revelar a diversidade oculta.

Por outro lado, embora *A. scrobiculata* tenha sido identificada pela morfologia dos glomerosporos com alta frequência de ocorrência, o *primer* desenhado para essa espécie (AS_btub) não a detectou por qPCR nem no solo, e nem nas raízes, com exceção de apenas uma amostra de DNA da raiz de maniçoba. Esse resultado levanta questionamentos sobre as limitações da especificidade e sensibilidade de *primers* desenhados para algumas espécies de FMA. O sucesso de ensaios moleculares depende diretamente da qualidade e representatividade das sequências utilizadas na fase de desenho de *primers*. No entanto, bancos de dados públicos ainda são escassos e podem conter sequências mal classificadas para muitos FMA (ÖPIK, et al., 2010), comprometendo a precisão do desenho de *primers* específicos. Além disso, a sobreposição de características entre espécies morfologicamente semelhantes pode comprometer a identificação correta dos táxons de FMA, dificultando a interpretação dos resultados. Espécies de *Acaulospora* podem compor um complexo de espécies crípticas que, embora compartilhem traços morfológicos muito semelhantes, apresentam distinções genéticas (KRYUKOV et al. 2020; DA SILVA et al., 2022). Também vale destacar que apesar de não ser observado nos testes de especificidade in silico, presença de picos adicionais na curva de melting em todos os pares de primers indica que outras espécies fúngicas foram detectadas nas amostras de solo e provavelmente compartilham regiões de DNA conservadas com as espécies de FMA alvo.

Sclerocystis sinuosa também apresentou alta frequência de ocorrência pela identificação morfológica. No entanto, embora o *primer* SS_cox1, específico para esta espécie, não tenha amplificado nas raízes das plantas hospedeiras estudadas, foi eficiente em detectar a espécie-alvo no solo, tanto no Argissolo (33,3%), quanto no Neossolo Quartzarênico (55,5%). De forma semelhante, *G. macrocarpum* foi identificado pela morfologia dos glomerosporos com alta frequência de ocorrência, e o *primer* específico para esta espécie (GLM_HD2) também funcionou para detectá-la no solo (50% das amostras de Argissolo e 94,4% das amostras de Neossolo Quartzarênico); porém esta espécie foi detectada apenas nas raízes de maniçoba. A ausência de detecção nas raízes pode estar relacionada à baixa atividade simbiótica dessas espécies. Esses resultados se assemelham aos achados de Peña-Venegas et al. (2019) que ao investigarem a composição das comunidades de FMA em variedades de mandioca, observaram que algumas espécies comuns no solo foram pouco frequentes ou ausentes nas raízes, destacando que a presença do FMA no solo não garante colonização ou detecção eficiente nas raízes.

O *primer* GIM_CHS apresentou detecção em 66,6% das amostras de DNA do Argissolo e 77,7% das amostras de DNA do Neossolo Quartzarênico; além disso, foi capaz de detectar as espécies-alvo em diversas amostras de DNA das raízes tanto de maniçoba, quanto de catingueira. Vale destacar que esse *primer* foi originalmente desenhado para amplificar sequências específicas de *G. margarita*. No entanto, testes de especificidade *in silico* indicaram que esse *primer* também tem potencial para amplificar DNA de *Scutellospora calospora*. Assim, a detecção do *primer* nas raízes pode refletir a presença de uma ou ambas as espécies, dificultando a atribuição exata do táxon. Apesar dessa limitação, ambas as espécies pertencem à ordem Gigasporales, e a detecção consistente do *primer* nas raízes das plantas estudadas sugere que representantes desse grupo estão ativamente colonizando as raízes nas diferentes condições edáficas avaliadas. Essa colonização pode ter implicações relevantes para o crescimento e a nutrição das plantas; Ma et al. (2007) demonstraram que a colonização por *G. margarita* foi altamente benéfica para o desenvolvimento de uma gramínea (*Miscanthus sinensis*) promovendo aumentos significativos na biomassa, além de favorecer a absorção de nutrientes, como N e P, especialmente em solos com adição de matéria orgânica. Além disso, considerando que os solos estudados apresentam características físico-químicas distintas, a ampla detecção do *primer* GIM_CHS indica que os fungos detectados possuem plasticidade ecológica e

capacidade de colonizar plantas sob diferentes condições de solo, o que reforça seu papel funcional nos ecossistemas onde maniçoba e catingueira se desenvolvem.

É importante destacar que apesar das vantagens, a detecção de determinadas espécies por PCR não necessariamente indica que estão atuando funcionalmente na simbiose. Kaur et al. (2022) demonstraram que, embora FMA colonizem raízes, os efeitos no crescimento vegetal e na absorção de P podem ser variados, dependendo da espécie de FMA. Além disso, como discutido por Van Der Heijden & Scheublin (2007), a diversidade molecular nem sempre corresponde à diversidade funcional, pois diferentes espécies podem desempenhar funções semelhantes, enquanto isolados da mesma espécie também podem variar funcionalmente.

Ainda assim, a estratégia molecular baseada em *primers* específicos permite uma triagem eficiente de linhagens potencialmente promissoras. Por exemplo, Alkan et al. (2004) demonstraram que, usando *primers* específicos para *Rhizophagus intraradices*, é possível quantificar a colonização micorrízica, mesmo em níveis extremamente baixos, com forte correlação com a quantificação por microscopia. Isso pode ser interpretado como indicativo positivo, considerando que gêneros de FMA, como *Rhizophagus*, *Funneliformis* e *Glomus*, são frequentemente associados a maior eficiência na aquisição de fósforo e a melhorias no crescimento e na tolerância das plantas ao estresse (ADEYEMI et al., 2021; BALLIU et al., 2015). Assim, a detecção recorrente de táxons específicos em raízes de espécies de interesse agrícola, por meio de *primers* direcionados, pode indicar comunidades micorrízicas com alto potencial benéfico.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os elevados níveis de fósforo no solo, observados nos tratamentos com HNP (20 ml/l e 40 ml/l), indicam a necessidade de ajustes na concentração do hidrogel, a fim de evitar possíveis efeitos negativos sobre as plantas e o solo. A curto prazo, as doses de HNP não trazem impacto significativo na composição das comunidades de FMA, sugerindo que os fungos nativos sejam resilientes às alterações químicas do solo, induzidas pelo insumo.

A representatividade dos gêneros *Acaulospora* e *Glomus*, mantendo a dominância mesmo após os tratamentos com HNP, reforça a adaptabilidade e importância ecológica desses fungos.

O tipo de solo exerce influência determinante sobre a estrutura das comunidades de FMA. O Neossolo Quartzarênico apresenta menor abundância de glomerosporos e favorece a ocorrência de táxons pertencentes à ordem Gigasporales, enquanto o Argissolo proporciona condições mais favoráveis ao desenvolvimento dos FMA, resultando em maior abundância de glomerosporos e predominância de espécies da ordem Glomerales.

A eficiência dos *primers* GIM_CHS e CP_btub na amplificação de regiões do DNA extraído das raízes indica a viabilidade da metodologia adotada em detectar a presença de táxons específicos de FMA em raízes. O *primer* CP_btub, específico para *Cetraspora pellucida*, revela forte associação dessa espécie com a maniçoba, enquanto a detecção nas raízes de catingueira, nas condições deste estudo, é favorecida apenas quando um volume elevado de HNP é aplicado ao solo.

Este é o primeiro estudo conhecido que avalia os efeitos de um hidrogel contendo N e P em comunidades de FMA associadas a espécies vegetais da Caatinga. Contudo, ainda é necessário aprofundar os estudos, com abordagens mais amplas e em diferentes contextos, para compreender melhor as possíveis respostas das comunidades de FMA à aplicação desses novos insumos a longo prazo e avaliar seus potenciais impactos ecológicos e agronômicos.

REFERÊNCIAS

- ADEYEMI, N. O.; ATAYESE, M. O.; SAKARIYAWO, O. S.; AZEEZ, J. O.; RIDWAN, M. Arbuscular mycorrhizal fungi species differentially regulate plant growth, phosphorus uptake and stress tolerance of soybean in lead contaminated soil. **Journal of Plant Nutrition**, v. 44, n. 11, p. 1633-1648, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1080/01904167.2021.1871748>
- AKER, A. M.; CAPRONI, A. L.; BERBARA, R. L. L.; GRANHA, J. R. D. D. O.; SILVA, C. F. D.; PEREIRA, M. G. Arbuscular mycorrhizal fungi in the cerrado biome: Effects of land use system, soil texture, and seasonality. **Revista Caatinga**, v. 35, n. 1, p. 170-180, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1590/1983-21252022v35n117rc>
- ALBERS, C. N.; JENSEN, A.; BÆLUM, J.; JACOBSEN, C. S. Inhibition of DNA polymerases used in Q-PCR by structurally different soil-derived humic substances. **Geomicrobiology Journal**, v. 30, n. 8, p. 675-681, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1080/01490451.2012.758193>
- ALGUACIL, M. M.; TORRES, M. P.; TORRECILLAS, E.; DÍAZ, G.; ROLDÁN, A. Plant type differently promote the arbuscular mycorrhizal fungi biodiversity in the rhizosphere after revegetation of a degraded, semiarid land. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 43, n. 1, p. 167-173, 2011. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2010.09.029>
- AL-HINAI, A.; JANKE, R.; SIEVERDING, E.; FAROOQ, M.; MENEZES-BLACKBURN, D. Identification and characterization of native arbuscular mycorrhizal fungi in plants growing under organic and conventional farming conditions in Oman. **Soil & Environmental Health**, v. 3, n. 2, p. 100140, 2025. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.seh.2025.100140>
- AL-HUMAID, A. I.; MOFTAH, A. E. Effects of hydrophilic polymer on the survival of buttonwood seedlings grown under drought stress. **Journal of Plant Nutrition**, v. 30, n. 1, p. 53-66, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1080/01904160601054973>
- ALKAN, N.; GADKAR, V.; COBURN, J.; YARDEN, O.; KAPULNIK, Y. Quantification of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* in host tissue using real-time polymerase chain reaction. **New Phytologist**, v. 161, n. 3, p. 877-885, 2004. DOI: <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2004.00975.x>
- ALSUNUSE, B. T.; AL-ANI, M. A.; FAITURI, M. Y.; ASHILENJE, D. S.; ALAWAMI, A. A.; STAHL, P. D. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and phosphorus uptake of maize (*Zea mays* L.) at different levels of soil phosphorus and soil moisture. **Journal of Dryland Agriculture**, v. 7, n. 3, p. 22-33, 2021. DOI: <https://doi.org/10.5897/JODA2020.0063>
- ARAÚJO, G. G. L.; JUNIOR, E. V. H.; OLIVEIRA, M. C. Alimentação de caprinos e ovinos no Semi-Árido: alternativas e potenciais. **O Berro**, n. 87, p. 52-60, 2006. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/156551> Acesso em: 20 out. 2024

AUGÉ, R. M.; STODOLA, A. J.; TIMS, J. E.; SAXTON, A. M. Moisture retention properties of a mycorrhizal soil. **Plant and Soil**, v. 230, p. 87-97, 2001. DOI: <https://doi.org/10.1023/A:1004891210871>

BADRI, A.; STEFANI, F. O.; LACHANCE, G.; ROY-ARCAND, L.; BEAUDET, D.; VIALLE, A.; HIJRI, M. Molecular diagnostic toolkit for *Rhizophagus irregularis* isolate DAOM-197198 using quantitative PCR assay targeting the mitochondrial genome. **Mycorrhiza**, v. 26, n. 7, p. 721–733, 2016. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-016-0708-1>

BALLIU, A.; SALLAKU, G.; REWALD, B. AMF inoculation enhances growth and improves the nutrient uptake rates of transplanted, salt-stressed tomato seedlings. **Sustainability**, v. 7, n. 12, p. 15967-15981, 2015. DOI: <https://doi.org/10.3390/su71215799>

BIDARTONDO, M. I. The evolutionary ecology of myco-heterotrophy. **New Phytologist**, v. 167, n. 2, p. 335-352, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2005.01429.x>

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

BODENHAUSEN, N.; DESLANDES-HEROLD, G.; WAECHLI, J.; HELD, A.; VAN DER HEIJDEN, M. G.; SCHLAEPPI, K. Relative qPCR to quantify colonization of plant roots by arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycorrhiza**, v. 31, n. 2, p. 137–148, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-020-01014-1>

BREUILLIN, F.; SCHRAMM, J.; HAJIREZAEI, M.; AHKAMI, A.; FAVRE, P.; DRUEGE, U. et al. Phosphate systemically inhibits development of arbuscular mycorrhiza in *Petunia hybrida* and represses genes involved in mycorrhizal functioning. **The Plant Journal**, v. 64, n. 6, p. 1002–1017, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-313X.2010.04385.x>

BRUNDRETT, M. C.; TEDERSOO, L. Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. **New Phytologist**, v. 220, n. 4, p. 1108-1115, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1111/nph.14976>

CAMELO FILHO, J. V. A dinâmica política, econômica e social do rio São Francisco e do seu vale. **Revista do Departamento de Geografia**, v. 17, p. 83-93, 2005. DOI: <https://doi.org/10.7154/RDG.2005.0017.0006>

CARENHO, R.; TRUFEM, S. F. B.; BONONI, V. L. R.; SILVA, E. S. The effect of different soil properties on arbuscular mycorrhizal colonization of peanuts, sorghum and maize. **Acta Botanica Brasilica**, v. 21, p. 723-730, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-33062007000300018>

CHAGNON, P. L.; BRADLEY, R. L.; MAHERALI, H.; KLIRONOMOS, J. N. A trait-based framework to understand life history of mycorrhizal fungi. **Trends in Plant Science**, v. 18, n. 9, p. 484-491, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2013.05.001>

CHEN, X.; HUANG, L.; MAO, X.; LIAO, Z.; HE, Z. A comparative study of the cellular microscopic characteristics and mechanisms of maize seedling damage from

superabsorbent polymers. **Pedosphere**, v. 27, n. 2, p. 274–282, 2017. DOI: [https://doi.org/10.1016/S1002-0160\(17\)60305-9](https://doi.org/10.1016/S1002-0160(17)60305-9)

COFRÉ, N.; GRILLI, G.; MARRO, N.; VIDELA, M.; URCELAY, C. Morphological spore-based characterisation and molecular approaches reveal comparable patterns in glomeromycotan communities. **Mycorrhiza**, v. 35, n. 2, p. 19, 2025. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-025-01198-4>

COSTA, M. C. G.; VASCONCELOS, M. R. A.; PONTES FILHO, R. A.; LIMA, L. A.; MELO, J. L. M.; MENDES FILHO, P. F. Strategies that favor mycorrhization in the reforestation of a disturbed area in the Semiarid region. **Floresta**, v. 51, n. 3, 2021. DOI: <https://doi.org/10.5380/rf.v51i3.72501>

CUNHA, T. J. F.; SILVA, F. H. B. B.; SILVA, M. S. L.; GIONGO, V.; SÁ, I. B.; NETO, M. B. O.; CAVALCANTI, A. C. **Solos do Submédio do Vale do São Francisco: potencialidades e limitações para uso agrícola**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2008. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/161560> Acesso em: 20 out. 2024

DA SILVA, G. A.; DE ASSIS, D. M. A.; SIEVERDING, E.; OEHL, F. Four new families of arbuscular mycorrhizal fungi within the order Glomerales. **Taxonomy**, v. 4, n. 4, p. 761-779, 2024. DOI: <https://doi.org/10.3390/taxonomy4040041>

DA SILVA, I. R.; DE SOUZA, F. A.; DA SILVA, D. K. A.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Patterns of arbuscular mycorrhizal fungal distribution on mainland and island sandy coastal plain ecosystems in Brazil. **Microbial Ecology**, v. 74, p. 654–669, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00248-017-0979-x>

DA SILVA, K. J.; FERNANDES, J. A.; MAGURNO, F.; LEANDRO, L.; GOTO, B. T.; THEODORO, R. C. Phylogenetic review of *Acaulospora* (Diversisporales, Glomeromycota) and the homoplastic nature of its ornamentations. **Journal of Fungi**, v. 8, n. 9, p. 892, 2022. DOI: <https://doi.org/10.3390/jof8090892>

DABO, S. M.; MITCHELL, E. D.; MELCHER, U. A method for the isolation of nuclear DNA from cotton (*Gossypium*) leaves. **Analytical Biochemistry**, v. 210, n. 1, p. 34-38, 1993. DOI: <https://doi.org/10.1006/abio.1993.1146>

DE CASTRO, O.; AVINO, M.; DI MAIO, A.; MENALE, B.; GUIDA, M. Sanger and next generation sequencing in the characterisation of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) in *Pancratium maritimum* L. (Amaryllidaceae), a representative plant species of Mediterranean sand dunes. **Planta**, v. 248, n. 6, p. 1443–1453, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00425-018-2981-z>

DIAGNE, N.; NGOM, M.; DJIGHALY, P. I.; FALL, D.; HOCHER, V.; SVISTOONOFF, S. Roles of arbuscular mycorrhizal fungi on plant growth and performance: Importance in biotic and abiotic stressed regulation. **Diversity**, v. 12, n. 10, p. 370, 2020. DOI: <https://doi.org/10.3390/d12100370>

EL IDRISSE, A.; DARDARI, O.; METOMO, F. N. N. N.; ESSAMLALI, Y.; AKIL, A.; AMADINE, O.; et al. Effect of sodium alginate-based superabsorbent hydrogel on tomato growth under different water deficit conditions. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 253, p. 127229, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.127229>

EL IDRISSE, A.; TAYI, F.; DARDARI, O.; ESSAMLALI, Y.; JIOUI, I.; AYOUCHE, I.; et al. Urea-rich sodium alginate-based hydrogel fertilizer as a water reservoir and slow-release N carrier for tomato cultivation under different water-deficit levels. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 272, p. 132814, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2024.132814>

EMBRAPA TERRITORIAL. **Sistema de Inteligência Territorial Estratégica do Bioma Caatinga**. Campinas, 2022. Disponível em: <https://www.embrapa.br/bioma-caatinga> Acesso em: 2 jul. 2024.

EMBRAPA. **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. 2. ed. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2009. Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/330496> Acesso em: 28 nov. 2024.

EMBRAPA. **Manual de métodos de análise de solo**. 3. ed. Brasília, DF, 2017. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/181717/1/Manual-de-Metodos-de-Analise-de-Solo-2017.pdf> Acesso em: 28 nov. 2024.

EMBRAPA. **Quartizarênicos**, 2021. Disponível em: <https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/tematicas/bioma-caatinga/solos/neossolos/quartizarenicos> Acesso em: 28 fev. 2024.

EMBRAPA. **Região Nordeste**, 2024. Disponível em: [https://www.embrapa.br/contando-ciencia/regiao-nordeste#:~:text=A%20regi%C3%A3o%20Nordeste%20%C3%A9%20composta,%20e%20Bahia%20\(BA\)](https://www.embrapa.br/contando-ciencia/regiao-nordeste#:~:text=A%20regi%C3%A3o%20Nordeste%20%C3%A9%20composta,%20e%20Bahia%20(BA)) Acesso em: 16 out. 2024.

FAJARDO, L.; LOVERA, M.; ARRINDELL, P.; AGUILAR, V. H.; HASMY, Z.; CUENCA, G. Morphotype-based characterization of arbuscular mycorrhizal fungal communities in a restored tropical dry forest, Margarita island-Venezuela. **Revista de Biología Tropical**, v. 63, n. 3, p. 859-870, 2015. DOI: <https://doi.org/10.15517/rbt.v63i3.15940>

FROSI, G.; BARROS, V. A.; OLIVEIRA, M. T.; SANTOS, M.; RAMOS, D. G.; MAIA, L. C., Santos, M. G. Symbiosis with AMF and leaf Pi supply increases water deficit tolerance of woody species from seasonal dry tropical forest. **Journal of Plant Physiology**, v. 207, p. 84–93, 2016. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2016.11.002>

FROSI, G.; BARROS, V. A.; OLIVEIRA, M. T.; SANTOS, M.; RAMOS, D. G.; MAIA, L. C.; SANTOS, M. G. Arbuscular mycorrhizal fungi and foliar phosphorus inorganic supply alleviate salt stress effects in physiological attributes, but only arbuscular mycorrhizal fungi increase biomass in woody species of a semiarid environment. **Tree Physiology**, v. 38, n. 1, p. 25-36, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1093/treephys/tpx105>

GAEM, P.H. **Cenostigma in Flora do Brasil 2020**, 2020. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil2020.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB606076> Acesso em: 12 jan. 2024

GAMPER, H.; LEUCHTMANN, A. Taxon-specific PCR primers to detect two inconspicuous arbuscular mycorrhizal fungi from temperate agricultural grassland. **Mycorrhiza**, v. 17, p. 145-152, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-006-0092-3>

GERDEMANN, J. W.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British**

Mycological Society, v. 46, n. 2, p. 235–244, 1963. DOI: <https://doi.org/10.5555/19631902431>

GIULIETTI, A. M.; NETA, A. L. B.; CASTRO, A. A. J. F.; GAMARRA-ROJAS, C. F. L.; SAMPAIO, E. V. S. B.; VIRGÍNIO, J. F. et al. Diagnóstico da vegetação nativa do bioma Caatinga. In: SILVA, J. M. C.; TABARELLI, M.; FONSECA, M. T.; LINS, L. V. **Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação**. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2004. p. 47-90.

GLOBAL BIODIVERSITY INFORMATION FACILITY – GBIF. ***Manihot carthagenensis* (Jacq.) Müll.Arg.: metrics**. Disponível em: <https://www.gbif.org/species/4930698/metrics> Acesso em: 21 abr. 2025.

GONG, X.; TIAN, D. Q. Study on the effect mechanism of Arbuscular Mycorrhiza on the absorption of heavy metal elements in soil by plants. In: **IOP Conference Series: Earth and Environmental Science**, v. 267, n. 5, p. 052064. IOP Publishing, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1088/1755-1315/267/5/052064>

GUARDIOLA-MÁRQUEZ, C. E.; PACHECO, A.; MORA-GODÍNEZ, S.; SCHÜßLER, A.; GRADILLA-HERNÁNDEZ, M. S.; SENÉS-GUERRERO, C. *Septoglomus* species dominate the arbuscular mycorrhiza of five crop plants in an arid region of northern Mexico. **Symbiosis**, v. 87, n. 2, p. 93-106, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13199-022-00851-2>

HAMMER, E. C.; NASR, H.; WALLANDER, H. Effects of different organic materials and mineral nutrients on arbuscular mycorrhizal fungal growth in a Mediterranean saline dryland. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 43, n. 11, p. 2332–2337, 2011. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2011.07.004>

HART, M. M.; READER, R. J. Taxonomic basis for variation in the colonization strategy of arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 153, n. 2, p. 335-344, 2002. DOI: <https://doi.org/10.1046/j.0028-646X.2001.00312.x>

HELLER, W. P.; CARRARA, J. E. Multiplex qPCR assays to distinguish individual species of arbuscular mycorrhizal fungi from roots and soil. **Mycorrhiza**, v. 32, n. 2, p. 155–164, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-022-01069-2>

HONORATO, A. D. C.; OLIVEIRA, J. R. G. D.; PASSOS, A. M.; YANO-MELO, A. M. Mycorrhizal Inoculation on the Production of Seedlings of Native Caatinga Species. **Floresta e Ambiente**, v. 27, n. 2, e20171240, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1590/2179-8087.124017>

HUGONI, M.; LUIS, P.; GUYONNET, J.; HAICHAR, F. E. Z. Plant host habitat and root exudates shape fungal diversity. **Mycorrhiza**, v. 28, n. 5, p. 451-463, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-018-0857-5>

JAMIOŁKOWSKA, A.; KSIEŻNIAK, A.; GAŁĄZKA, A.; HETMAN, B.; KOPACKI, M.; SKWARYŁO-BEDNARZ, B. Impact of abiotic factors on development of the community of arbuscular mycorrhizal fungi in the soil: a review. **International Agrophysics**, v. 32, n. 1, p. 133-140, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1515/intag-2016-0090>

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, v. 48, p. 692, 1964. DOI: <https://doi.org/10.5555/19650801105>

KAUR, S.; CAMPBELL, B. J.; SUSEELA, V. Root metabolome of plant–arbuscular mycorrhizal symbiosis mirrors the mutualistic or parasitic mycorrhizal phenotype. **New Phytologist**, v. 234, n. 2, p. 672-687, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1111/nph.17994>

KIERS, E. T.; DUHAMEL, M.; BEESETTY, Y.; MENSAH, J. A.; FRANKEN, O.; VERBRUGGEN et al. Reciprocal rewards stabilize cooperation in the mycorrhizal symbiosis. **Science**, v. 333, n. 6044, p. 880-882, 2011. DOI: <https://doi.org/10.1126/science.1208473>

KLIRONOMOS, J. N.; HART, M. M. Colonization of roots by arbuscular mycorrhizal fungi using different sources of inoculum. **Mycorrhiza**, v. 12, p. 181-184, 2002. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-002-0169-6>

KÖNIG, S.; WUBET, T.; DORMANN, C. F.; HEMPEL, S.; RENKER, C.; BUSCOT, F. TaqMan real-time PCR assays to assess arbuscular mycorrhizal responses to field manipulation of grassland biodiversity: effects of soil characteristics, plant species richness, and functional traits. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 76, n. 12, p. 3765–3775, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1128/AEM.02951-09>

KRYUKOV, A. A.; GORBUNOVA, A. O.; MACHS, E. M.; MIKHAYLOVA, Y. V.; RODIONOV, A. V.; ZHURBENKO, P. M.; YURKOV, A. P. Perspectives of using Illumina MiSeq for identification of arbuscular mycorrhizal fungi. **Vavilov Journal of Genetics and Breeding**, v. 24, n. 2, p. 158, 2020. DOI: <https://doi.org/10.18699/VJ19.38-o>

KUMARI, S. M. P.; PRABINA, B. J. Protection of tomato, *Lycopersicon esculentum* from wilt pathogen, *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* by arbuscular mycorrhizal fungi, *Glomus* sp. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 8, n. 4, p. 1368-1378, 2019. DOI: <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2019.804.159>

LAUBER, C. L.; STRICKLAND, M. S.; BRADFORD, M. A.; FIERER, N. The influence of soil properties on the structure of bacterial and fungal communities across land-use types. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 40, n. 9, p. 2407-2415, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2008.05.021>

LEAL, I. R.; DA SILVA, J. M. C.; TABARELLI, M.; LACHER JR, T. E. Changing the course of biodiversity conservation in the Caatinga of northeastern Brazil. **Conservation Biology**, v. 19, n. 3, p. 701-706, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2005.00703.x>

LEAL, I. R.; TABARELLI, M.; DA SILVA, J. M. C. (Eds.). **Ecologia e Conservação da Caatinga**. Recife: Editora Universitária UFPE, 2003.

LEE, J.; LEE, S.; YOUNG, J. P. W. Improved PCR primers for the detection and identification of arbuscular mycorrhizal fungi. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 65, n. 2, p. 339–349, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1574-6941.2008.00531.x>

LEKBERG, Y. L. V. A.; KOIDE, R. T.; ROHR, J. R.; ALDRICH-WOLFE, L. A. U. R. A.; 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. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2745.2006.01193.x>

LIU, J.; ZHANG, J.; LI, D.; XU, C.; XIANG, X. Differential responses of arbuscular mycorrhizal fungal communities to mineral and organic fertilization. **Microbiology Open**, v. 9, n. 1, e00920, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1002/mbo3.920>

LUGINBUEHL, L. H.; MENARD, G. N.; KURUP, S.; VAN ERP, H.; RADHAKRISHNAN, G. V.; BREAKSPEAR, A.; OLDROYD G. E. D.; EASTMOND, P. J. Fatty acids in arbuscular mycorrhizal fungi are synthesized by the host plant. **Science**, v. 356, n. 6343, p. 1175-1178, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1126/science.aan0081>

M'BARKI, N.; CHEHAB, H.; AISSAOUI, F.; DABBAGHI, O.; ATTIA, F.; MAHJOUB, Z.; et al. Effects of mycorrhizal fungi inoculation and soil amendment with hydrogel on leaf anatomy, growth and physiology performance of olive plantlets under two contrasting water regimes. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 40, p. 1–10, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11738-018-2692-x>

MA, N.; YOKOYAMA, K.; MARUMOTO, T. Effect of peat on mycorrhizal colonization and effectiveness of the arbuscular mycorrhizal fungus *Gigaspora margarita*. **Soil Science and Plant Nutrition**, v. 53, n. 6, p. 744-752, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1747-0765.2007.00204.x>

MA, X.; GEISER-LEE, J.; DENG, Y.; KOLMAKOV, A. Interactions between engineered nanoparticles (ENPs) and plants: phytotoxicity, uptake and accumulation. **Science of the Total Environment**, v. 408, n. 16, p. 3053-3061, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2010.03.031>

MAIA, G. N. **Caatinga: árvores e arbustos e suas utilidades**. 1. ed. Fortaleza: Leitura & Arte, 2004.

MAIA, L. C.; PASSOS, J. H.; SILVA, J. A.; OEHL, F.; ASSIS, D. M. A. Species diversity of Glomeromycota in Brazilian biomes. **Sydowia**, v. 72, p. 181-205, 2020. DOI: <https://doi.org/10.12905/0380.sydowia72-2020-0181>

MANTER, D. K.; VIVANCO, J. M. Use of the ITS primers, ITS1F and ITS4, to characterize fungal abundance and diversity in mixed-template samples by qPCR and length heterogeneity analysis. **Journal of Microbiological Methods**, v. 71, n. 1, p. 7–14, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.mimet.2007.06.016>

MARENGO, J. A. Vulnerabilidade, impactos e adaptação à mudança do clima no semiárido do Brasil. **Parcerias Estratégicas**, v. 27, p. 149-175, 2008.

MARINHO, F.; OEHL, F.; DA SILVA, I. R.; COYNE, D.; DA NOBREGA VERAS, J. S.; MAIA, L. C. High diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in natural and anthropized sites of a Brazilian tropical dry forest (Caatinga). **Fungal Ecology**, v. 40, p. 82-91, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2018.11.014>

MARQUES, F. A.; NASCIMENTO, A. F.; ARAUJO FILHO, J. C.; SILVA, A. B. **Solos do Nordeste**. Brasília: EMBRAPA, 2014.

MARSHALL, O. J. PerlPrimer: cross-platform, graphical primer design for standard, bisulphite and real-time PCR. **Bioinformatics**, v. 20, n. 15, p. 2471-2472, 2004. DOI: <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/bth254>

MARTIN, F. M.; VAN DER HEIJDEN, M. G. The mycorrhizal symbiosis: research frontiers in genomics, ecology, and agricultural application. **New Phytologist**, v. 242, n. 4, p. 1486-1506, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1111/nph.19541>

MARTÍNEZ-GARCÍA, L. B.; PUGNAIRE, F. I. Arbuscular mycorrhizal fungi host preference and site effects in two plant species in a semiarid environment. **Applied Soil Ecology**, v. 48, n. 3, p. 313-317, 2011. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2011.04.003>

MARTINS, M.L.L.; ORLANDINI, P.; MENDOZA F., J.M.; SILVEIRA, T.C. *Manihot* in **Flora e Funga do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <https://floradobrasil.jbrj.gov.br/FB29288> Acesso em: 21 abr. 2025

MATHUR, S.; JAJOO, A. Arbuscular mycorrhizal fungi protects maize plants from high temperature stress by regulating photosystem II heterogeneity. **Industrial Crops and Products**, v. 143, p. 111934. 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.111934>

MEHROTRA, V. S. Mycorrhiza: a premier biological tool for managing soil fertility. In: **Mycorrhiza: role and applications**. New Delhi: Allied Publishers Pvt. Limited, 2005. p. 1-65.

MERGULHÃO, A. C. D. 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. 24, p. 1052-1061, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-33062010000400020>

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE E MUDANÇA DO CLIMA. **Caatinga**, 2022. Disponível em: <https://www.gov.br/mma/pt-br/assuntos/biodiversidade-e-ecossistemas/ecossistemas/biomas/caatinga> Acesso em: 3 jul. 2024.

MOURA, M. S. B.; GALVINCIO, J. D.; BRITO, L. T. L.; SOUZA, L. S. B.; SÁ, I. I. S.; SILVA, T. G. F. Clima e água de chuva no Semi-Árido. In: BRITO, L.T.L., MOURA, M.S.B., GAMA, G.F.B. **Potencialidades da água de chuva no Semi-Árido brasileiro**. Petrolina. Embrapa Semi-Árido. 2007. p. 37-59

MUMMEY, D. L.; RILLIG, M. C. Evaluation of LSU rRNA-gene PCR primers for analysis of arbuscular mycorrhizal fungal communities via terminal restriction fragment length polymorphism analysis. **Journal of Microbiological Methods**, v. 70, n. 1, p. 200–204, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.mimet.2007.04.002>

MUNEER, M. A.; WANG, Z.; JING, Z.; ZHOU, X.; WANG, P.; LI, L.; JI, B. Low host specificity of arbuscular mycorrhizal fungi associated with dominant steppe plants in Inner Mongolia. **Applied Ecology & Environmental Research**, v. 17, n. 5, p. 11751-11763, 2019. DOI: http://dx.doi.org/10.15666/aeer/1705_1207312089

NASCIMENTO, J. M.; MORAES, T. A.; SILVA, E. M.; MELO, N. F.; YANO-MELO, A. M. Crescimento de plantas de *Bauhinia cheilanta* micorrizadas em dois tipos de solo

do bioma Caatinga. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 9, n. 4, p. 570-576, 2014. DOI: <https://doi.org/10.5039/agraria.v9i4a4560>

NOGUEIRA, M. A.; CARDOSO, E. J. B. N. Mycorrhizal effectiveness and manganese toxicity in soybean as affected by soil type and endophyte. **Scientia Agricola**, v. 60, p. 329-335, 2003. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0103-90162003000200018>

NOURI, E.; BREUILLIN-SESSOMS, F.; FELLER, U.; REINHARDT, D. Phosphorus and nitrogen regulate arbuscular mycorrhizal symbiosis in *Petunia hybrida*. **PloS One**, v. 9, n. 3, p. e90841, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0127472>

OEHL, F.; SIEVERDING, E.; PALENZUELA, J.; INEICHEN, K.; DA SILVA, G. A. Advances in Glomeromycota taxonomy and classification. **IMA Fungus**, v. 2, p. 191–199, 2011. DOI: <https://doi.org/10.5598/imafungus.2011.02.02.10>

OLIVEIRA, J. R. G. D.; MELO, N. F. D.; YANO-MELO, A. M. Inoculação com fungos micorrízicos promove desenvolvimento de *Pseudobombax simplicifolium* S. Robyns durante a fase de aclimatização. **Hoehnea**, v. 50, e442022, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1590/2236-8906e442022>

ÖPIK, M.; VANATOA, A.; VANATOA, E.; MOORA, M.; DAVISON, J.; KALWIJ, J. M.; REIER, Ü.; ZOBEL, M. The online database MaarjAM reveals global and ecosystemic distribution patterns in arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). **New Phytologist**, v. 188, n. 1, p. 223-241, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03334.x>

ÖPIK, M.; ZOBEL, M.; CANTERO, J. J.; DAVISON, J.; FACELLI, J. M.; HIIESALU, I.; JAIRUS, T.; KALWIJ, J. M.; KOOREM, K.; LEAL, M. E.; LIIRA, J.; METSIS, M.; NESHATAEVA, V.; PAAL, J.; PHOSRI, C.; PÕLME, S.; REIER, Ü.; SAKS, Ü.; SCHIMANN, H.; THIÉRY, O.; VASAR, M.; MOORA, M. Global sampling of plant roots expands the described molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycorrhiza**, v. 23, p. 411-430, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-013-0482-2>

PEÑA-VENEGAS, C. P.; KUYPER, T. W.; DAVISON, J.; JAIRUS, T.; VASAR, M.; STOMPH, T. J.; STRUIK, P. C.; ÖPIK, M. Distinct arbuscular mycorrhizal fungal communities associate with different manioc landraces and Amazonian soils. **Mycorrhiza**, v. 29, p. 263-275, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-019-00891-5>

PEREIRA-FILHO, J. M.; BAKKE, O. A.; SILVA, D. S.; BAKKE, I. A.; CARVALHO, F. C. *Poincianella pyramidalis*: Catingueira. In: CORADIN, L.; CAMILLO, J.; PAREYN, F. G. C. (Ed.). **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro: Região Nordeste**. Brasília, DF: MMA, 2018. Cap. 5, p. 598-605 il. color.

PETTINELLI, N.; SABANDO, C.; RODRÍGUEZ-LLAMAZARES, S.; BOUZA, R.; CASTAÑO, J.; VALVERDE, J. C.; RECIO-SÁNCHEZ, G. Sodium alginate-g-polyacrylamide hydrogel for water retention and plant growth promotion in water-deficient soils. **Industrial Crops and Products**, v. 222, p. 119759, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2024.119759>

PONTES, J. S.; OEHL, F.; MARINHO, F.; COYNE, D.; SILVA, D. K. A. D.; YANO-MELO, A. M.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Brazil's Caatinga

and experimental agroecosystems. **Biotropica**, v. 49, n. 3, p. 413-427, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1111/btp.12436>

PRADO, D. As caatingas da América do Sul. In: LEAL I. R.; TABARELLI M.; SILVA J. M. C. (Eds) **Ecologia e conservação da Caatinga**. Recife: Editora Universitária da UFPE, 2003. p. 3-73

QUEIROZ, M. B. D.; LEROY, J. A. S.; GOMES, S. R. B. S.; FIÚZA, P. O.; GOTO, B. T. Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota) species inhabiting sediments of lentic and lotic Brazilian ecosystems: addition of new global records for aquatic condition. **Nova Hedwigia**, v. 115, n. 1-2, p. 227-251, 2022. DOI: https://doi.org/10.1127/nova_hedwigia/2022/0701

R CORE TEAM. R: **A Language and Environment for Statistical Computing**. Vienna: R Foundation for Statistical Computing, 2024. Disponível em: <https://www.R-project.org/>. Acesso em 10 dez. 2024

REDECKER, D.; HIJRI, I.; WIEMKEN, A. Molecular identification of arbuscular mycorrhizal fungi in roots: perspectives and problems. **Folia Geobotanica**, v. 38, p. 113-124, 2003. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02803144>

RILLIG, M. C.; AGUILAR-TRIGUEROS, C. A.; BERGMANN, J.; VERBRUGGEN, E.; VERESOGLOU, S. D.; LEHMANN, A. Plant root and mycorrhizal fungal traits for understanding soil aggregation. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1385-1388, 2015. Disponível em: <https://www.jstor.org/stable/newphytologist.205.4.1385> Acesso em: 23 out. 2024.

RILLIG, M. C.; MUMMEY, D. L. Mycorrhizas and soil structure. **New Phytologist**, v. 171, n. 1, p. 41-53, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2006.01750.x>

RONDINA, A. B. L.; TONON, B. C.; LESCANO, L. E. A. M.; HUNGRIA, M.; NOGUEIRA, M. A.; ZANGARO, W. Plants of distinct successional stages have different strategies for nutrient acquisition in an Atlantic rain forest ecosystem. **International Journal of Plant Sciences**, v. 180, n. 3, p. 186-199, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1086/701353>

RYDLOVÁ, J.; PÜSCHEL, D. Arbuscular mycorrhiza, but not hydrogel, alleviates drought stress of ornamental plants in peat-based substrate. **Applied Soil Ecology**, v. 146, p. 103394, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2019.103394>

SÁ, I. B.; SÁ, I. S.; SILVA, A. D. S.; SILVA, D. F. Caracterização ambiental do Vale do Submédio São Francisco. In: LIMA, M. A. C., et al. **Subsídios técnicos para a indicação geográfica de procedência do Vale do Submédio São Francisco: uva de mesa e manga**. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2009.

SAHA, A.; SEKHARAN, S.; MANNA, U. Superabsorbent hydrogel (SAH) as a soil amendment for drought management: A review. **Soil and Tillage Research**, v. 204, p. 104736, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.still.2020.104736>

SAHMAT, S. S.; RAFII, M. Y.; OLADOSU, Y.; JUSOH, M.; HAKIMAN, M.; MOHIDIN, H. A systematic review of the potential of a dynamic hydrogel as a substrate for sustainable agriculture. **Horticulturae**, v. 8, n. 11, p. 1026, 2022. DOI: <https://doi.org/10.3390/horticulturae8111026>

SANDERS, I. R. Plant and arbuscular mycorrhizal fungal diversity: are we looking at the relevant levels of diversity and are we using the right techniques? **New Phytologist**, p. 415–418, 2004.

SANTANA, M.; AZARIAS, V. **Solos do Brasil: Argissolos**. 2021. Disponível em: <https://www.parquecientec.usp.br/saiba-mais/solos-do-brasil-argissolos> Acesso em: 28 fev. 2024.

SCHENCK, N. C.; PÉREZ, Y. **Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi**. 3. ed. Gainesville: Synergistic Publications, 1990.

SCHREINER, R. P.; MIHARA, K. L. The diversity of arbuscular mycorrhizal fungi amplified from grapevine roots (*Vitis vinifera* L.) in Oregon vineyards is seasonally stable and influenced by soil and vine age. **Mycologia**, v. 101, n. 5, p. 599–611, 2009. DOI: <https://doi.org/10.3852/08-169>

SILVA, M. J.; AMARAL, U. S. Novelties in wild cassava (*Manihot*, Euphorbiaceae) from Brazil. **Brittonia**, v. 72, n. 2, p. 164-176, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1007/s12228-019-09602-y>

SILVA-FLORES, P.; BUENO, C. G.; NEIRA, J.; PALFNER, G. Factors affecting arbuscular mycorrhizal fungi spore density in the Chilean Mediterranean-type ecosystem. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition**, v. 19, p. 42-50, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1007/s42729-018-0004-6>

SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal Symbiosis**. 3. ed. San Diego, CA: Academic Press, 2008.

SOTI, P.; KARIYAT, R.; RACELIS, A. Effective farm management promotes native AMF and benefit organic farming systems. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 342, p. 108240, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.agee.2022.108240>

SOUSA, C. D. S.; MENEZES, R. S. C.; SAMPAIO, E. V. D. S. B.; LIMA, F. D. S.; MAIA, L. C.; OEHL, F. Arbuscular mycorrhizal fungi in successional stages of caatinga in the semi-arid region of Brazil. **Ciência Florestal**, v. 24, n. 1, p. 137-148, 2014. DOI: <https://doi.org/10.5902/1980509813331>

SOUSA, L. M. S.; SANTOS, B. N. G.; MEDEIROS M. G. F.; LIMA, I. B. C.; SANTOS-FILHO, F. S.; SANTANA, A. C. S. G. V.; MORENO, L. C. G. A. I.; NUNES, L. C. C. *Poincianella pyramidalis* (Tul) LP Queiroz: A review on traditional uses, phytochemistry and biological-pharmacological activities. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 264, p. 113181, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jep.2020.113181>

SOUZA, P. V. D. D.; CARNIEL, E.; SCHMITZ, J. A. K.; SILVEIRA, S. V. D. Influência de substratos e fungos micorrízicos arbusculares no desenvolvimento vegetativo do porta-enxerto flying dragon (*Poncirus trifoliata*, var. *monstruosa* Swing.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 27, p. 285-287, 2005. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-29452005000200024>

TEDERSOO, L.; MAGURNO, F.; ALKAHTANI, S.; MIKRYUKOV, V. Phylogenetic classification of arbuscular mycorrhizal fungi: new species and higher-ranking taxa in Glomeromycota and Mucoromycota (class Endogonomycetes). **MycoKeys**, v. 107, p. 273, 2024. DOI: <https://doi.org/10.3897/mycokeys.107.125549>

TEDERSOO, L.; MAY, T. W.; SMITH, M. E. Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages. **Mycorrhiza**, v. 20, n. 4, p. 217-263, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-009-0274-x>

TEIXEIRA-RIOS, T.; DA SILVA, D. K. A.; GOTO, B. T.; YANO-MELO, A. M. Seasonal differences in arbuscular mycorrhizal fungal communities in two woody species dominating semiarid caatinga forests. **Folia Geobotanica**, v. 53, p. 191-200, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1007/s12224-018-9314-7>

THANNI, B.; MERCKX, R.; HAUSER, S.; SORETIRE, A.; HONNAY, O. Multiple taxa inoculants of arbuscular mycorrhizal fungi enhanced colonization frequency, biomass production, and water use efficiency of cassava (*Manihot esculenta*). **International Microbiology**, v. 27, p. 1219–1230, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10123-023-00466-7>

TOMADONI, B.; SALCEDO, M. F.; MANSILLA, A. Y.; CASALONGUÉ, C. A.; ALVAREZ, V. A. Macroporous alginate-based hydrogels to control soil substrate moisture: Effect on lettuce plants under drought stress. **European Polymer Journal**, v. 137, p. 109953, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.eurpolymj.2020.109953>

TORRECILLAS, E.; ALGUACIL, M. M.; ROLDÁN, A. Host preferences of arbuscular mycorrhizal fungi colonizing annual herbaceous plant species in semiarid Mediterranean prairies. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 78, n. 17, p. 6180-6186, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1128/AEM.01287-12>

VAN DER HEIJDEN, M. G.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. R. Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. **Ecology**, v. 79, n. 6, p. 2082-2091, 1998. DOI: [https://doi.org/10.1890/0012-9658\(1998\)079\[2082:DAMFSA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/0012-9658(1998)079[2082:DAMFSA]2.0.CO;2)

VAN DER HEIJDEN, M. G.; SCHEUBLIN, T. R. Functional traits in mycorrhizal ecology: their use for predicting the impact of arbuscular mycorrhizal fungal communities on plant growth and ecosystem functioning. **The New Phytologist**, v. 174, n. 2, p. 244-250, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2007.02041.x>

VAN DER HEYDE, M.; OHSOWSKI, B.; ABBOTT, L. K.; HART, M. Arbuscular mycorrhizal fungus responses to disturbance are context-dependent. **Mycorrhiza**, v. 27, p. 431-440, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-016-0759-3>

VERESOGLOU, S. D.; CARUSO, T.; RILLIG, M. C. Modelling the environmental and soil factors that shape the niches of two common arbuscular mycorrhizal fungal families. **Plant and Soil**, v. 368, p. 507-518, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11104-012-1531-x>

VIEIRA, L. C.; SILVA, D. K. A. D.; ESCOBAR, I. E. C.; SILVA, J. M. D.; MOURA, I. A. D.; OEHL, F.; SILVA, G. A. D. Changes in an arbuscular mycorrhizal fungi community along an environmental gradient. **Plants**, v. 9, n. 1, p. 52, 2020. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants9010052>

WANG, C.; WHITE, P. J.; LI, C. Colonization and community structure of arbuscular mycorrhizal fungi in maize roots at different depths in the soil profile respond differently to phosphorus inputs on a long-term experimental site. **Mycorrhiza**, v. 27, p. 369–381, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-016-0757-5>

WINAGRASKI, E.; KASCHUK, G.; MONTEIRO, P. H. R.; AUER, C. G.; HIGA, A. R. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in forest ecosystems of Brazil: A review. **Cerne**, v. 25, p. 25-35, 2019. DOI: [http://doi.org/ 10.1590/01047760201925012592](http://doi.org/10.1590/01047760201925012592)

YANG, H. Y.; JI, L. F.; LONGO, L.; NI, K.; YANG, X.; MA, L.; GUO, S.; RUAN, J. Effect of short-term phosphorus supply on rhizosphere microbial community of tea plants. **Agronomy**, v. 12, n. 10, p. 2405, 2022. DOI: <https://doi.org/10.3390/agronomy12102405>

YANG, H.; ZANG, Y.; YUAN, Y.; TANG, J.; CHEN, X. Selectivity by host plants affects the distribution of arbuscular mycorrhizal fungi: evidence from ITS rDNA sequence metadata. **BMC Evolutionary Biology**, v. 12, p. 50, 2012. DOI: <http://doi.org/10.1186/1471-2148-12-50>

ZOBEL, M.; ÖPIK, M. Plant and arbuscular mycorrhizal fungal (AMF) communities—which drives which?. **Journal of Vegetation Science**, v. 25, n. 5, p. 1133-1140, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1111/jvs.12191>

APÊNDICE A – Quadro de análise de variância

Quadro A1 – Análise de variância dos efeitos do tipo de solo, das doses de HNP e a interação entre os fatores sobre incremento de glomerosporos, concentração e a pureza do DNA em Catingueira e Maniçoba.

Espécie	Variável	Solo (S)	Doses (D)	S x D
vegetal				
Catingueira	Incremento do número de glomerosporos	**	*	ns
	Concentração de DNA	***	***	ns
	Pureza do DNA	***	***	**
Maniçoba	Incremento do número de glomerosporos	***	ns	ns
	Concentração de DNA extraído das raízes	ns	ns	*
	Pureza do DNA	ns	*	ns

Fonte: O autor (2025).

ns = não significativo ($p \geq 0,05$);

* = significativo ($p \leq 0,05$);

** = muito significativo ($p \leq 0,01$);

*** = altamente significativo ($p \leq 0,001$).

APÊNDICE B - Quadro de concentração e pureza do DNA extraído das amostras de Argissolo e Neossolo Quartzarênico.

Quadro B1 - Concentração e pureza do DNA extraído das amostras de Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes do cultivo com plantas nativas da Caatinga

Argissolo		Neossolo Quartzarênico	
Concentração (ng/μL)	A260/A280	Concentração (ng/μL)	A260/A280
58,1	1,86	37,0	1,83
66,3	1,90	33,6	1,87
64,3	1,89	36,8	1,87
56,3	1,94	31,6	1,85
65,4	1,95	33,7	1,88
68,4	1,89	40,5	1,86
64,9	1,91	32,6	1,87
60,1	1,94	32,4	1,81
59,5	1,90	29,9	1,86
65,5	1,93	37,2	1,91
62,9	1,90	31,0	1,90
65,4	1,86	30,9	1,85
66,8	1,89	32,7	1,91
68,5	1,88	32,4	1,83
66,8	1,88	28,5	1,87
87,7	1,91	37,7	1,85
93,6	1,89	37,4	1,84
92,6	1,91	37,0	1,92

Fonte: O autor (2025).

APÊNDICE C – Eletroforese em gel de agarose de amostras de DNA de Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes do cultivo com plantas nativas da Caatinga

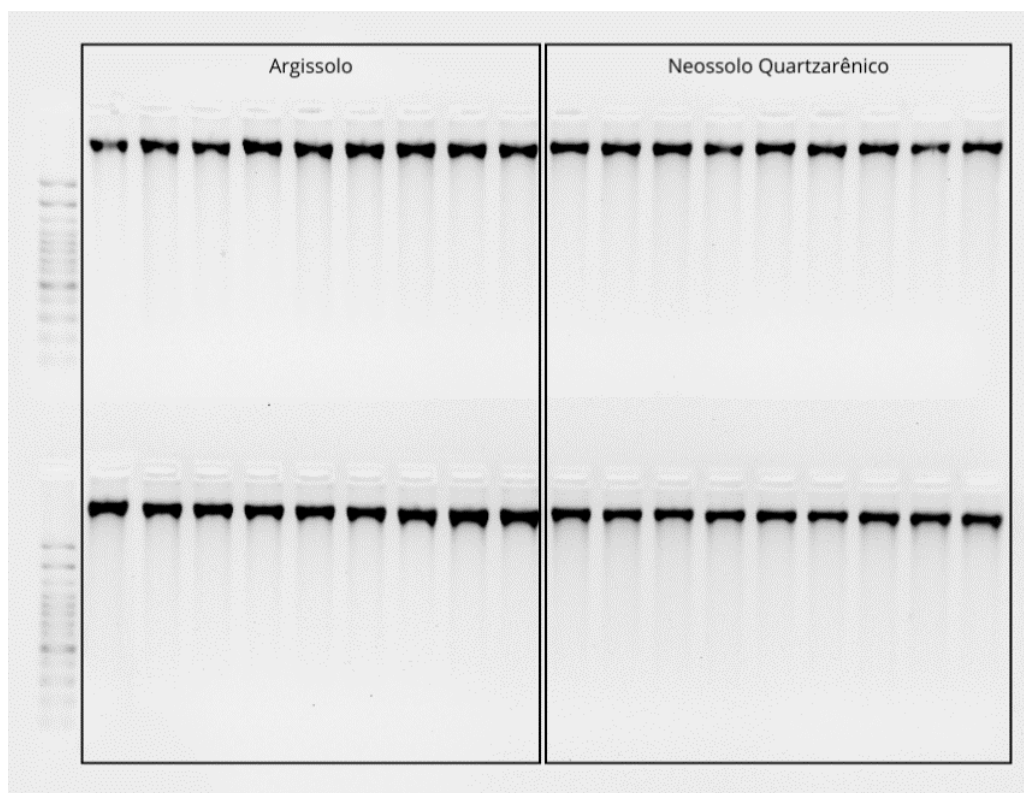


Figura C1 – Eletroforese em gel de agarose de amostras de DNA extraído de Argissolo e Neossolo Quartzarênico antes do cultivo com plantas nativas da Caatinga.

Fonte: O autor (2025).

APÊNDICE D – Quadro de concentração e pureza do DNA extraído das raízes

Quadro D1 - Concentração e pureza do DNA extraído das raízes de *Cenostigma pyramidale* cultivadas em Argissolo e Neossolo Quartzarênico com níveis crescentes de HNP.

Tipo de solo	Tratamento	Concentração (ng/μL)	A260/A280
Argissolo	Controle	436,4	1,38
	Controle	549,6	1,44
	Controle	517,0	1,38
	20 ml/l	283,7	1,43
	20 ml/l	295,6	1,51
	20 ml/l	227,3	1,52
	40 ml/l	195,4	1,63
	40 ml/l	166,1	1,71
	40 ml/l	163,3	1,59
Neossolo Quartzarênico	Controle	313,6	1,33
	Controle	309,3	1,26
	Controle	380,3	1,31
	20 ml/l	234,2	1,48
	20 ml/l	195,1	1,47
	20 ml/l	188,3	1,54
	40 ml/l	81,5	1,42
	40 ml/l	93,8	1,47
	40 ml/l	84,9	1,34

Fonte: O autor (2025).

Quadro D2 - Concentração e pureza do DNA extraído das raízes de *Manihot carthagenensis* cultivadas em Argissolo e Neossolo Quartzarênico com níveis crescentes de HNP.

Tipo de Solo	Tratamento	Concentração (ng/μL)	A260/A280
Argissolo	Controle	142,3	1,78
	Controle	115,0	1,78
	Controle	94,4	1,75
	20 ml/l	103,5	1,45
	20 ml/l	59,3	1,66
	20 ml/l	81,4	1,59
	40 ml/l	105,2	1,51
	40 ml/l	83,3	1,73
	40 ml/l	85,6	1,59
Neossolo Quartzarênico	Controle	76,9	1,72
	Controle	43,4	1,75
	Controle	83,8	1,75
	20 ml/l	59,1	1,78
	20 ml/l	96,4	1,53
	20 ml/l	98,1	1,66
	40 ml/l	83,3	1,69
	40 ml/l	121,8	1,72
	40 ml/l	133,2	1,83

Fonte: O autor (2025).

APÊNDICE E – Aspecto visual do DNA extraído das raízes de *Cenostigma pyramidale* cultivada no Argissolo e Neossolo Quartzarênico com níveis crescentes de HNP

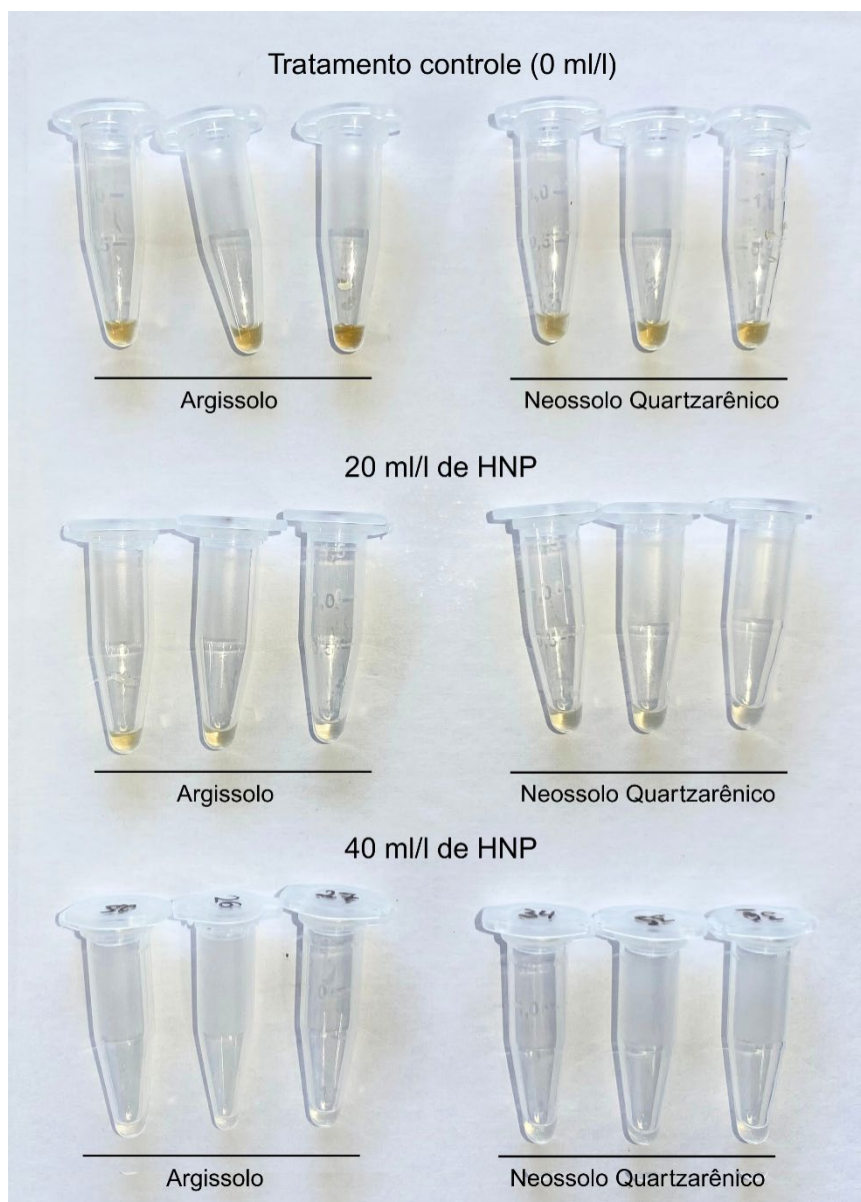


Figura E1 – Aspecto visual do DNA extraído das raízes de *Cenostigma pyramidale* cultivada no Argissolo e Neossolo Quartzarênico com níveis crescentes de HNP. Fonte: O autor (2025).

APÊNDICE F - Gráficos de amplificação obtidos na qPCR utilizando os *primers* desenhados para os FMAs alvo.

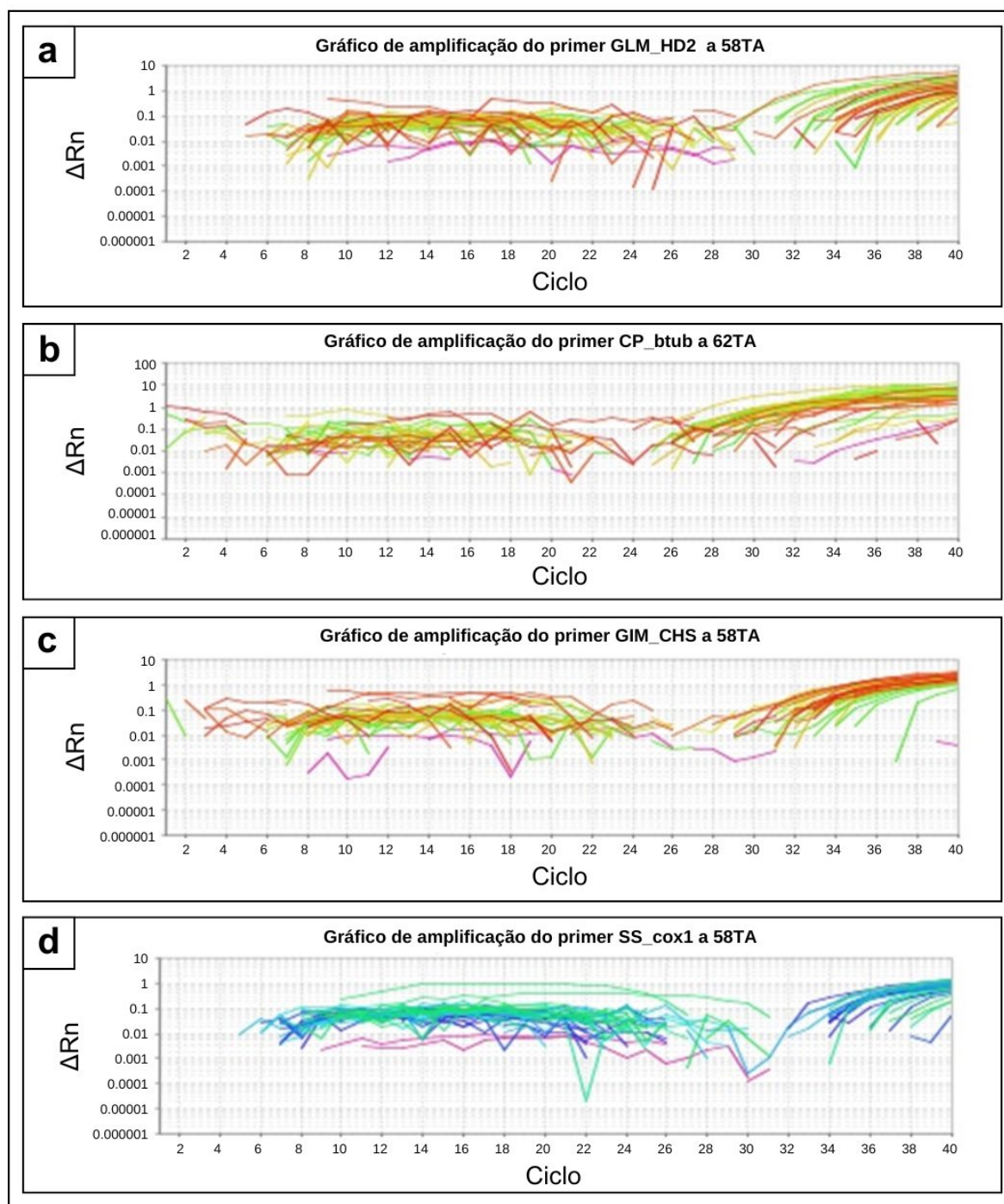


Figura F1 - Gráficos de amplificação obtidos na qPCR em amostras de DNA de Argissolo e Neossolo Quartzarênico: (a) amplificação do *primer* GLM_HD2 a 58TA; (b) amplificação do *primer* CP_btub a 62TA; (c) amplificação do *primer* GIM_CHS a 58TA; (d) amplificação do *primer* SS_cox1 a 58TA.

Fonte: O autor (2025).

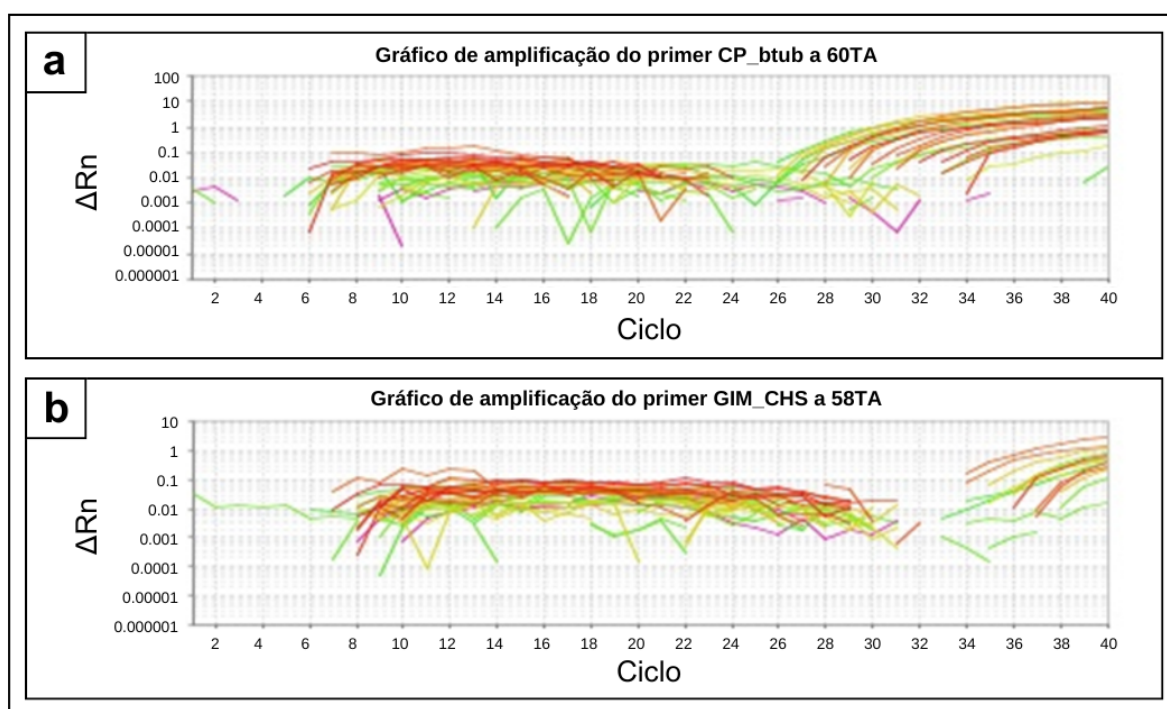


Figura F2 - Gráficos de amplificação obtidos na qPCR em amostras de DNA de raízes de maniçoba e catingueira após 120 dias de cultivo em microcosmo: (a) amplificação do *primer* CP_btub a 60TA; (b) amplificação do *primer* GIM_CHS a 58TA.

Fonte: O autor (2025).

APÊNDICE G - Curvas de *melting* obtidas na qPCR utilizando os *primers* desenhados para os FMAs alvo utilizando amostras de DNA de Argissolo e Neossolo Quartzarênico

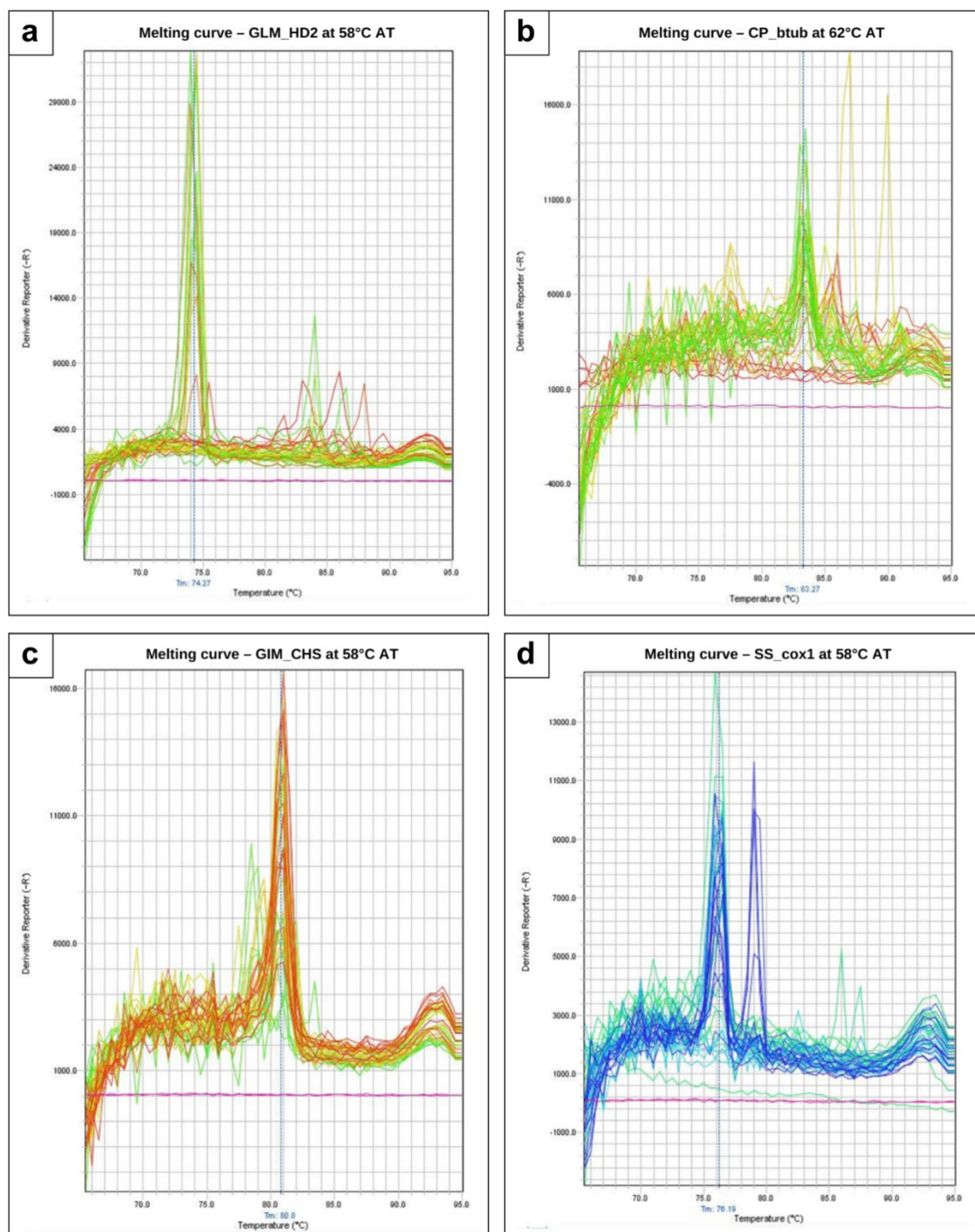


Figura G1 - Curvas de *melting* obtidas na qPCR utilizando amostras de DNA de Argissolo e Neossolo Quartzarênico: (a) curva do *primer* GLM_HD2 a 58TA; (b) curva do *primer* CP_btub a 62TA; (c) curva do *primer* GIM_CHS a 58TA; (d) curva do *primer* SS_cox1 a 58TA

Fonte: O autor (2025).

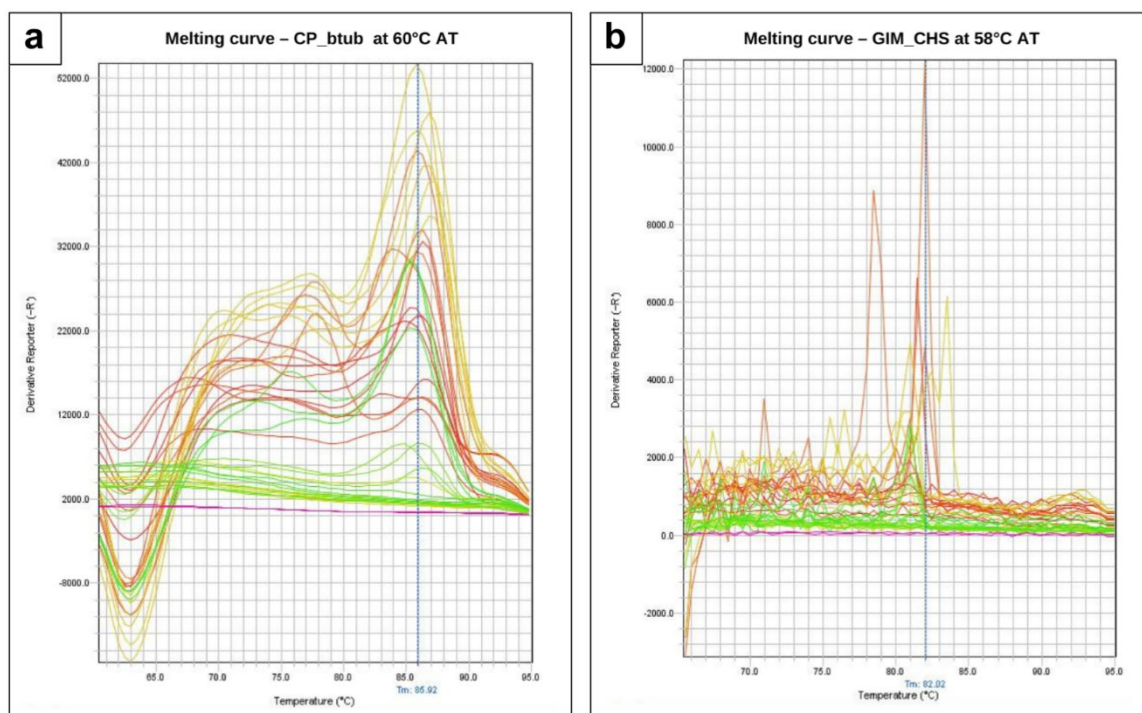


Figura G2 - Curvas de *melting* obtidas na qPCR utilizando amostras de DNA de raízes de maniçoba e catingueira após 120 dias de cultivo em microcosmo: (a) curva do *primer* CP_btub a 60TA; (b) curva do *primer* GIM_CHS a 58TA.

Fonte: O autor (2025).