



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

Departamento de Botânica

Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal



Euler Antônio Lobo Seabra

**SUCESSÃO VEGETAL EM CAMPO RUPESTRE QUARTZÍTICO SOB
RECUPERAÇÃO: fatores bióticos e abióticos.**

Belo Horizonte

2024

Euler Antônio Lobo Seabra

**SUCESSÃO VEGETAL EM CAMPO RUPESTRE QUARTZÍTICO SOB
RECUPERAÇÃO: fatores bióticos e abióticos.**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal do Departamento de Botânica do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Biologia Vegetal.

Orientadora: Profa. Dra. Maria Rita Scotti Muzzi

Coorientadora: Profa. Dra. Adáises Simone Maciel da Silva

Belo Horizonte

2024

043

Seabra, Euler Antônio Lobo.

Sucessão vegetal em campo rupestre quartzítico sob recuperação: fatores bióticos e abióticos [manuscrito] / Euler Antônio Lobo Seabra. – 2024.
109 f. : il. ; 29,5 cm.

Orientador: Profa. Dra. Maria Rita Scotti Muzzi. Coorientador: Profa. Dra. Adaises Simone Maciel da Silva.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal.

1. Desenvolvimento Vegetal. 2. Vegetação rupestre. 3. Recuperação e Remediação Ambiental. 4. Briófitas. 5. Micorrizas. I. Leitao, Maria Rita Scotti Muzzi Marques. II. Silva, Adaises Simone Maciel da. III. Universidade Federal de Minas Gerais. Instituto de Ciências Biológicas. IV. Título.

CDU: 581



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS

INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS - PROGRAMA DE PÓS GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA VEGETAL

DEFESA DE DISSERTAÇÃO

EULER ANTÔNIO LOBO SEABRA

DATA DA DEFESA: 27/05/2024 NÚMERO DE MATRÍCULA: 2022664960

ENTRADA: 2022/1

CPF: 093.505.466-98

"SUCESSÃO VEGETAL EM CAMPO RUPESTRE QUARTZÍTICO SOB RECUPERAÇÃO: FATORES BIÓTICOS E ABIÓTICOS"**Comissão Examinadora**

Dra. Maria Rita Scotti Muzzi (UFMG)

Dr. Carlos Henrique Barbosa Santos (UNESP -FCAV)

Dra. Reisila Simone Migliorini Mendes (UEMG)

Belo Horizonte, 27 de maio de 2024.

Assinatura dos membros da banca examinadora

Assinatura da coordenação



Documento assinado eletronicamente por **Maria Rita Scotti Muzzi Marques Leitao, Professora do Magistério Superior**, em 27/05/2024, às 16:38, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Carlos Henrique Barbosa Santos, Usuário Externo**, em 27/05/2024, às 16:41, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Reisila Simone Migliorini Mendes, Usuário Externo**, em 28/05/2024, às 08:34, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Juliane Karine Ishida, Coordenador(a) de curso de pós-graduação**, em 29/05/2024, às 19:10, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0, informando o código verificador **3259296** e o código CRC **77A641D0**.

AGRADECIMENTOS

À Deus, por estar no meio de nós, obrigado!

Ao meu Pai, Euler Antônio Seabra, por sempre me motivar a estudar, ser exemplo de pessoa, companheiro de pedal e por ser presente, obrigado!

Ao meu irmão, Celso, por sempre me apoiar, incentivar e escutar, obrigado!

As minhas mães, Lísia, Tia Dede e Tia Dudu, por todo o amor e cuidado, obrigado!

À minha companheira Ana, pela escuta, apoio e paciência, obrigado!

À toda minha família, pelo carinho e serem exemplos de vida e de resiliência. Aos que nos deixaram fisicamente, mas estão presentes em meu coração e em meus pensamentos, obrigado!

À minha orientadora Dra. Maria Rita Scotti Muzzi pela oportunidade e confiança depositada em desenvolver esse projeto, bem como valiosos aprendizados proporcionados, obrigado!

À minha coorientadora Dra. Adaíses Simone Maciel, por todo o suporte, ensinamentos, identificação das briófitas, obrigado!

À Driene e Tânia, pelos ensinamentos e fundamental auxílio nas práticas laboratoriais e de campo, obrigado!

Ao Samuel, amigo de longa data e de pós-graduação, pela motivação, troca de ideias, auxílio nas práticas laboratoriais e de campo, obrigado!

À Alessandra, amiga de pós-graduação, pelas trocas ao longo desse processo, obrigado!

Aos discentes de iniciação científica e colegas de laboratório, Cadu, Tomás, Amanda, Maria Clara, Gabriel e Lucas pela valiosa ajuda nas coletas em campo e nas práticas laboratoriais sem as quais não seria possível a realização deste trabalho, obrigado!

Aos membros da banca examinadora, Dr. Carlos Henrique Barbosa Santos, Dra. Reisila Simone Migliorini Mendes, Dra. Luzia Valentina Modolo, pela disposição em contribuir e aceitarem o convite, obrigado!

Ao Roger, por conduzir a equipe em segurança para os inúmeros campos, obrigado!

Aos docentes das disciplinas que cursei no PPGBOT, pelos ensinamentos, obrigado!

A todos os funcionários do Instituto de Ciências Biológicas e do campus UFMG, obrigado!

A todos os docentes das escolas públicas estaduais os quais foram a base de minha formação, obrigado!

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPQ), pelo fornecimento da bolsa e fomento da pesquisa.

RESUMO

A Serra da Calçada, localizada no estado de Minas Gerais (Brasil), alberga uma vegetação com biodiversidade especial e endemismo sobre afloramentos rochosos de hematita e quartzito protegendo diversas nascentes. No entanto, foi degradada pela prática de esportes radicais, principalmente *motocross* e travessia de veículos *off-road*, que danificaram severamente os afloramentos rochosos, nascentes e a vegetação nativa, resultando em um forte processo de erosão. A erosão pode ser entendida como o processo final de desagregação do solo ou a quebra de seus agregados que dependem da matéria orgânica do solo. Essas áreas erodidas foram recuperadas em 2017 com procedimentos de reabilitação física, utilizando grandes blocos de rochas de quartzito para reconstruir os afloramentos. As rochas menores foram usadas para preencher as ravinas, bem como para pavimentar o sistema de fluxo de água superficial. Em 2018, a reabilitação biótica foi conduzida usando espécies nativas que foram plantadas e submetidas a tratamentos sem (R1) e com inoculação (R2) de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) (Caso 1) e uma área com inoculação de briófitas (Caso 2). Para avaliar o efeito da inoculação de briófitas e FMA no estabelecimento das plantas, bem como na fertilidade do solo e recuperação de água nas áreas reabilitadas foi empregado um delineamento experimental com 4 áreas: área preservada (PS), área em recuperação não inoculada (R1), área em recuperação inoculada com FMA (R2) e área de trilha degradada (DS), onde amostras de plantas e solo foram coletadas ao redor de afloramentos de quartzito, no halo “A” (1 m da rocha) e halo “B” (2 m da rocha). As famílias dominantes em todas as áreas foram: Poaceae, Cyperaceae, Melastomataceae e Asteraceae. Houve similaridade entre PS, R1 e R2 indicando o papel funcional dessas famílias na sucessão vegetal, especialmente Poaceae, pois desempenham papel ecossistêmico relacionado à distribuição de água, funcionando como tapete hidráulico. Dentre as 5 espécies dominantes em comum entre R1, R2 e PS, 3 pertencem à família Poaceae e a maioria foi encontrada na área R2. A área R2 apresentou um aumento de fertilidade dada pelo maior conteúdo de nutrientes, matéria orgânica e CTC em relação à DS. Este resultado foi atribuído à presença de uma elevada população micorrízica e ao conteúdo de glomalina do solo, resultando em aumento da ocupação de plantas. Nas áreas R1 e R2, foi registrado um elevado conteúdo de água no solo, o que determinou a seleção de espécies tolerantes. A PCA e o teste Tukey evidenciaram maior similaridade entre R2 e PS, o que indica que a R2 está à frente no processo de sucessão vegetal, possivelmente devido à inoculação micorrízica. A PCA permitiu a separação dos halos “A” e “B”, indicando que a fertilidade do solo atuou selecionando as espécies. Outro estudo (Caso 2), objetivou avaliar o efeito da inoculação de briófitas no

estabelecimento de plantas vasculares. A maior cobertura da brioflora na área inoculada com briófitas (RI) e área não inoculada (RN), quando comparadas com a PS, indica a participação das briófitas no processo de sucessão vegetal. Houve uma alteração da composição florística daquelas que haviam sido inoculadas em 2018, que foi atribuída à pressão seletiva da água das nascentes. A brioflora está envolvida com a retenção e distribuição de água e nutrientes, facilitando a sucessão vegetal das plantas vasculares, além de contribuir para a estabilização do solo. A água e a fertilidade do solo foram fatores que colaboraram para a dinâmica da sucessão vegetal na área em recuperação.

Palavras-chave: Sucessão vegetal. Campo rupestre quartzítico. Brioflora. Fungos micorrízicos. Reabilitação.

ABSTRACT

The *Serra da Calçada* is a mountain located in the Minas Gerais State (Brazil) which host a vegetation with a special biodiversity and endemism over hematite and quartzite outcrops protecting several headwaters. However, it has been degraded by the practice of extreme sports, particularly motocross and off-road vehicle crossing which severely damaging the outcrops, headwaters and the native vegetation resulting in a strong erosion process. Erosion may be understood as the final process of soil disaggregation or the breakdown of soil aggregates which depend on the soil organic matter. These eroded areas were recovered in 2017 with a physical rehabilitation procedures, using large blocks of quartzite rocks to reconstruct the outcrops. Smaller rocks were used to fill the gully erosion as well as to pave the surface water flow system. In 2018 the biotic rehabilitation was conducted using native species that were planted and subjected to treatments without (R1) and with inoculation (R2) of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) (Case 1) and an area with bryophyte inoculation (Case 2). To assess the effect of bryophyte and AMF inoculation for the plant establishment as well as on soil fertility and water recovery in the rehabilitated areas, it was employed an experimental design with 4 sites: preserved area (PS), non-inoculated recovery area (R1), inoculated recovery area with AMF (R2) and degraded trail area (DS) where plant and soil samples were collected around quartzite outcrops, in halo "A" (1 m from the rock) and halo "B" (2 m from the rock). The dominant families in all areas were: Poaceae, Cyperaceae, Melastomataceae and Asteraceae. There was similarity between PS, R1 and R2 indicating the functional role of these families in plant succession, especially Poaceae, as they play an ecosystem role related to water distribution, functioning as a hydraulic carpet. Among the 5 dominant species in common between R1, R2 and PS, 3 belong to the Poaceae family and the majority were found in area R2. Area R2 showed an increase in fertility given by the higher content of nutrients, organic matter and CEC in relation to DS. This result was attributed to the presence of a high mycorrhizal population and the glomalin content of the soil, resulting in increased plant occupancy. In areas R1 and R2, a high soil water content was recorded, which determined the selection of tolerant species. PCA and Tukey's test showed greater similarity between R2 and PS, which indicates that R2 is ahead in the plant succession process, possibly due to mycorrhizal inoculation. PCA allowed the separation of halos "A" and "B", indicating that soil fertility acted by selecting the species. Another study (Case 2) aimed to evaluate the effect of bryophyte inoculation on the establishment of vascular plants. The greater coverage of bryoflora in the area inoculated with bryophytes (RI) and non-inoculated area (RN), when compared to PS, indicates the

participation of bryophytes in the plant succession process. There was a change in the floristic composition of those that had been inoculated in 2018, which was attributed to the selective pressure of spring water. Bryoflora is involved in the retention and distribution of water and nutrients, facilitating the plant succession of vascular plants, in addition to contributing to soil stabilization. Water and soil fertility were factors that contributed to the dynamics of plant succession in the area under recovery.

Keywords: Plant succession. Quartzite rock outcrops. Bryoflora. Mycorrhizal fungi. Rehabilitation.

LISTA DE FIGURAS - CASO 1

Figura 1 - Fotografia da área de estudo antes dos procedimentos de reabilitação.	25
Figura 2 – A) Recuperação física das erosões. B) Plantio de espécies nativas.	26
Figura 3 – Fotografia da área de estudo em recuperação evidenciando a maior cobertura vegetal no entorno dos afloramentos rochosos.	29
Figura 4 - Mapa de localização da área de estudo.	32
Figura 5 - A) Área de estudo antes da recuperação: PS (Preservada), DS (Degradada) R1 (Trecho em recuperação 1 não inoculado com AMF), R2 (Trecho em recuperação 2 inoculado). B) Área de estudo em 2023. C) Área preservada (PS). D) Área R1 antes da recuperação. E) Área R1 em recuperação F) Área R1 em recuperação. G) Área R2 antes da recuperação. H) Área R2 em recuperação. I) Área de trilha degradada “Gota” (DS).	33
Figura 6 - Croqui delineamento experimental.	35
Figura 7 - Mapa dos pontos de coleta.	35
Figura 8 - Áreas/halos. A) Área preservada (PS). B) Área em recuperação 1 não inoculada (R1). C) Área em recuperação 2 inoculada com FMA (R2).	36
Figura 9 - Análise comparativa da riqueza de famílias entre as áreas de estudo. Diferença de medianas de riqueza de famílias das áreas estudadas. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada FMA halo B. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$	46
Figura 10 - Famílias e espécies dominantes em relação aos halos (%). A) Famílias dominantes (PSA e PSB). B) Espécies dominantes (PSA e PSB). C) Famílias dominantes (R1A e R1B). D) Espécies dominantes (R1A e R1B). E) Famílias dominantes (R2A e R2B). F) Espécies dominantes (R2A e R2B). PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada FMA halo B.	48
Figura 11 - Espécies de gramíneas dominantes na área preservada. A) <i>Mesosetum ferrugineum</i> (Poaceae). B) <i>Paspalum pectinatum</i> (Poaceae). C) <i>Paspalum polyphyllum</i> (Poaceae).	50
Figura 12 - A) <i>Sisyrinchium vaginatum</i> (Iridaceae). B) <i>Ruellia densa</i> (Acanthaceae).	50
Figura 13 - Espécies de gramíneas dominantes nas áreas em recuperação. A) <i>Andropogon bicornis</i> (Poaceae). B) <i>Andropogon leucostachyus</i> (Poaceae). C) <i>Andropogon virgatus</i> (Poaceae).	52
Figura 14 - A) <i>Polytrichum juniperinum</i> (Polytrichaceae). B) <i>Fimbristylis complanata</i> (Cyperaceae). C) <i>Lagenocarpus rigidus</i> (Cyperaceae). D) <i>Rhynchospora consanguinea</i> (Cyperaceae).	53

Figura 15 - A) <i>Microlicia cataphracta</i> (Melastomataceae). B) <i>Trachypogon spicatus</i> (Poaceae). C) <i>Lagenocarpus rigidus tenuifolius</i> (Cyperaceae). D) <i>Actinocephalus bongardii</i> (Eriocaulaceae).	54
Figura 16 - A) <i>Echinolaena inflexa</i> (Poaceae). B) <i>Schizachyrium tenerum</i> (Poaceae).	55
Figura 17 - A) Planta adulta da espécie <i>Miconia ligustroides</i> (Melastomataceae). B) Planta jovem da espécie <i>Miconia ligustroides</i> (Melastomataceae). C) Planta adulta da espécie <i>Leandra aurea</i> (Melastomataceae). D) Planta jovem da espécie <i>Leandra aurea</i> (Melastomataceae). E) Planta adulta da espécie <i>Microlicia parviflora</i> (Melastomataceae). F) Planta jovem da espécie <i>Microlicia parviflora</i> (Melastomataceae). G) <i>Cambessedesia hilariana</i> (Melastomataceae). H) <i>Marcetia taxifolia</i> (Melastomataceae).	57
Figura 18 - A) <i>Palhinhaea camporum</i> (Lycopodiaceae). B) <i>Xyris</i> cf. <i>mello-barretoii</i> (Xyridaceae). C) <i>Microlicia isophylla</i> (Melastomataceae). D) <i>Microlicia graveolens</i> (Melastomataceae).	59
Figura 19 - A) <i>Achyrocline satureioides</i> (Asteraceae). B) <i>Ageratum fastigiatum</i> (Asteraceae). C) <i>Baccharis serrulata</i> (Asteraceae). D) <i>Lychinophora vilosissima</i> (Asteraceae).	60
Figura 20 - Potencial mátrico das áreas de estudos (KPA): Área preservada halos A e B (PSA e B), Área de recuperação não inoculada, halos A e B (R1 A e B) e Área em recuperação inoculada, halos A e B (R2 A e B). A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$. Ns: não significante.	64
Figura 21 - Conteúdo de água gravimétrica do solo nas áreas de estudos (%): Área preservada halos A e B (PSA e B), Área de recuperação não inoculada, halos A e B (R1A e B), Área em recuperação inoculada, halos A e B (R2 A e B) e Área degradada (DS). A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$	64
Figura 22 - Análise química do solo comparativa entre as áreas de estudo. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada FMA halo B. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$	69
Figura 23 - Análise de componentes principais (PCA) baseada nas variáveis indicadores da qualidade do solo. Os números correspondem aos tratamentos/zonas: 1 = PSA; 2 = PSB; 3 = R1A; 4 = R1B; 5 = R2A; 6 = R2B e 7 = DS. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada FMA halo B; DS: Área degradada.	72

LISTA DE FIGURAS - CASO 2

Figura 1 - Mapa de localização dos pontos de coleta.....	95
Figura 2 - Delineamento experimental briófitas.	95
Figura 3 - A) Nascente na área em recuperação. B) <i>Polytrichum juniperum</i> e <i>Xyris</i> (Xyridaceae) na área em recuperação sob solo úmido.	102
Figura 4 - A) Dispersão (%). B) Formas de vida das espécies (%). C) Substrato em que as briófitas foram encontradas em campo (%). D) Formas de crescimento das espécies (%). PS: Área preservada; RI: Área em recuperação inoculada briófitas; RN: Área em recuperação não inoculada	104
Figura 5 - Comparação da riqueza e proporção das formas de crescimento das briófitas entre 2019, 2020 e 2023 A) Comparação da riqueza de espécies da brioflora. B) Comparação da proporção das formas de crescimento (%).	105
Figura 6 - Famílias e espécies dominantes em relação aos halos (%). A) Famílias dominantes (PSA e PSB). B) Espécies dominantes (PSA e PSB). C) Famílias dominantes (RIA e RIB). D) Espécies dominantes (RIA e RIB). E) Famílias dominantes (RNA e RNB). F) Espécies dominantes (RNA e RNB). PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; RIA: Área em recuperação inoculada com briófitas halo A; RIB: Área em recuperação inoculada com briófitas halo B; RNA: Área em recuperação não inoculada halo A; RNB: Área em recuperação não inoculada halo B.....	110

LISTA DE TABELAS - CASO 1

- Tabela 1** - Levantamento florístico com presença ou ausência das espécies nas áreas/zonas amostradas. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada FMA halo B. End. = Endêmica; Nat. = Nativa; Exót. = Exótica; Nc = Não classificada..... 41
- Tabela 2** - Índice de similaridade de Sorensen entre as espécies (%). PS: Área preservada geral; R: Área em recuperação geral; PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo. 45
- Tabela 3** - Índice de similaridade de Sorensen entre as famílias (%). PS: Área preservada geral; R: Área em recuperação geral; PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo B.. 45
- Tabela 4** - Valores de cobertura vegetal (%), riqueza de espécies (S) das áreas/halos “A” e “B”. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo B. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$ 46
- Tabela 5** - Lista de espécies dominantes em cada local de estudo. PS: Área preservada; R1: Área em recuperação 1 não inoculada; R2: Área em recuperação 2 inoculada com FMA..... 61
- Tabela 6** - Espécies e famílias em comum entre as áreas preservadas (PS) e em recuperação (R1 e R2). Análise do efeito da inoculação com FMA na sucessão vegetal. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo B. 62
- Tabela 7** - Análise química do solo de amostras coletadas nos halos A e B da preservada (1- PSA, 2: PSB), na área em recuperação sem inoculação micorrízica-AMF halos A e B (3: R1A e 4: R1B) e da área em recuperação inoculada com AMF (5: R2A e 6:R2B). A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas por “*” são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$ 68
- Tabela 8** - Indicadores da qualidade biótica do solo da população micorrízica e teores de glomalina no solo com valores (médias) comparativos entre os tratamentos. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1

não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo B. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$ 71

LISTA DE TABELAS - CASO 2

Tabela 1 - Levantamento florístico da brioflora. Com a presença ou ausência nos tratamentos, formas de crescimento e formas de vida. PS: Área preservada; RI: Área em recuperação inoculada briófitas; RN: Área em recuperação não inoculada.....	97
Tabela 2 - Valores de cobertura (%), riqueza de espécies da brioflora (S) das áreas. PS: Área preservada; RI: Área em recuperação inoculada briófitas; RN: Área em recuperação não inoculada. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$.	99
Tabela 3 - Índice de similaridade de Sorensen entre as espécies da brioflora. PS: Área preservada; RI: Área em recuperação inoculada briófitas; RN: Área em recuperação não inoculada.	100
Tabela 4 - Frequência absoluta das espécies de briófitas (%). PS: Área preservada; RI: Área em recuperação inoculada briófitas; RN: Área em recuperação não inoculada.....	100
Tabela 5 - Levantamento florístico das plantas vasculares. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; RIA: Área em recuperação inoculada com briófitas halo A; RIB: Área em recuperação inoculada com briófitas halo B; RNA: Área em recuperação não inoculada halo A; RNB: Área em recuperação não inoculada halo B.	106
Tabela 6 - Valores de cobertura (%), riqueza de espécies das plantas vasculares (S) das áreas/halos. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; RIA: Área em recuperação inoculada com briófitas halo A; RIB: Área em recuperação inoculada com briófitas halo B; RNA: Área em recuperação não inoculada halo A; RNB: Área em recuperação não inoculada halo B. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$	108
Tabela 7 - Índice de similaridade de Sorensen entre as espécies das plantas vasculares (%). PS: Área preservada geral; R: Área em recuperação geral; PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; RIA: Área em recuperação inoculada com briófitas halo A; RIB: Área em recuperação inoculada com briófitas halo B; RNA: Área em recuperação não inoculada halo A; RNB: Área em recuperação não inoculada halo B.	110
Tabela 8 - Famílias e espécies em comum de plantas vasculares entre as áreas. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; RIA: Área em recuperação inoculada com briófitas halo A; RIB: Área em recuperação inoculada com briófitas halo B; RNA: Área em recuperação não inoculada halo A; RNB: Área em recuperação não inoculada halo B.....	111

SUMÁRIO

Estudo de caso I

1. INTRODUÇÃO	24
2. OBJETIVOS	30
2.1 Objetivo geral.....	30
2.2 Objetivos específicos.....	30
2.3 Parâmetros de análise	30
3. MATERIAIS E MÉTODOS	31
3.1 Área de Estudo	31
3.2 Delineamento experimental.....	34
3.3 Levantamento Florístico e Fitossociológico.....	37
3.4 Análise do Solo	37
3.4.1 Coleta de amostras	37
3.4.2 Contagem de esporos FMA.....	38
3.4.3 Extração da Glomalina	38
3.4.4 Potencial mátrico e Umidade Gravimétrica	38
3.5 Análises estatísticas.....	39
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	40
4.1 Vegetação.....	40
4.2 Indicadores da qualidade abiótica do solo.....	63
4.2.1 Água do solo.....	63
4.2.2 Fertilidade do solo.....	65
4.3 Indicadores da qualidade biótica do solo	70
5. CONCLUSÃO	73
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	75
APÊNDICES.....	82

Estudo de caso II

1. INTRODUÇÃO	91
2. OBJETIVOS	93
2.1 Objetivo geral.....	93
2.2 Objetivos específicos.....	93
3. MATERIAIS E MÉTODOS	94
3.1 Delineamento experimental.....	94
3.2 Levantamento florístico (angiospermas e briófitas).....	96

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	97
4.1 Brioflora	97
4.2 Plantas vasculares.....	105
5. CONCLUSÃO	113
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	114

1. INTRODUÇÃO

Os campos rupestres (CR) são formações herbáceo arbustiva esclerófitas (Giulietti & Pirani 1987; Giulietti & Harley, 1997, Rapini *et al.*, 2008) que, em Minas Gerais, ocorrem em altitudes acima de 900 m (Viana & Lombardi, 2007) sobre afloramentos rochosos de rochas metamórficas quartzíticas - denominado como campo rupestre quartzítico (CRQ) - ou sobre hematita - denominado de campo rupestre ferruginoso/canga (CRF). Estão inseridos na Serra do Espinhaço, que é uma cadeia de montanhas, formada principalmente por rochas quartzíticas, estendida por 1.200 km da região central de Minas Gerais até o norte da Bahia (Abreu, 1995). Possui uma elevada riqueza de táxons, albergando cerca de 5.000 espécies de plantas nativas, representando aproximadamente 15% de todas as espécies de plantas brasileiras (Colli-Silva *et al.*, 2019). Essa alta biodiversidade é mantida por um padrão natural de fertilidade do solo, evidenciada pela elevada matéria orgânica humificada do solo, capacidade de troca catiônica (CTC) e teores de nitrogênio, bem como uma relação C:N marcadamente baixa (Ribeiro *et al.*, 2017; Nogueira *et al.*, 2019; Baião *et al.*, 2021, Medeiros *et al.*, 2023). Além disso, é uma das vegetações mais antigas da América do Sul (Hughes *et al.*, 2013), estando localizadas em áreas de grande altitude continuamente exposta à elevada radiação solar, ventos e temperaturas contrastantes (Giulietti & Harley, 1997; Viana & Lombardi, 2007; Panagos *et al.*, 2015; Medeiros *et al.*, 2023). Ademais, ocorrem sobre afloramentos rochosos onde, geralmente, apresentam uma riqueza de nascentes, a vegetação e o solo estão conseqüentemente sujeitos a erosão e lixiviação (Medeiros *et al.*, 2023). As plantas desse ambiente possuem adaptações morfológicas e fisiológicas, tais como modificações de órgãos em estruturas de reserva, presença de pilosidade densa nas folhas e ramos, e até anatomia Kranz, presente em espécies com metabolismo CAM (Larcher, 2003; Viana & Lombardi, 2007).

A Serra da Calçada está inserida no contexto geológico do quadrilátero ferrífero, na porção norte da Serra da Moeda, localizada em Brumadinho/MG, divisa com Nova Lima/MG. Ela alberga notável riqueza natural, sítios arqueológicos, elementos culturais, além de ser uma região de recarga de aquífero (Neto & Tofani, 2021). Compreende uma área de 10 km de extensão e 3.700 ha de área, com altitude entre 900 a 1426 m (Borges, 2008). Ocorrem nela as formações vegetacionais CRQ e CRF, com elevadas taxas de endemismo de espécies (Viana & Lombardi, 2007; Meyer, 2013; Reis, 2019; Salim, 2019). No ano de 2005, foi reconhecida pela UNESCO como reserva da biosfera (Neto & Tofani, 2021). Em 2013, por meio de decreto

municipal, ocorreu o tombamento de parte da área que foi reconhecida como Unidade de Conservação de Proteção Integral, Monumento Natural Serra da Calçada (Minas Gerais, 2009).

Apesar disso, essa área sofreu forte impacto de degradação ao longo de décadas, devido ao uso inadequado do solo com atividades recreativas, tais como jipes e *motocross*, o que destruiu - em algumas áreas - os afloramentos rochosos, resultando em desagregação do solo e culminando em processos erosivos, formando ravinas, perda de biodiversidade e soterramento de nascentes (Medeiros *et al.*, 2023). Como pode ser notado na (Figura 1), a área não apresentou resiliência natural dos impactos gerados, pois de acordo com Chazdon (2008) o estágio de degradação da área é do tipo C, devido ao rompimento dos limiares bióticos e abióticos ao longo do tempo pelo uso inadequado do solo, sendo necessário realizar a recuperação funcional que é mais complexa e denominada como reabilitação (Chazdon, 2008; Scotti *et al.*, 2017). O objetivo da reabilitação inicial, a curto prazo, é a recuperação dos serviços ecossistêmicos visando a recuperação final da biodiversidade a longo prazo (Chazdon, 2008; Scotti *et al.*, 2017).



Figura 1 - Fotografia da área de estudo antes dos procedimentos de reabilitação.

Visando a recuperação dessas áreas degradadas com nascentes, na Serra da Calçada, em formação CRQ, o Grupo de Estudos de Recuperação Ambiental (GERA), executou a reabilitação da área com a recuperação física das erosões, recuperação das nascentes, fertilidade e estabilidade através da reconstrução dos afloramentos rochosos pela inserção de elementos quartzíticos, em 2017, (Figura 2A) e o plantio de espécies nativas com e sem inoculação de fungos micorrízicos arbusculares (FMA), em 2018, realizado nos espaços vazios distantes

rochas (Figura 2B). O plantio de briófitas nativas foi realizado em algumas rochas, em 2019 (Figura 2B). Os autores, usando indicadores bióticos e abióticos, demonstraram a eficácia da recuperação, com apenas 4 anos, através de indicadores da recuperação funcional similares à área preservada, no que se refere à recuperação das nascentes e da fertilidade do solo (Medeiros *et al.*, 2023).

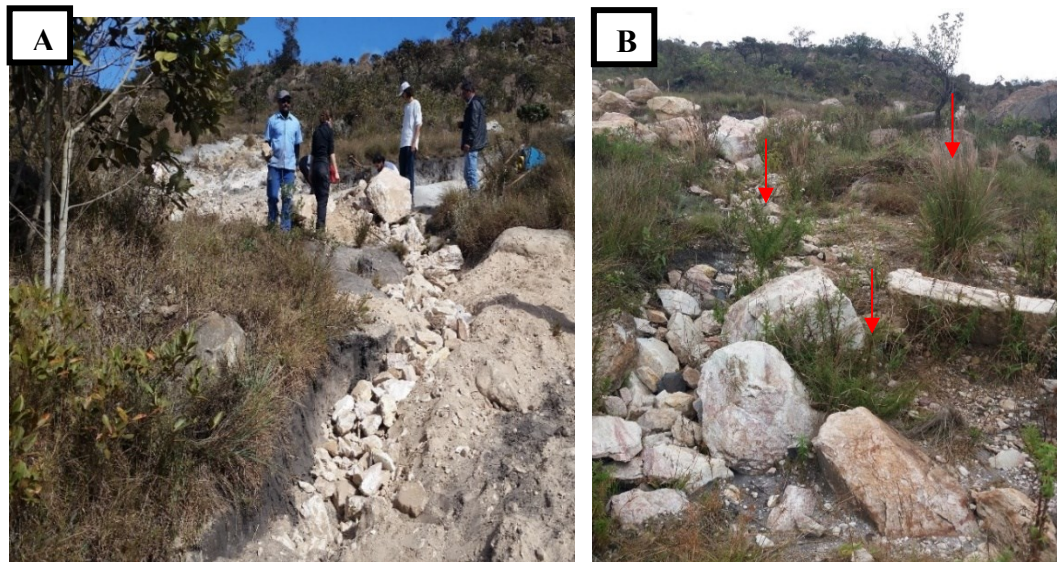


Figura 2 – A) Recuperação física das erosões. **B)** Plantio de espécies nativas.

Em campo rupestre, as famílias mais frequentes são Asteraceae, Orchidaceae, Poaceae e Fabaceae (Alves *et al.*, 2014) e as famílias Eriocaulaceae, Velloziaceae e Xyridaceae apresentam elevada riqueza de espécies (Giulietti & Pirani, 1987; Harley & Stannard, 1995; Giulietti & Harley, 1997). No trabalho de Messias, *et al.* (2012), realizado em CRQ, as famílias dominantes foram Melastomataceae, Rubiaceae, Cyperaceae, Myrtaceae, Verbenaceae e Malpighiaceae.

Em relação à composição florística da Serra da Calçada, por exemplo, Viana & Lombardi (2007), realizaram levantamento florístico em campo rupestre ferruginoso CRF onde encontraram as seguintes famílias dominantes: Asteraceae, Poaceae, Fabaceae e Melastomataceae, sendo 289 espécies de angiospermas distribuídas em 54 famílias botânicas. Ainda na Serra da Calçada, sob campo rupestre quartzítico CRQ, Meyer (2013), encontrou 461 espécies de plantas vasculares, distribuídas em 74 famílias, sendo 442 angiospermas, 15 pteridófitas, 3 licófitas e 1 gimnosperma. As famílias Asteraceae, Melastomataceae, Cyperaceae, Orchidaceae e Poaceae foram as mais frequentes em trabalho realizado em CRQ por Reis (2019) e as com maior riqueza de espécies foram: Asteraceae, Melastomataceae e Poaceae. Outro trabalho realizado por Salim *et al.*, (2022), na Serra da Calçada, sob CRQ,

mostrou que as famílias dominantes foram: Asteraceae, Poaceae e Melastomataceae, possuindo um montante (na área preservada) de 92 espécies, distribuídas em 30 famílias botânicas.

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA), inseridos no subfilo Glomeromycotina (Spatafora *et al.*, 2016), são organismos biotróficos, ou seja, dependem do hospedeiro para completar seu ciclo de vida e realizam simbiose com mais de 90% das plantas terrestres. Além disso, essa relação com plantas superiores é documentada em fósseis do Ordoviciano, há cerca de 450 milhões de anos (Redecker *et al.*, 2000a), por isso, foram essenciais para a conquista do ambiente terrestre pelas plantas (Simon *et al.*, 1993b). A planta fornece carbono para o fungo (Smith & Read, 2010), enquanto o fungo supre o hospedeiro com nutrientes e água do solo, aumentando seu fitness e sua taxa de crescimento (van der Heijden *et al.*, 2015). Ademais, os FMA amplificam a absorção de fósforo (P) e de outros nutrientes menos móveis (Grümberg *et al.*, 2015; Lehmann & Rillig, 2015; Garg & Singh, 2018; Dey & Ghosh, 2022). Além disso, os FMA aumentam a área absorptiva radicular e, com isso, são capazes de absorver água de baixo gradiente hidráulico e ajudar as plantas a suportarem a seca (Augé *et al.*, 2015, Dey & Ghosh, 2022). Os FMA auxiliam as plantas a lidarem com outros estresses abióticos como temperatura (Bainard *et al.*, 2014), salinidade (Hashem *et al.*, 2018), toxicidade por metais pesados (Miransari, 2017). Por isso a sua inoculação é especialmente indicada para a recuperação de áreas degradadas.

Ainda nesse contexto, segundo Wright *et al.* (1996); Wright & Upadhyaya (1998) esses fungos produzem a glicoproteína glomalina. A glomalina é uma glicoproteína hidrofóbica, termoestável e recalcitrante produzida pelos fungos micorrízicos arbusculares, com uma impressionante vida média entre 6-42 anos (Rillig *et al.*, 2001). Devido a essas características, a glomalina é capaz de agregar partículas do solo formando agregados estáveis exercendo um papel anti-erosivo nos solos degradados (Zhang *et al.*, 2018).

O fósforo (P) é um macronutriente fundamental para o desenvolvimento vegetal (Appiah *et al.*, 1997), assim como a água/umidade é para o estabelecimento e crescimento de plantas. O P no solo é disponibilizado para as plantas, principalmente, através da decomposição da matéria orgânica (mineralização) pela ação da microbiota (fungos e bactérias). Diferentes microrganismos promotores do crescimento de plantas (MPCP) são capazes de solubilizar o P precipitado com ferro ou alumínio, através da produção de ácidos orgânicos ou enzimas conhecidas como fosfatases ácidas ou alcalinas. As próprias plantas podem também produzir enzimas do tipo fosfatase ácida, mas a atividade microbiana é significativamente maior do que a das plantas (Srivastava & Singh, 1989; Tabatabai, 1994; Koide & Kabir, 2000). De acordo com Spier *et al.* (2007), as rochas do campo rupestre são compostas, majoritariamente, por

Fe_2O_3 (95.8–97.8%) e minerais como K_2O (0.06%), Mg (18.5%), Ca (26.19%) e P_2O_5 (0.12%). Assim, a rocha matriz além de constituir uma fonte de P e outros nutrientes para as plantas, também é um local de armazenamento de água e, especialmente, no CRQ os afloramentos rochosos estão relacionados à distribuição das águas das nascentes (Medeiros, *et al.*, 2023). Por outro lado, o nitrogênio (N) é o macronutriente do solo mais limitante do crescimento vegetal e é aportado, nos ecossistemas terrestres naturais, através da fixação biológica de nitrogênio (FBN) promovida por espécies de leguminosas (Döbereiner, 1997). Em CRF, a família Fabaceae é muito bem representada (Viana & Lombardi, 2007), já tendo sido demonstrado que a fonte do aporte de N no solo, nessas formações, provém da FBN realizado por esta família e da decomposição da matéria orgânica (Ribeiro *et al.*, 2017; Nogueira *et al.*, 2019). Contudo, na área de estudo, inserida em CRQ existe uma baixa representatividade desta família (Reis, 2019, Salim *et al.*, 2022), o que sugere a existência de outras fontes de N nessa formação vegetacional.

A sucessão vegetal primária é um processo lento que pode suceder em uma escala de séculos e até mesmo milhões de anos (Mueller-Dombois & Ellenberg, 1974; de Oliveira & Silva Júnior, 2011). A sucessão primária ocorre, obrigatoriamente, pelo desenvolvimento da vegetação em substratos expostos ou recém-formados (de Oliveira & Silva Júnior, 2011), como é o caso da área sob recuperação em que houve rompimento dos limiares abióticos e bióticos (Medeiros *et al.*, 2023). Ainda nesse contexto, a sucessão vegetal pode decorrer de pressões abióticas, como umidade do solo, alteração do nível freático, fertilidade do solo, sendo denominada como sucessão alogênica e de pressões bióticas, como a modificação do solo pelas plantas, sombreamento, competição, facilitação, sendo descrita como sucessão autogênica (Glenn-Lewin & van der Maarel, 1992; de Oliveira & Silva Júnior, 2011). Vale ressaltar que ambos os processos ocorrem simultaneamente e a importância relativa de cada um se altera com o decorrer das alterações vegetacionais (Miles 1987; de Oliveira & Silva Júnior, 2011). Com o decorrer da sequência sucessional, a cobertura vegetal e a biomassa aumentam (Jones & del Moral, 2005).

Dessa forma, os afloramentos rochosos constituem um local adequado para o estabelecimento e sucessão da vegetação assegurando a fertilidade e a umidade necessária para tal. Nesse sentido, essa evolução sucessional ocorreria de forma centrípeta (Alves & Kolbek, 2000) e com maior velocidade nos sítios mais próximos das rochas. Ainda nesse contexto, 2 anos após os procedimentos de reabilitação feitos na área, foi observado que a sucessão vegetal estava ocorrendo com maior velocidade no entorno dos afloramentos rochosos inseridos (Figura 3). Porém, existem poucos estudos acerca do papel desses afloramentos rochosos na sucessão

da vegetação e da biota como um todo. Desse modo, propomos estudar este efeito das rochas no CRQ, na Serra da Calçada, em área em processo de recuperação.



Figura 3 – Fotografia da área de estudo em recuperação evidenciando a maior cobertura vegetal no entorno dos afloramentos rochosos.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Avaliar o efeito dos afloramentos rochosos quartzíticos no estabelecimento da vegetação em sucessão e da fertilidade do solo em área de CRQ sob recuperação, no Monumento Natural Serra da Calçada.

2.2 Objetivos específicos

Estabelecer indicadores de recuperação funcionais com base na evolução da vegetação em sucessão e na evolução da fertilidade, considerando os seguintes parâmetros:

2.3 Parâmetros de análise:

- 1 - Realizar levantamento florístico e fitossociológico da vegetação herbácea-subarborescente no entorno dos afloramentos;
- 2 - Avaliar e comparar a cobertura vegetal no entorno dos afloramentos;
- 4 - Avaliar a fertilidade do solo no entorno dos afloramentos;
- 5 - Avaliar a população dos fungos micorrízicos e o teor de glomalina do solo no entorno dos afloramentos;
- 7 - Avaliar o conteúdo de água do solo no entorno dos afloramentos;
- 8 - Realizar análise estatística.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 Área de Estudo

O estudo foi realizado em uma área experimental sob processo de recuperação aos 5 anos pós-plantio, situada em CRQ, no Monumento Natural Serra da Calçada, localizada entre os municípios de Brumadinho e Nova Lima, no estado de Minas Gerais, nas coordenadas geográficas 20°6'9.57"S e 43°59'22.50"O (Figura 4). Esta área de campo rupestre graminoso sobre quartzito com nascentes está situada a 1450 m de altitude (Medeiros *et al.*, 2023). O clima se enquadra na classificação Cwb de Köppen-Geiger (clima temperado quente com inverno seco) (Kottek *et al.*, 2006).

A área de estudo (Figuras 4 e 5A - I) é composta pela área preservada (Figuras 5A, B e C), as áreas de trilhas degradadas por uso de esporte radical com veículos e *motocross* em recuperação (R1 e R2), além da área de trilha degradada (DS) (Figura 5I). A área de trilha R1 (Figura 5D) e área de trilha R2 (Figura 5G) tiveram os afloramentos de rocha destruídos e as águas de nascentes perderam a direção desenvolvendo diversos processos erosivos (Medeiros *et al.*, 2023). Em 2017, iniciou-se a recuperação com inclusão de matacões de quartzito nas linhas dos afloramentos destruídos visando recuperar os afloramentos de água e controlar a erosão. Em 2018, foi feito o plantio com espécies nativas presentes na área preservada (Figura 5C). O plantio feito na trilha R1 (Figuras 5E e F) não recebeu inoculante de fungos micorrízicos, enquanto o plantio na área R2 (Figuras 5G e H) recebeu inoculação com fungos micorrízicos do gênero *Rhizopus irregularis* (Medeiros *et al.*, 2023). Todas as análises de solo nas áreas de estudo foram comparadas com amostras de solo degradado coletadas em trilhas usadas por praticantes de *trekking* e *mountain bike* (Figura 5I).

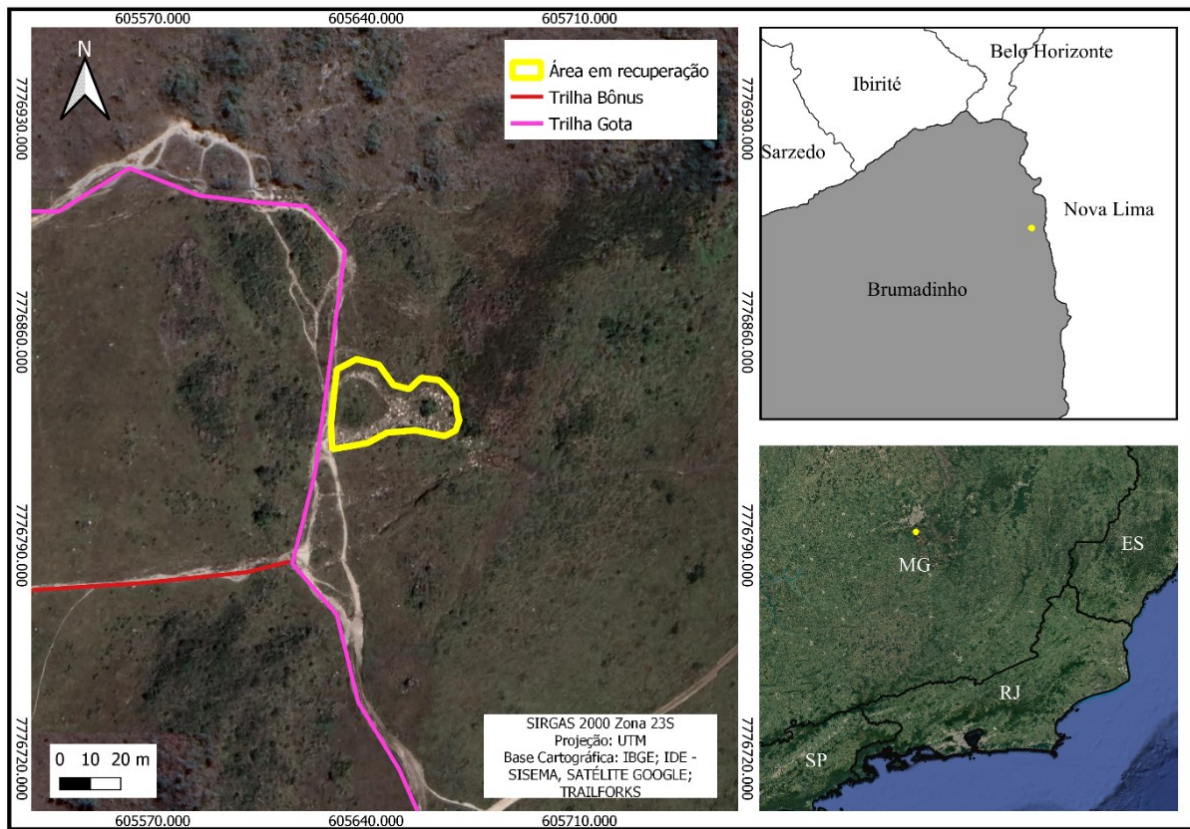


Figura 4 - Mapa de localização da área de estudo.

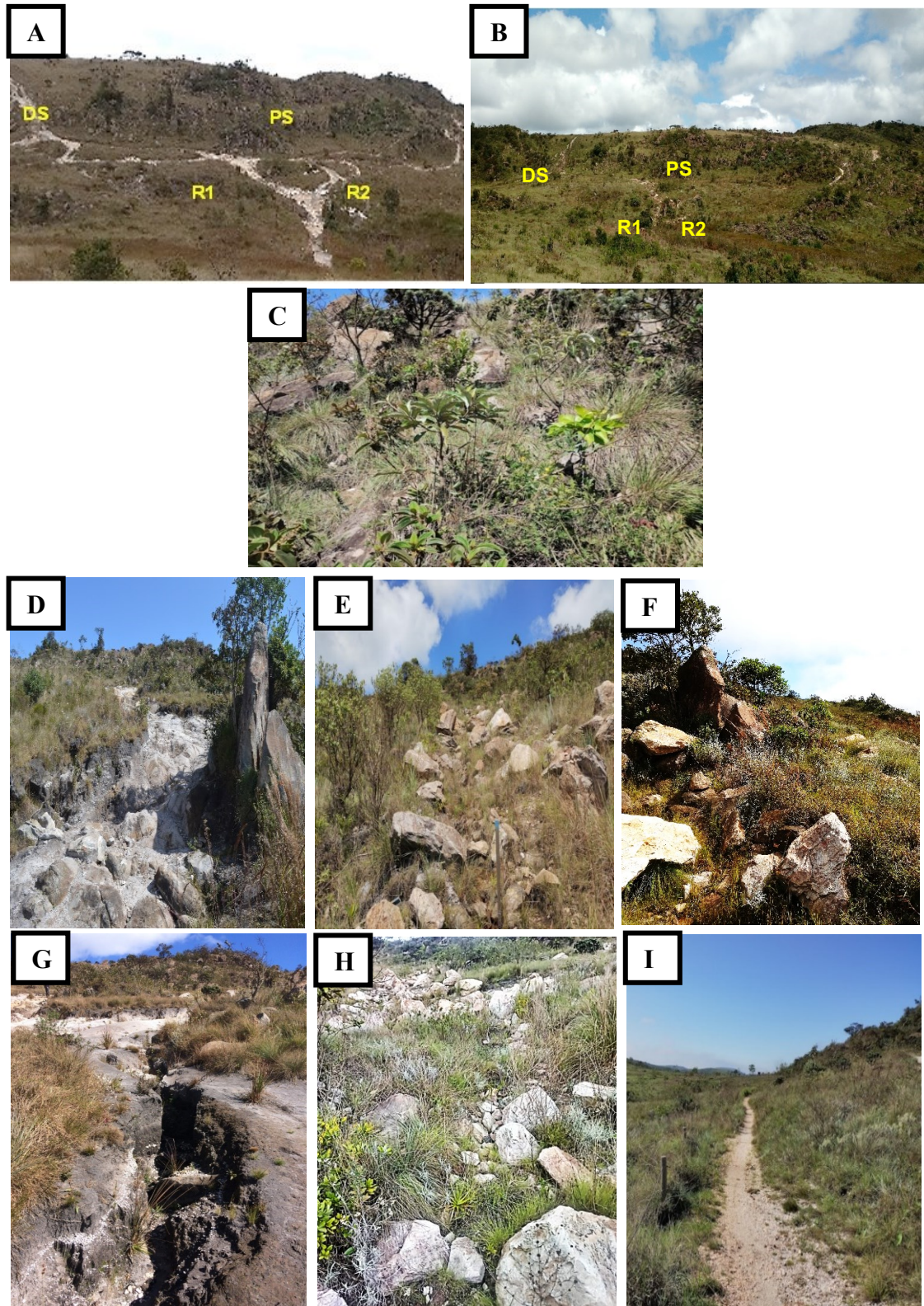


Figura 5 - **A)** Área de estudo antes da recuperação: PS (Preservada), DS (Degradada) R1 (Trecho em recuperação 1 não inoculado com AMF), R2 (Trecho em recuperação 2 inoculado). **B)** Área de estudo em 2023. **C)** Área preservada (PS). **D)** Área R1 antes da recuperação. **E)** Área R1 em recuperação **F)** Área R1 em recuperação. **G)** Área R2 antes da recuperação. **H)** Área R2 em recuperação. **I)** Área de trilha degradada “Gota” (DS).

3.2 Delineamento experimental

A área de trabalho (2500 m²) é composta por área preservada (PS) (Figura 5B) - e de 2 áreas experimentais em recuperação (R) – (Figura 5B), que receberam tratamentos de inoculação com fungos micorrízicos (R2) e sem inoculação (R1), além da área de trilha degradada (DS). Foram estabelecidos 9 blocos: três na área preservada (PS1, PS2, PS3), três em cada área em recuperação (R1.1, R1.2, R1.3) e (R2.1, R2.2, R2.3) onde, em 2018, foram implantados blocos rochosos de quartzito com plantio de vegetação nativa de campo rupestre entre os afloramentos (Figura 2A e 2B) segundo detalhamento feito por Medeiros *et al.* (2023).

Como apresentado na (Figura 6), em cada bloco foi selecionada aleatoriamente uma rocha de estudo onde se estabeleceu 2 tratamentos que consistiram em 2 zonas de distanciamento de 1 m mais próximo da rocha (halo a) e 2 m distante da rocha (halo b). Em cada zona, foram estabelecidos 3 plots (repetições) nos quais se procederam as coletas. Assim, o desenho experimental foi de 3 áreas (PS, R1 e R2) x 3 blocos de quartzito/área x 2 tratamentos/ bloco (a e b) x 3 repetições: 54 pontos amostrais.

Em todos os plots, as amostras coletadas e as análises seguiram desenho experimental proposto na (Figura 6), visualizada no mapa dos pontos de coleta (Figura 7) onde procedeu-se o levantamento florístico (exceto a área DS, pois não há vegetação nessa área), coleta do solo para análise físico-química, umidade gravimétrica, potencial mátrico, quantificação da proteína glomalina e contagem de esporos dos fungos micorrízicos. Além disso, na Figura 8, estão registrados exemplos de áreas amostradas com seus respectivos halos, na área preservada (Figura 8A), na área em recuperação 1 não inoculada (Figura 8B) e na área em recuperação 2 inoculada com FMA (Figura 8C).

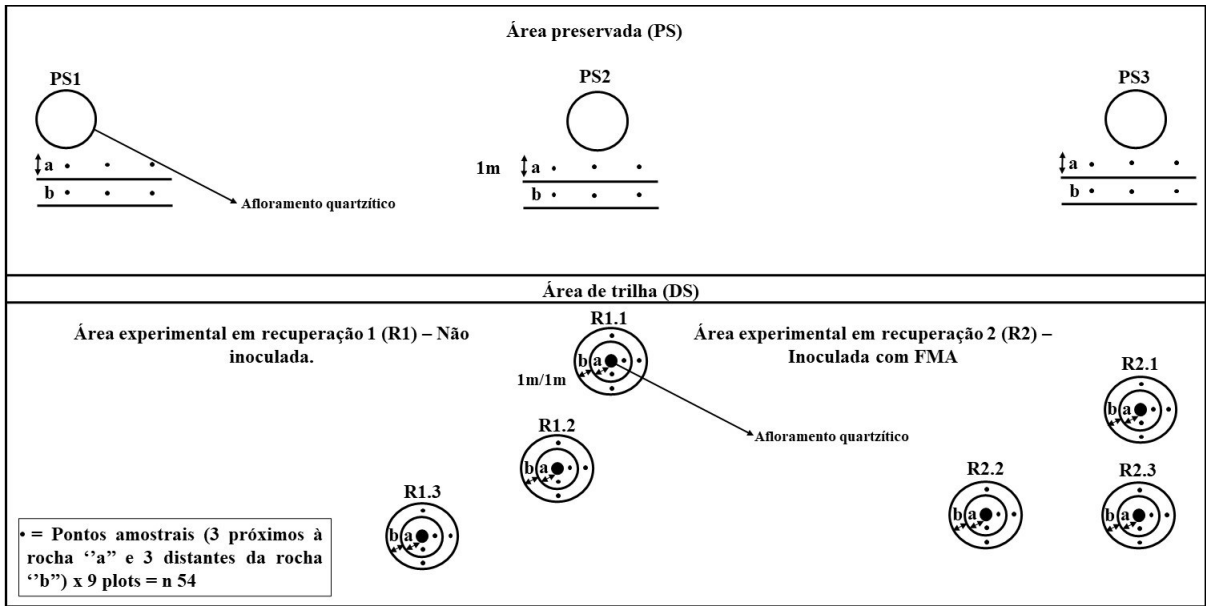


Figura 6 - Croqui delineamento experimental.

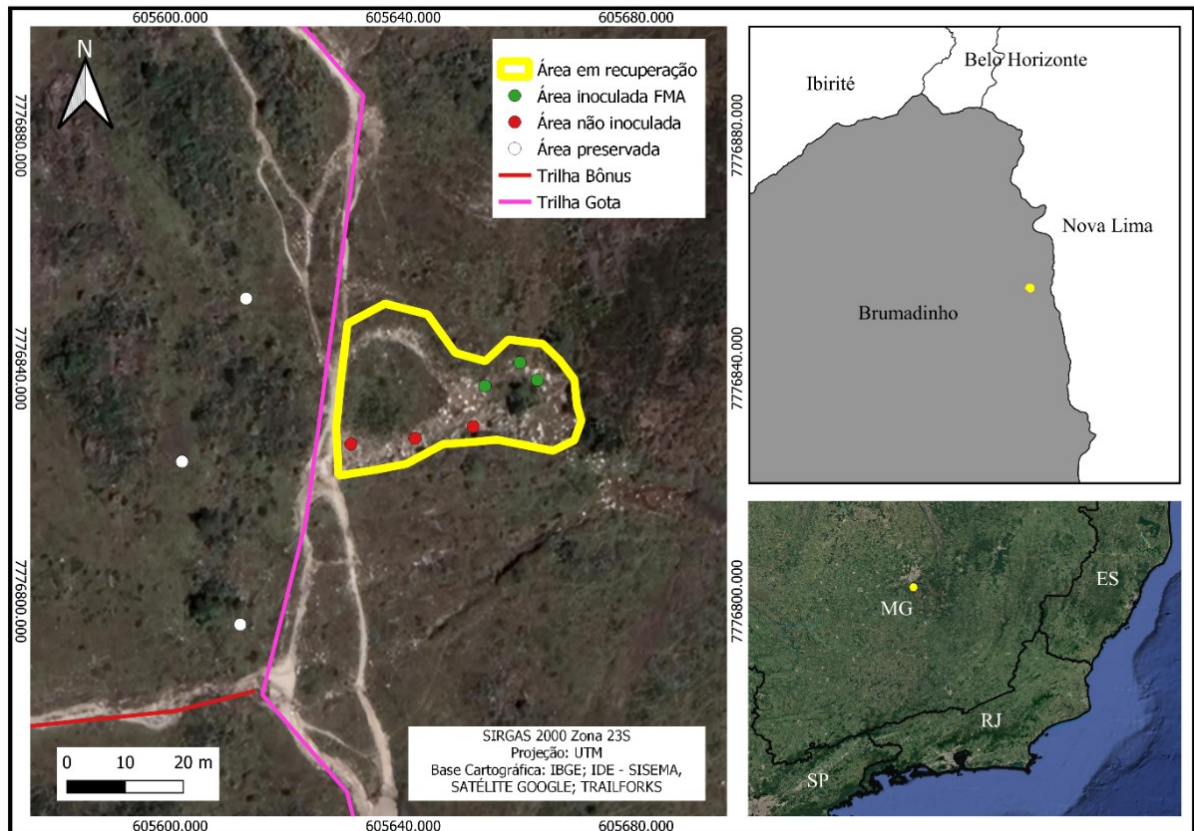


Figura 7 - Mapa dos pontos de coleta.

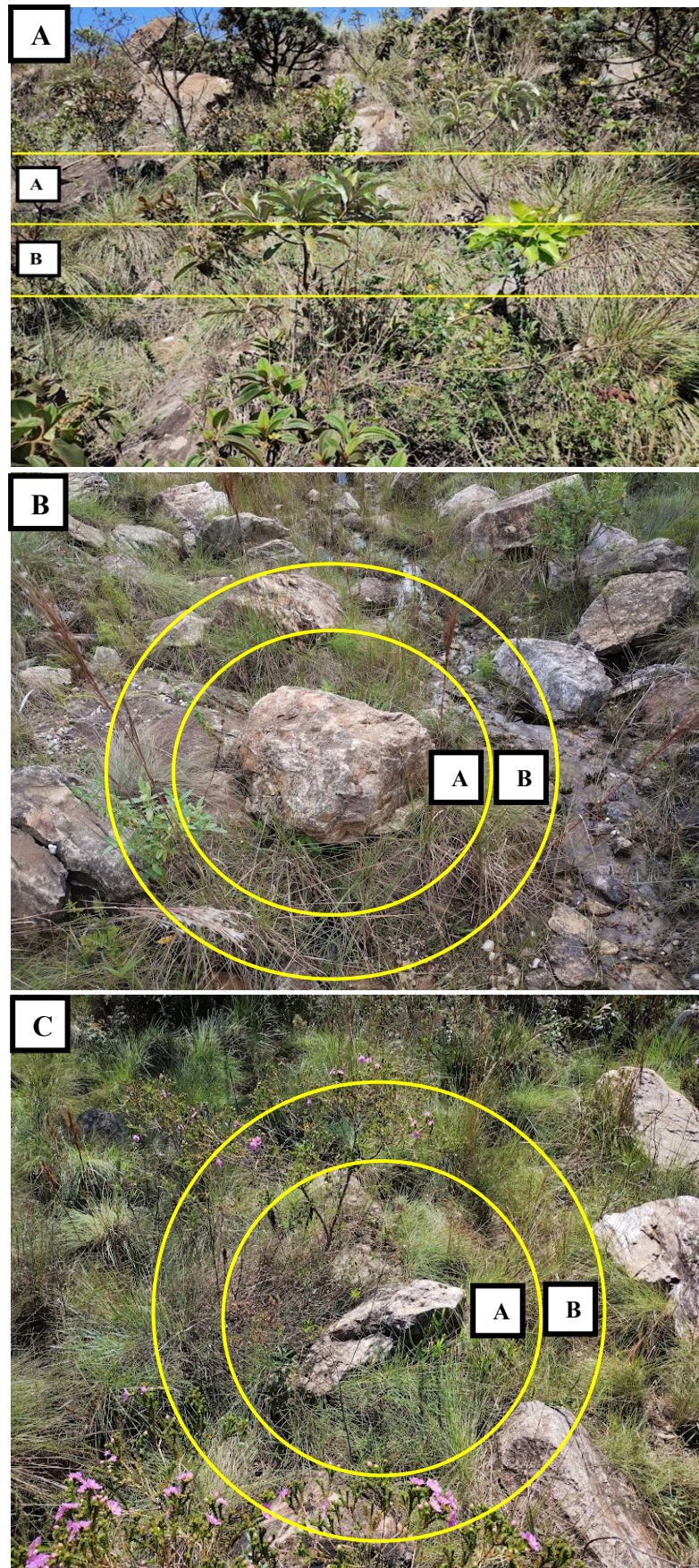


Figura 8 - Áreas/halos. **A)** Área preservada (PS). **B)** Área em recuperação 1 não inoculada (R1). **C)** Área em recuperação 2 inoculada com FMA (R2).

3.3 Levantamento Florístico e Fitossociológico

Este estudo visa subsidiar a seleção de espécies para manejo da área em fase inicial de recuperação. A amostragem foi realizada em 2022 e utilizado o método da parcela fixa - semicirculares na área preservada e circulares nas áreas experimentais (Mueller-Dombois & Ellenberg, 1974). Para quantificar a cobertura vegetal, aplicou-se quadrantes de 0,50 m x 0,50 com 25 quadrículas, indicados para estudos da comunidade vegetal herbácea e subarborescente e realizada a estimativa visual da cobertura vegetal de todos os táxons presentes, de acordo com (Braun-Blanquet, 1979, Mueller-Dombois & Ellenberg 1974). Como a vegetação dominante da área de estudo é constituída por plantas herbáceas, os valores de densidade não foram obtidos, pois a definição de indivíduo se torna difícil nesse contexto (Mueller-Dombois & Ellenberg 1974).

Parâmetros fitossociológicos foram calculados a partir dos dados de cobertura vegetal, tais como: frequência absoluta (FA), frequência relativa (FR), dominância absoluta (DoA), dominância relativa (DoR) e valor de importância (VI) para cada espécie (Mueller-Dombois & Ellenberg 1974, Magurran, 2013). Para avaliar a similaridade entre as áreas/halos foi utilizado o índice de similaridade de Sørensen, baseado na presença e ausência de espécies (Mueller-Dombois & Ellenberg 1974) e o coeficiente quantitativo de Bray-Curtis. Os táxons foram identificados com base em literatura, chaves de identificação, levantamentos florísticos da Serra da Calçada e comparadas com exsicatas disponíveis no banco de dados do *speciesLink*, Herbário Virtual da Flora e dos Fungos (Reflora). Para a verificação dos nomes dos autores e endemismo, foram consultadas as plataformas Flora e Funga do Brasil (www.floradobrasil.jbrj.gov.br) e o Trópicos® (<https://www.tropicos.org>).

3.4 Análise do Solo

3.4.1 Coleta de amostras

Amostras de solo de 0 a 20 centímetros de profundidade foram coletadas nos plots Área preservada (PS), Área em recuperação 1 não inoculada (R1) e Área em recuperação 2 inoculada com FMA (R2) respectivamente nos halos a e b. Também foram coletadas amostras na área de trilha degradada (DS). As amostras foram acondicionadas em sacos plásticos para evitar perda de umidade. As análises físico-químicas foram feitas segundo Embrapa (1970).

3.4.2 Contagem de esporos FMA

Os esporos micorrízicos foram recuperados de amostras de solo coletadas nos mesmos plotes estabelecidos pelo método de peneiramento e decantação, de acordo com (Gerdemann & Nicolson, 1963). Os dados foram expressos como número de esporos/g de solo seco.

3.4.3 Extração da Glomalina

A extração da glomalina total (GT) e glomalina facilmente extraível (GFE) foi realizada pelo método descrito por Wright & Upadhyaya (1998), utilizando as mesmas amostras de solo. Foram feitas 3 repetições para cada fração GT e GFE para as amostras coletadas, utilizando-se um grama de solo de cada ponto amostral. Na extração de GT, utilizou-se 8 mL de citrato de sódio 50 mM, pH 8,0 com três ciclos de autoclavagem de 60 min cada, a 121°C. Para a quantificação de glomalina foi utilizado o método de Bradford (1976) adaptado por Wright *et al.* (1996) estimando-se as concentrações de GT e GFE.

3.4.4 Potencial mátrico e Umidade Gravimétrica

Para medir o potencial matricial do solo foram utilizados tensiômetros (Brady e Weil (2013). Tensiômetros são úteis entre potenciais de zero e -85 kPa. um intervalo que inclui metade, ou mais, da água armazenada na maioria dos solos. Para o trabalho foram utilizados 8 tensiômetros com altura de 15 cm, 30 cm, 40 cm, 45 cm e 60 cm, colocados nos plots estabelecidos das áreas de estudo. O potencial matricial foi calculado segundo Embrapa (2010):

$$T = L - 0,098 * H$$

Onde T corresponde à tensão da água no solo (cbar ou kpa), L a leitura do vacuômetro (cbar ou kpa) e h altura da coluna de água no interior do tensiômetro (cm).

Para determinar o teor de água no solo utilizou-se o método gravimétrico segundo Brady & Weil (2013) e Embrapa (1970). Amostras de solo foram coletadas em cada ponto amostral, acondicionadas em sacos plásticos e, após pesagem, colocadas em estufa a 70°C (três repetições laboratoriais para cada amostra até obtenção de peso constante. O conteúdo de água no solo (%) foi estimado pela equação:

Conteúdo de água: [(PF-PS)] x 100

Onde PF é peso fresco e PS é o peso seco do solo (Teixeira, *et al.*, 2017).

3.5 Análises estatísticas

As variáveis estudadas foram comparadas entre as áreas de estudo utilizando análise de variância (ANOVA) ou teste de Kruskal-Wallis (distribuição não paramétricas). Comparações múltiplas foram realizadas com o teste de Tukey usando o software SPSS versão 20 e o nível de significância foi de $p \leq 0,05$ para todas as análises.

Uma análise de escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) com o coeficiente de Bray-Curtis foi realizada para obter a similaridade da composição das espécies entre as áreas estudadas. A partir do teste ANOSIM obteve-se os valores de significância das diferenças entre os grupos ordenados pelo NMDS, onde valores do R próximos a 0 indicam alta similaridade e valores próximos a 1 indicam baixa similaridade. O limiar de stress (Standard Residuals Sum of Squares) foi obtido a fim de verificar a adequação do NMDS, onde esse valor é aceitável até 0,2 (Clarke, 1993; Ribeiro *et al.*, 2017; Salim *et al.*, 2022). Essas análises estatísticas foram feitas no software RStudio v. 4.3.1 (R Core Team, 2023).

Uma análise de componentes principais (PCA) foi realizada com as variáveis indicadoras da qualidade do solo, já que ela agrupa os indivíduos de acordo com sua variação, isto é, os indivíduos são agrupados segundo suas variâncias (Hongyu *et al.*, 2016). A PCA está associada à ideia de redução de massa de dados, o que permite uma menor perda possível da informação (Varella, 2008). Essas análises estatísticas foram feitas no software RStudio v. 4.3.1 (R Core Team, 2023).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Vegetação

Na Tabela 1, está apresentado o levantamento florístico com a presença ou ausência das espécies nas áreas amostradas. Na área preservada halo A (PSA), foram amostradas 42 espécies, distribuídas entre 36 gêneros e 20 famílias. As famílias mais representativas em número de espécies foram Asteraceae (9), Poaceae (8), Lamiaceae (3), Cyperaceae (2). Na área preservada halo B (PSB), foram amostradas 30 espécies, distribuídas entre 27 gêneros e 14 famílias botânicas. As famílias mais representativas foram Poaceae (8), Asteraceae (6), Lamiaceae (3), Melastomataceae (3). Na área em recuperação 1 halo A (R1A), foram amostradas 41 espécies, distribuídas entre 35 gêneros e 19 famílias. As famílias mais representativas foram Poaceae (10), Cyperaceae (5), Asteraceae (4), Melastomataceae (3). Na área em recuperação 1 halo B (R1B), foram amostradas 27 espécies, distribuídas entre 22 gêneros e 9 famílias. As famílias mais representativas foram Poaceae (9), Asteraceae (6), Melastomataceae (5), Cyperaceae (2). Na área em recuperação 2 halo A (R2A), foram amostradas 25 espécies, distribuídas entre 21 gêneros e 11 famílias. As famílias mais representativas foram Poaceae (7), Melastomataceae (5), Asteraceae (4), Cyperaceae (2). Na área em recuperação 2 halo B (R2 B), foram amostradas 26 espécies, distribuídas entre 23 gêneros e 11 famílias. As famílias mais representativas foram Poaceae (7), Asteraceae (5), Melastomataceae (4), Cyperaceae (3).

As famílias mais representativas nas áreas/halos em números de espécies, conforme supracitado, foram Poaceae, Asteraceae, Melastomataceae e Cyperaceae, o que era esperado quando se analisam trabalhos da mesma área de estudo e de outros campos rupestres (Viana & Lombardi, 2007; Messias *et al.*, 2012; Meyer, 2013; Alves *et al.*, 2014; Reis, 2019; Salim, 2019).

Tabela 1 - Levantamento florístico com presença ou ausência das espécies nas áreas/halos amostradas. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo B. End. = Endêmica; Nat. = Nativa; Exót. = Exótica; Nc = Não classificada.

Família/espécies	End.	PSA	PSB	R1A	R1B	R2A	R2B
ACANTHACEAE							
<i>Ruellia densa</i> Hiern.	End.	X	X				
AMARANTHACEAE							
<i>Gomphrena</i> sp.	Nat.						X
APIACEAE							
<i>Eryngium eurycephalum</i> Malme	End.		X				
ASTERACEAE							
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.)	Nat.	X		X	X		X
<i>Ageratum fastigiatum</i> (Gardner) R.M. King & H. Rob	Nat.	X	X	X	X	X	X
<i>Aldama tenuifolia</i> Panero.	End.	X					
<i>Aspilia foliacea</i> (Spreng.) Baker	End.		X				
Asteraceae 1	Nc.						X
Asteraceae 2	Nc.						X
<i>Baccharis aphylla</i> DC.	Nat.	X					
<i>Baccharis crispa</i> Spreng.	Nat.				X	X	
<i>Baccharis platypoda</i> DC.	Nat.	X					
<i>Baccharis reticularia</i> DC.	End.		X				
<i>Baccharis serrulata</i> (Lam.) Pers	End.			X	X	X	
<i>Calea clauseniana</i> Baker	End.	X	X				
<i>Eremanthus incanus</i> (Less.) Less.	End.	X	X		X	X	X
<i>Mikania sessilifolia</i> DC.	End.	X	X				
<i>Richterago radiata</i> (Vell.) Roque.	End.			X			
<i>Stevia urticaefolia</i> Thunb.	Nat.	X					
<i>Vernonanthura mucronulata</i> (Less.) H. Rob.	End.				X		
CAMPANULACEAE							
<i>Siphocampylus imbricatus</i> (Cham.) G. Don.	End.	X					
CONVOLVULACEAE							
<i>Evolvulus macroblepharis</i> Mart.	End.		X				
CYPERACEAE							
<i>Bulbostylis fimbriata</i> (Nees) C.B. Clarke	Nat.					X	X
<i>Bulbostylis junciformis</i> (Kunth) C.B. Clarke.	Nat.						X
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	Nat.	X			X		
<i>Cyperus polystachyos</i> Rottb	Nat.			X			
<i>Fimbristylis complanata</i> (Retz.) Link	Nat.			X	X		
<i>Lagenocarpus rigidus</i> (Kunth) Nees	Nat.	X		X			
<i>Lagenocarpus tenuifolius</i> (Boeckeler) T. Koyama & Maguire	End.						X
<i>Rhynchospora consanguinea</i> (Kunth) Boeckeler	Nat.			X			

Família/espécies	End.	PSA	PSB	R1A	R1B	R2A	R2B
<i>Rhynchospora tenuis</i> Link	Nat.					X	
<i>Scleria leptostachya</i> Kunth	Nat.			X			
ERIOCAULACEAE							
<i>Actinocephalus bongardii</i> (A.St.-Hil.) Sano.	End.			X	X	X	X
FABACEAE							
<i>Chamaecrista mucronata</i> (Spreng.) H.S. Irwin & Barneby	End.		X				X
IRIDACEAE							
<i>Deluciris rupestris</i> (Ravenna) Lovo & A. Gil.	End.						X
<i>Sisyrinchium vaginatum</i> Spreng	Nat.	X	X	X			
LAMIACEAE							
<i>Aegiphila verticillata</i> Vell.	Nat.	X					
<i>Hyptis rotundifolia</i> Benth.	End.	X	X				
<i>Hyptis villosa</i> Pohl ex Benth.	Nat.		X				
<i>Hyptis sp.</i>	Nat.	X	X	X		X	X
LYTHRACEAE							
<i>Cuphea thymoides</i> Cham. & Schtdl.	Nat.	X					
MALPIGHIACEAE							
<i>Byrsonima verbascifolia</i> (L.) DC.	Nat.	X					
<i>Byrsonima sericea</i> DC.	Nat.			X			
<i>Peixotoa tomentosa</i> A. Juss.	End.	X		X			
MELASTOMATACEAE							
<i>Cambessedesia hilariana</i> (A.St.-Hil. ex Bonpl.) DC.	End.		X		X		
<i>Leandra aurea</i> (Cham.) Cogn.	Nat.		X			X	
<i>Marcetia taxifolia</i> (A. St.-Hil.) DC.	Nat.						X
<i>Miconia ligustroides</i> (DC.) Naudin	End.				X		X
<i>Microlicia cataphracta</i> (Mart. & Schrank ex DC.) Versiane & R.Romero.	End.					X	
<i>Microlicia graveolens</i> DC.	End.			X		X	X
<i>Microlicia isophylla</i> DC.	End.				X		
<i>Microlicia microphylla</i> (Naudin) Cogn.	End.				X		
<i>Microlicia tomentella</i> Naudin.	End.		X				
<i>Microlicia parviflora</i> (D.Don) Versiane & R.Romero.	End.			X	X	X	
<i>Pleroma heteromallum</i> D. Don	End.			X		X	X
MYRTACEAE							
<i>Campomanesia pubescens</i> (Mart. ex DC.) O.Berg	End.	X	X				
ORCHIDACEAE							
<i>Epidendrum secundum</i> Jacq.	Nat.		X	X			
POACEAE							
<i>Andropogon bicornis</i> L.	Nat.			X	X	X	X
<i>Andropogon leucostachyus</i> Kunth.	Nat.			X	X	X	X
<i>Andropogon virgatus</i> Desv.	Nat.			X			
<i>Apochloa poliophylla</i> (Renvoize & Zuloaga) Zuloaga & Morrone	End.				X		
<i>Aulonemia effusa</i> (Hack.) McClure	End.	X	X				

Família/espécies	End.	PSA	PSB	R1A	R1B	R2A	R2B
<i>Axonopus sp.</i>	Nat.			X			
<i>Axonopus aureus</i> P.Beauv.	Nat.		X				
<i>Axonopus siccus</i> (Nees) Kuhlms.	Nat.		X			X	
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase.	Nat.	X	X	X	X	X	X
<i>Elionurus muticus</i> (Spreng.) Kuntze.	Nat.	X	X				X
<i>Melinis minutiflora</i> P. Beauv	Exót.			X	X	X	X
<i>Mesosetum ferrugineum</i> (Trin.) Chase	End.	X	X				
<i>Mesosetum loliiforme</i> (Hochst.) Chase	Nat.			X			
<i>Paspalum erianthum</i> Nees ex Trin	Nat.			X	X		
<i>Paspalum pectinatum</i> Nees ex Trin	Nat.	X	X				
<i>Paspalum polyphyllum</i> Nees ex Trin	Nat.	X	X	X	X		X
<i>Poaceae sp.</i>	Nc.						
<i>Schizachyrium tenerum</i> Nees.	Nat.	X		X	X	X	X
<i>Trachypogon spicatus</i> (L.f.) Kuntze	Nat.	X			X	X	
PROTEACEAE							
<i>Roupala montana</i> Aubl.	Nat.	X	X				
POLYGALACEAE							
<i>Polygala glochidiata</i> Kunth.	End.			X			X
RUBIACEAE							
<i>Borreria capitata</i> (Ruiz & Pav.) DC.	Nat.			X	X		
<i>Hexasepalum teres</i> (Walter) J.H.Kirkbr.	Nat.						
VERBENACEAE							
<i>Lantana lundiana</i> Schauer	Nat.					X	
<i>Lippia sp.</i>	Nat.	X	X				
VOCHYSIACEAE							
<i>Vochysia thyrsoidea</i> Pohl		X					
XYRIDACEAE							
<i>Xyris cf. mello-barreto</i> L.B.Sm. & Downs	End.			X	X		
<i>Xyris cf. seubertii</i> L.A.Nilsso	Nat.			X			
INDETERMINADAS							
Indeterminada 1	Nc.	X					
Indeterminada 2	Nc.	X					
Indeterminada 3	Nc.	X					
Indeterminada 4	Nc.			X			
Indeterminada 5	Nc.			X			
LYCOPODIACEAE							
<i>Palhinhaea camporum</i> (B. Øllg. & P.G. Windisch) Holub	Nat.			X		X	X
ANEMIACEAE							
<i>Anemia imbricata</i> J.W. Sturm.	End.	X	X				
<i>Anemia sp.</i>	Nc.			X			
GLEICHENIACEAE							
<i>Dicranopteris flexuosa</i> (Schrad.) Underw.	Nat.			X			

Família/espécies	End.	PSA	PSB	R1A	R1B	R2A	R2B
<i>Sticherus lanuginosus</i> (Fée) Nakai	Nat.					X	
BRYACEAE							
<i>Bryum atenense</i> R.S.Williams	Nat.	X					
CALYMPERACEAE							
<i>Syrrhopodon prolifer</i>	Nat.	X					
CEPHALOZIELLACEAE							
<i>Cephaloziella granatensis</i> (J.B. Jack ex Steph.) Fulford.	Nat.	X		X	X	X	
FISSIDENTACEAE							
<i>Fissidens pellucidus pellucidus</i> Hornsch.	Nat.	X					
<i>Fissidens cf. saprophilus</i> Broth..	Nat.	X					
LEUCOBRYACEAE							
<i>Campylopus cf. aemulans</i> (Hampe) A.Jaeger	Nat.	X		X	X	X	
POLYTRICHACEAE							
<i>Polytrichum juniperinum</i> Willd. ex Hedw.	Nat.			X			
<i>Pogonatum cf. pensilvanicum</i> (Bartram ex Hedw.) P.Beauv.	Nat.			X			

A análise de NMDS mostrou uma alta similaridade da composição florística de espécies entre PSA e PSB (Apêndice A1), assim como a dissimilaridade entre PSA em relação a R1A, R1B, R2A e R2B (Apêndice A2). Esses resultados são esperados já que a sucessão está ocorrendo somente na área em recuperação. A área preservada já se encontra estabilizada. Em relação à área em recuperação, os halos A e B de R1 e R2 apresentaram similaridade entre si (Apêndice A3). Para todas as análises o valor de stress foi $< 0,2$, o que indica que o limiar foi atendido (Clarke, 1993) (Apêndice A). Enquanto o índice de dissimilaridade de Bray Curtis se baseia na proporção de dominância das espécies presentes e ausentes, o índice de Sorensen fundamenta-se na ocorrência das espécies comuns em relação ao total, o que nos fornece uma perspectiva da existência de espécies substitutivas sob o ponto de vista funcional.

A análise de similaridade entre espécies dada pelo índice de Sorensen (Tabela 2), entre os halos A e B, está em torno de 50%, considerando PS, R1 e R2. Quando se compara o halo A de PS com o halo A de R1 e R2, há uma redução de similaridade em 25%, mas quando se compara o halo B de PS, em relação ao halo B de R1 e R2, a redução da similaridade foi de apenas 15%. Já quando se compara R1A com a R1B ou R1A com R2B, ou ainda R1B com R2B o índice de similaridade gira em torno de 45%. Existe um padrão de similaridade entre o halo "A" e "B" dentro de cada área estudada, mas não entre as áreas, o que sugere um efeito seletivo dos afloramentos difuso no estabelecimento das plantas. Esses resultados sugerem que cada área apresenta estágio de sucessão diferente. A área preservada está em equilíbrio e as áreas em recuperação apresentam um processo dinâmico de sucessão determinado pelo efeito seletivo de

diferentes fatores, tais como: os afloramentos, a água, a fertilidade do solo e os tratamentos de inoculação com fungos micorrízicos. Por outro lado, a análise de similaridade entre famílias, obtida pelo índice de Sorensen (Tabela 3), evidenciou uma similaridade em torno de 55% entre a PS, R1 e R2, o que indica o papel funcional das famílias dominantes em comum entre as áreas em recuperação e a área referência, especialmente das famílias Poaceae, Asteraceae, Cyperaceae e Melastomataceae.

Tabela 2 - Índice de similaridade de Sorensen entre as espécies (%). PS: Área preservada geral; R: Área em recuperação geral; PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo B.

Áreas	PS	PSA	PSA	PSA	PSA	PSA	PSB	PSB	PSB	PSB	R1A	R1A	R1A	R1B	R1B	R2A
X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
R	PSB	R1A	R1B	R2A	R2B	R1A	R1B	R2A	R2B	R1B	R2A	R2B	R2A	R2B	R2B	R2B
Sorensen (%)	0,32	0,52	0,24	0,26	0,24	0,20	0,14	0,17	0,21	0,25	0,50	0,42	0,35	0,35	0,37	0,50

Tabela 3 - Índice de similaridade de Sorensen entre as famílias (%). PS: Área preservada geral; R: Área em recuperação geral; PSA: Área preservada halo “A”; PSB: Área preservada halo “B”; R1A: Área em recuperação 1 (não inoculada) halo “A”; R1B: Área em recuperação 1 (não inoculada) halo “B”; R2A: Área em recuperação 2 (inoculada com FMA) halo “A”; R2B: Área em recuperação 2 (inoculada com FMA) halo “B”.

Áreas	PS	PSA	PSA	PSA	PSA	PSA	PSB	PSB	PSB	PSB	R1A	R1A	R1A	R1B	R1B	R2A
X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
R	PSB	R1A	R1B	R2A	R2B	R1A	R1B	R2A	R2B	R1B	R2A	R2B	R2A	R2B	R2B	R2B
Sorensen (%)	0,55	0,52	0,41	0,34	0,45	0,25	0,36	0,26	0,40	0,48	0,64	0,66	0,60	0,60	0,50	0,63

Analisando a ocupação das espécies, obtida a partir dos parâmetros fitossociológicos calculados (Apêndice B), observa-se que os valores de cobertura vegetal da PS foram similares aos da R2 e ambos foram maiores do que a área R1 (Tabela 4). Esses resultados indicam o efeito dos FMA na área R2, pois a inoculação propicia o aumento da absorção de nutrientes, o que reflete no aumento da biomassa vegetal e, conseqüentemente, da cobertura vegetal (Smith & Read 2010). O halo B da R1 apresentou o menor índice de cobertura vegetal (Tabela 4). Esse resultado pode ser explicado pela água oriunda tanto das nascentes, quanto da drenagem que estão localizadas nesse sítio (Figura 8B), o que pode acarretar lixiviação de matéria orgânica do solo (MOS), N e outros nutrientes. Esse resultado está de acordo com os menores teores de MOS, NH_4^+ e CTC encontrados na R1B, mas maiores do que a DS (Figura 22A, B e C). Além disso, espécies do gênero *Xyris*, típicas de ambientes úmidos e tolerantes à água (Smith & Downs, 1968) ocorreram, exclusivamente, na R1 (Tabela 1), o que indica que a água das nascentes esteja selecionando plantas tolerantes à água.

Tabela 4 - Valores de cobertura vegetal (%), riqueza de espécies (S) das áreas/halos “A” e “B”. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo B. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$.

Áreas	PSA	PSB	R1A	R1B	R2A	R2B
Cobertura (%)	81,55 ^a	76,62 ^a	65,57 ^{ab}	53,74 ^b	83,71 ^a	70,21 ^{ab}
Riqueza (S)	42	30	41	27	25	26

Em relação a riqueza de espécies não houve diferença estatística entre os diferentes tratamentos, porém em relação a riqueza das famílias, a PSA e R1A foram semelhantes entre si e foram significativamente diferentes das demais (Figura 9). Esse resultado sugere um efeito significativo na seleção de famílias no halo A em relação ao B. O resultado da R1A se explica pela proximidade com a PSA.

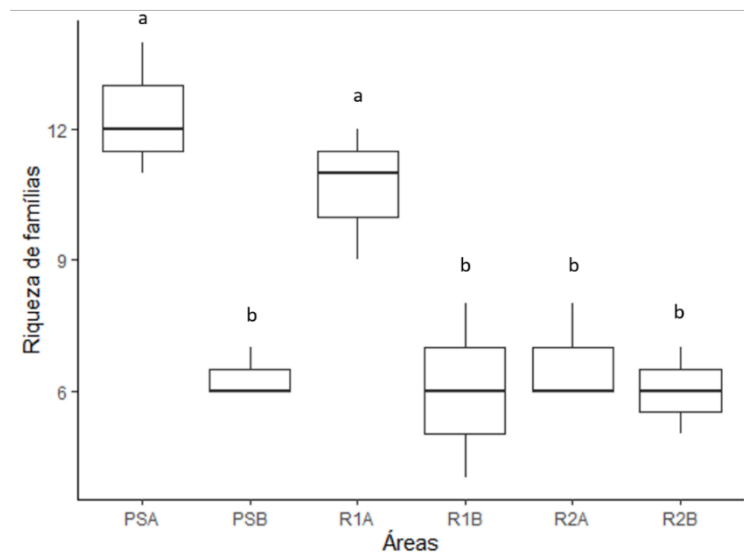


Figura 9 - Análise comparativa da riqueza de famílias entre as áreas de estudo. Diferença de medianas de riqueza de famílias das áreas estudadas. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada FMA halo B. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$.

A distribuição da cobertura das famílias e espécies dominantes >1% em relação aos halos está apresentada na Figura 10. A família dominante em todas as áreas, PS e R e em ambos os halos foi a Poaceae, sendo que a ocupação na área preservada foi maior que R2 e a R2 maior que R1 (Figura 10). Estes resultados sugerem o papel ecossistêmico da família Poaceae relacionado com a distribuição da água e controle da erosão (Zhao *et al.*, 2019). As gramíneas possuem extenso sistema radicular, o que melhora a porosidade e agregação do solo contribuindo, desse modo, para uma maior infiltração de água e retenção da umidade (Zhao *et al.*, 2019). Ademais, essas plantas produzem biomassa vegetal, tanto acima do solo, quanto abaixo (Gyssels & Poesen, 2003) que aumentam o aporte de matéria orgânica do solo e também contribuem para a retenção da umidade e diminuição da lixiviação (Hudek *et al.*, 2017). Nesse sentido, essa família funciona como um tapete hidráulico, como já evidenciado por Medeiros *et al.*, (2023) e apontado por outros autores (Nogueras *et al.*, 2000; Zhang *et al.*, 2021).

Além dessa distribuição diferencial das famílias nas áreas estudadas, elas também diferiram quanto as espécies dominantes (Figura 10). Na tabela 5 estão listadas as espécies dominantes de cada área. Foram registradas 14 espécies com maior dominância >1% na área preservada, 14 espécies na área R1 e 13 espécies na área R2. Enquanto na PS, as espécies com valores de dominância absoluta >4% foram *Mesosetum ferrugineum* (Figuras 10B e 11A), *Paspalum pectinatum* (Figuras 10B e 11B) (grama das pedras) e *Paspalum polyphyllum* (Figuras 10 B e 11C) (capim-lanoso), na área em recuperação o gênero dominante foi o *Andropogon* (Figuras 10C e D). Esses resultados sugerem que o *Andropogon* está desempenhando o mesmo papel ecossistêmico do *Mesosetum* na área preservada, já que ambas as espécies formam densas touceiras (Filgueiras, 1989; Zanin & Longhi-Wagner, 2001), além das gramíneas promoverem a agregação do solo o que contribui para a retenção e distribuição de água, estabilização do solo e diminuição da lixiviação (Hudek *et al.*, 2017; Zhao *et al.*, 2019; Medeiros *et al.*, 2023).

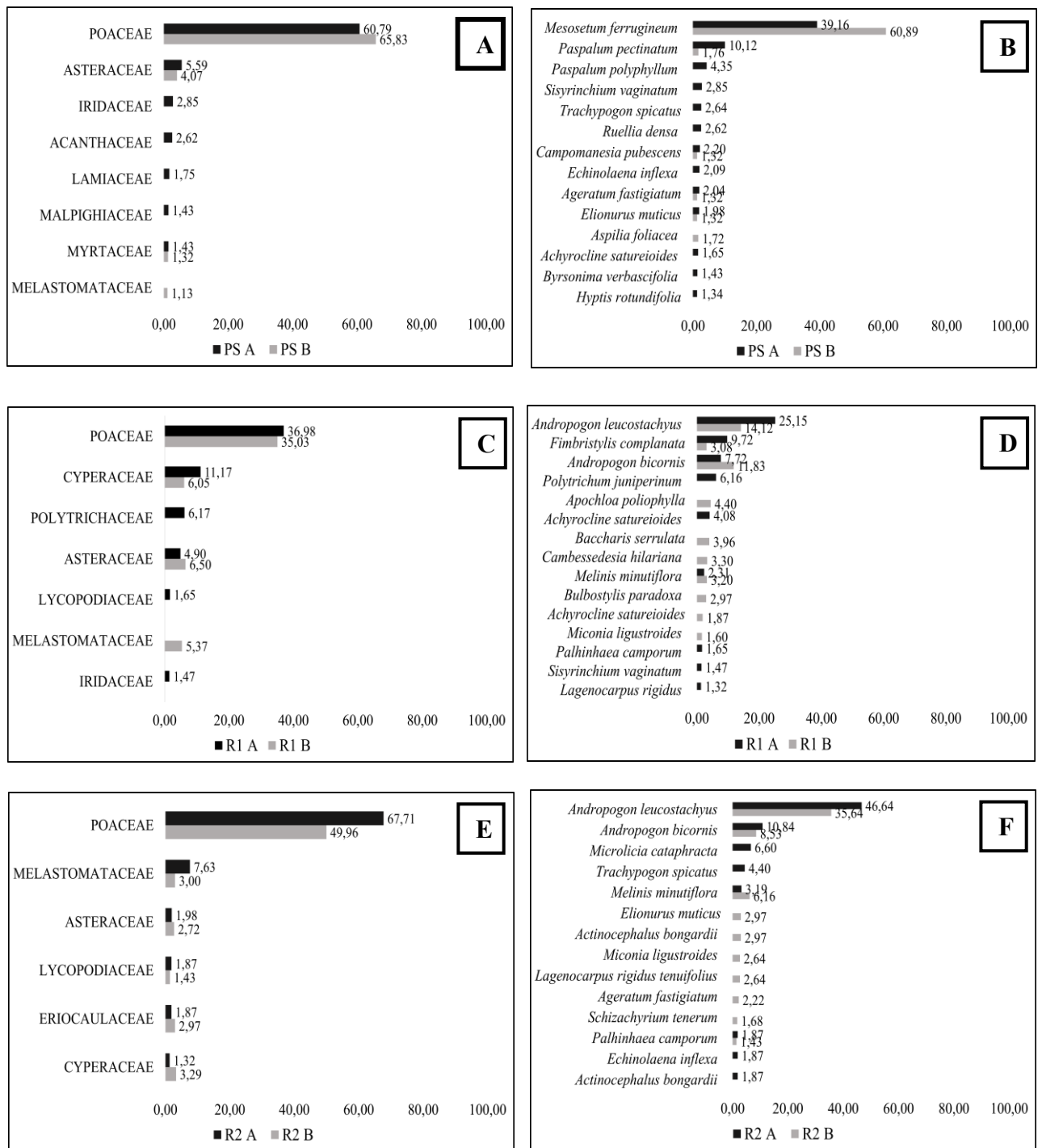


Figura 10 - Famílias e espécies dominantes em relação aos halos (%). **A)** Famílias dominantes (PSA e PSB). **B)** Espécies dominantes (PSA e PSB). **C)** Famílias dominantes (R1A e R1B). **D)** Espécies dominantes (R1A e R1B). **E)** Famílias dominantes (R2A e R2B). **F)** Espécies dominantes (R2A e R2B). PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada FMA halo B.

Na tabela 5, chama atenção o fato de 8 das 14 espécies dominantes na área preservada não terem ocorrido nas demais áreas (*Mesosetum ferrugineum*, *Paspalum pectinatum*, *P. polyphyllum*, *Ruellia densa*, *Campomanesia pubescens*, *Aspilia foliacea*, *Byrsonima verbascifolia* e *Hyptis rotundifolia*) sugerindo serem espécies dominantes em condições secundárias de estabilização. Portanto são espécies que devem ser indicadas para plantio de recuperação das áreas degradadas.

A espécie *Mesosetum ferrugineum* (Figura 11A), foi a mais dominante em ambas as zonas, na área preservada, especialmente no halo B (Figura 10B) e, também, figurou entre as mais dominantes em trabalho realizado por Reis (2019) na mesma área de estudo. Essa dominância pode ser atribuída à presença de bancos de sementes, o seu hábito cespitoso que forma densas touceiras e sua forma de dispersão anemocórica, que aumentam a sua colonização (Filgueiras, 1989).

Nesse sentido, como as plantas dessa família são reconhecidas por desempenharem importante serviço ecossistêmico relacionado à estabilização do solo, retenção e distribuição de água, (Clifford *et al.*, 1987; Nogueras *et al.*, 2000; Zhang *et al.*, 2021; Cheng *et al.*, 2022; Medeiros *et al.*, 2023). Por isso, sugere-se que essa espécie cumpre essa função na PS. Ainda, essa planta é endêmica e em campo é reconhecida pela cor ferrugínea dos pelos que revestem a espiguetas - característica que dá nome ao seu epíteto específico (Filgueiras, 1989). Ademais, essa espécie ocorre em áreas úmidas próximas às linhas do lençol freático (Munhoz & Felfili, 2008).

As demais espécies, na área preservada, incluindo *Paspalum pectinatum* (Figura 11B) e *Paspalum polyphyllum* (Figura 11C) ocuparam, preferencialmente, o halo A próximo à rocha, o que fala a favor de sua preferência por ambientes úmidos (Figura 10A). A elevada representatividade desta espécie nos campos rupestres estáveis e preservados (Viana & Lombardi, 2007; Reis, 2019; Salim *et al.*, 2022), sugere participação importante nos serviços ecossistêmicos. Na área preservada, com exceção da família Poaceae - que foi dominante no halo B - as demais famílias: Asteraceae, Iridaceae, Acanthaceae, Lamiaceae e Malpighiaceae apresentaram maior ocupação na proximidade dos enrocamentos (Figura 10A). Estes resultados sugerem que a umidade possa ser o principal fator seletivo para a ocupação das espécies.

A quarta espécie que se destacou no halo A da área preservada (Figura 10B) foi *Sisyrinchium vaginatum* (Figura 12A), pertencente à família Iridaceae. Isso reitera que o efeito seletivo das rochas está relacionado com a umidade, pois essa espécie ocorre em zonas úmidas (Costa, 2007). A espécie endêmica *Ruellia densa*, pertencente à família Acanthaceae (Figura 12B), foi a sexta mais dominante (Figura 10B) e se destacou no halo “A”.



Figura 11 - Espécies de gramíneas dominantes na área preservada. **A)** *Mesosetum ferrugineum* (Poaceae). **B)** *Paspalum pectinatum* (Poaceae). **C)** *Paspalum polyphyllum* (Poaceae).



Figura 12 - **A)** *Sisyrrinchium vaginatum* (Iridaceae). **B)** *Ruellia densa* (Acanthaceae).

Na área R1 (Tabela 5 e Figura 10) foram encontradas somente 2 espécies comuns com a área preservada (*Achyrocline satureioides* e *Sisyrinchium vaginatum*). Porém, 7 espécies foram encontradas em ambas as áreas R1 e R2 (*Andropogon Leucostachyus*, *A. bicornis*, *Melinis minutiflora*, *Miconia ligustroides*, *Palhinhaea camporum* e *Lagenocarpus rigidus*) espécies de caráter fortemente pioneiro, com exceção da espécie invasora *Melinis minutiflora*. Esses dados mostram a tendência natural da sucessão. Por outro lado, algumas espécies só ocorreram na área R1 (*Fimbristylis complanata*, *Polytrichum juniperinum*, *Apochloa poliophylla*, *Baccharis serrulata*, *Cambessedesia hilariana* e *Bulbostylis paradoxa*) e, por serem nativas do campo rupestre, mostram que diferentes fatores seletivos interferem no processo de sucessão na recuperação.

O gênero *Andropogon* é um dos mais representativos da tribo Andropogonae, além de ser distribuído, majoritariamente, nos trópicos (Clayton, 1987; Zanin & Longhi-Wagner, 2001). As espécies *Andropogon bicornis* (Figura 13A), *Andropogon leucostachyus* (Figura 13B) e *Andropogon virgatus* (Figura 13C), que dominaram na R1 e R2 (Figuras 10D e F), possuem distribuição geográfica ampla, ocorrendo em todas as regiões do Brasil (Zanin & Longhi-Wagner, 2001). São anemocóricas e produzem muitas sementes, além de apresentarem o hábito cespitoso que forma densas touceiras, o que explica a sua dominância (Renvoize & Clayton, 1992; Zanin & Longhi-Wagner, 2001). Além disso, essas espécies são nativas e ocorrem na Serra da Calçada e em outros campos rupestres o que justifica a sua ocorrência nessa área (Zanin & Longhi-Wagner, 2001; Viana & Lombardi, 2007; Meyer, 2013; Zappi *et al.*, 2015).

Considerando sua distribuição e seu caráter pioneiro, destaca-se a importância dessas espécies nas fases iniciais de sucessão. Essas espécies ocorrem em ambientes úmidos, especialmente, *Andropogon bicornis* e *Andropogon virgatus* (Zanin & Longhi-Wagner, 2001; Zanin & Longhi-Wagner, 2006). Esses resultados reforçam a hipótese da influência da água, como fator seleção no estabelecimento do gênero *Andropogon*, já que existem nascentes na área em recuperação.

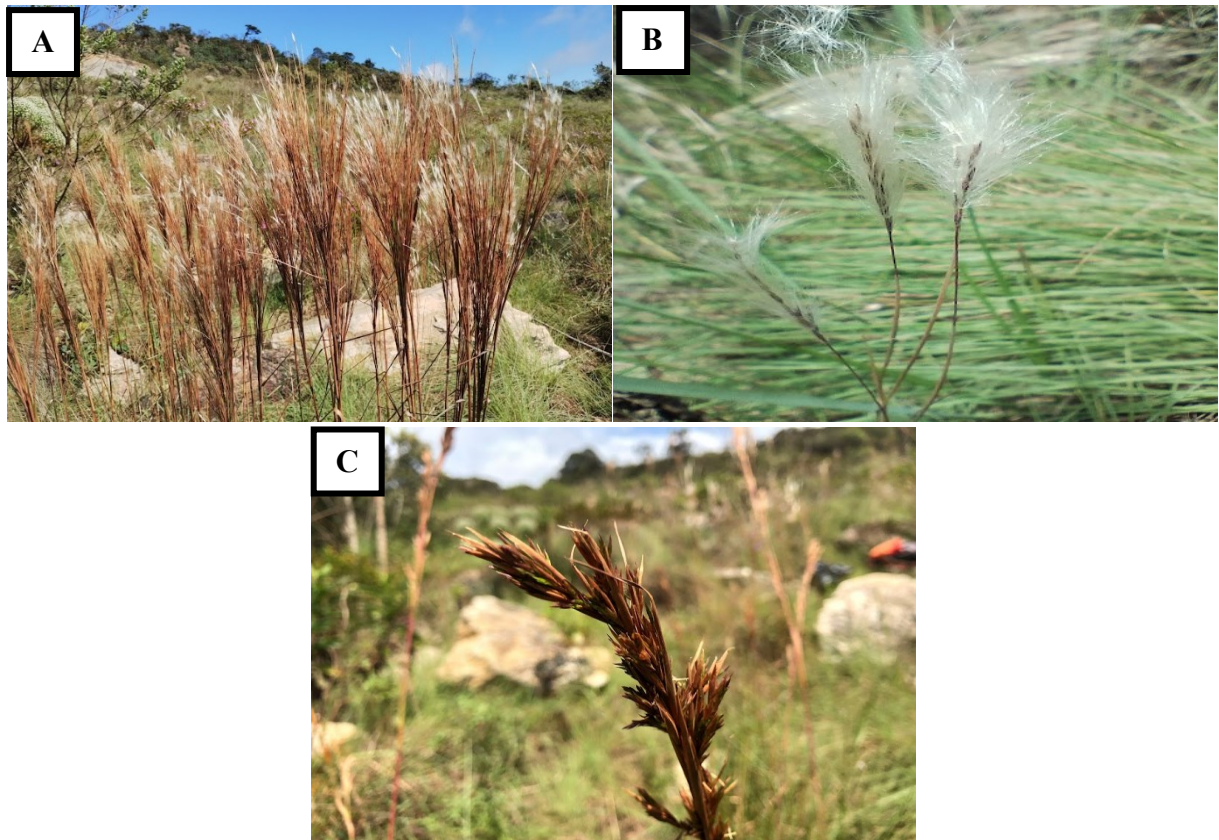


Figura 13 - Espécies de gramíneas dominantes nas áreas em recuperação. **A)** *Andropogon bicornis* (Poaceae). **B)** *Andropogon leucostachyus* (Poaceae). **C)** *Andropogon virgatus* (Poaceae).

Além da Poaceae, na área em recuperação 1 (R1), destacaram-se as famílias Cyperaceae e Polytrichaceae, o que sugere, mais uma vez, a influência do fator umidade sobre a sucessão vegetal (Figura 10C). Porém, diferencialmente das espécies selecionadas na área preservada (Figura 10B), as espécies dominantes da família Poaceae na R1A e R1B (Figura 10D), além do gênero *Andropogon*, foram registradas a *Apochloa poliophylla* (Poaceae) e a briófito *Polytrichum juniperinum* (Figura 14A), especialmente na zona A (Figura 10D), o que reafirma o efeito seletivo da umidade aliado à sucessão. A ocorrência do musgo *Campylopus aemulans*, em todas as áreas estudadas (Tabela 1), indica o papel desta espécie no estabelecimento de plantas vasculares, pois a sua forma de vida tufo propicia alguns serviços ecossistêmicos como: a retenção de água e de nutrientes, bem como sua distribuição, além de contribuírem na estabilização do solo (Mägdefrau, 1982, Frahm & Gradstein, 1991).

Ademais, a espécie *Fimbristylis complanata* (Figura 14B), pertencente à família Cyperaceae foi a segunda mais dominante, também com maiores valores no halo A nesse tratamento (Figura 10D), o que corrobora o papel dessa família na sucessão vegetal inicial em afloramentos rochosos quartzíticos (Alves & Kolbek, 2000). Além disso, essa espécie ocorre

em campos brejosos, junto a curso d'água (Silveira & Longhi-Wagner, 2008) e conforme supracitado, foi a segunda espécie mais dominante, na R1, o que sugere que ela também desempenha o serviço ecossistêmico de distribuição de água (Medeiros *et al.*, 2023). Outra espécie dominante dessa família foi *Lagenocarpus rigidus* (Figuras 10D e 14C). Ainda, a ocorrência do gênero *Rhynchospora* (Figura 14D) (Tabela 1) em ambas as áreas em recuperação (R1 e R2), corrobora para a água como fator seletivo, pois esse gênero ocorre em ambientes úmidos (Silva *et al.*, 2009).

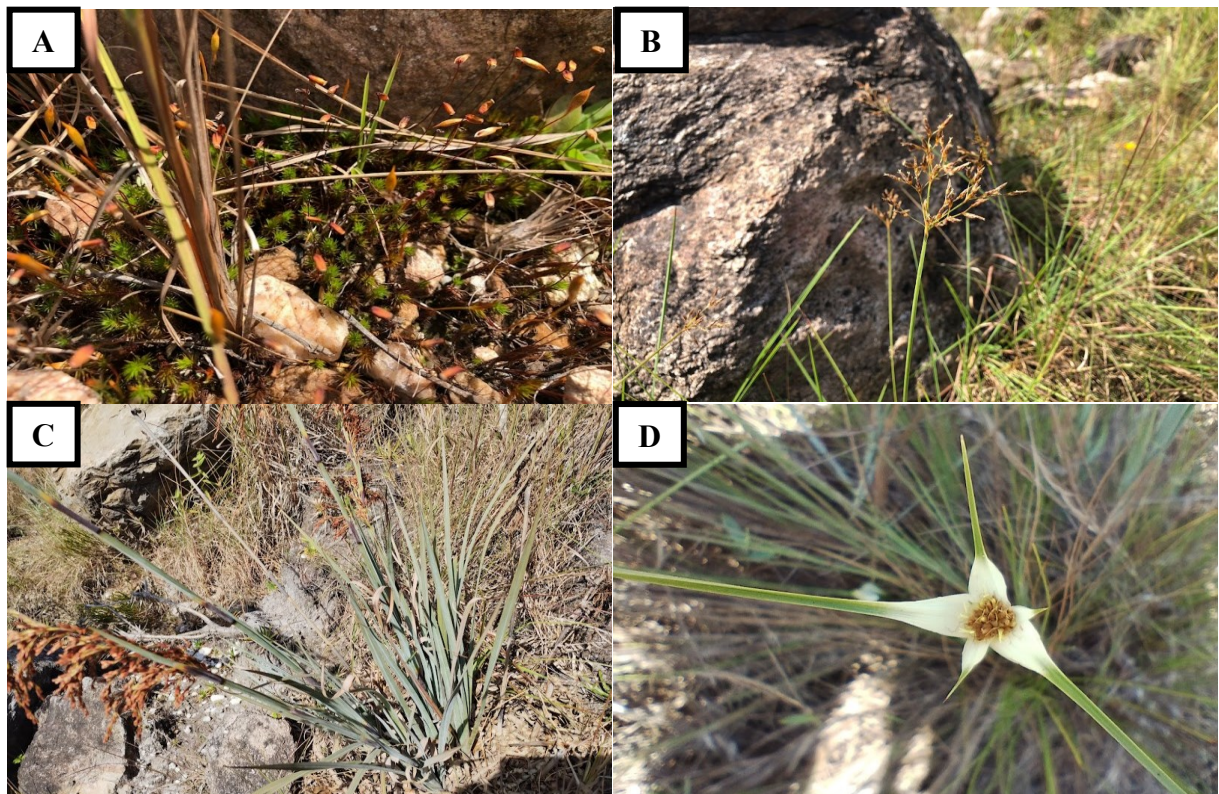


Figura 14 - **A)** *Polytrichum juniperinum* (Polytrichaceae). **B)** *Fimbristylis complanata* (Cyperaceae). **C)** *Lagenocarpus rigidus* (Cyperaceae). **D)** *Rhynchospora consanguinea* (Cyperaceae).

Como mostrado na tabela 5, na área R2, foram encontradas o maior número de espécies dominantes (5) em comum com a área preservada (*Trachypogon spicatus*, *Elionurus muticus*, *Ageratum fastigiatum*, *Echinolaena inflexa*, *Schizachyrium tenerum*) e apenas 2 espécies novas (*Actinocephalus bongardii* e *Microlicia cataphracta*) ambas endêmicas do campo rupestre. Esses resultados sugerem o efeito benéfico da inoculação de fungos micorrízicos sobre a sucessão.

No tratamento R2, similarmente à PS e a R1, ocorreu uma maior dominância da família Poaceae, em ambas as zonas, especialmente na zona A dominada pelo gênero *Andropogon* (Figura 10E). Diferencialmente da PS e da R1, outras famílias colonizaram ambas as zonas A

e B, na área R2, na seguinte ordem Melastomataceae > Asteraceae > Lycopodiaceae. (Figura 10E).

A espécie da família Melastomataceae *Microlicia cataphracta* (Figura 15A) foi a terceira dominante (Figura 10F), na R2, ocorrendo exclusivamente nessa área. Essa espécie ocorre em ambientes com solo úmido e próximas a cursos d'água (Meyer, 2013; Rodrigues, 2022). A gramínea *Trachypogon spicatus* (Figura 15B) foi a quarta dominante nesse tratamento (Figura 10F), sendo também dominante na área preservada (Figura 10B). Vale ressaltar que a espécie endêmica *Lagenocarpus rigidus tenuifolius* (Figura 15C), na R2, ocorreu exclusivamente nessa área, estando entre as espécies com maior dominância (Figura 10F). Ademais ela é comum nos campos rupestres de Minas Gerais e ocorre em ambientes úmidos (Silva *et al.*, 2009).

A espécie *Actinocephalus bongardii* (Figura 15D) também foi dominante, na R2 (Figura 10F), o que reforça a umidade e a água das nascentes como fator seletivo da sucessão vegetal, já que a maior parte das espécies desse gênero ocorrem associadas às linhas de drenagem ou à pequenos vales com solo úmido e encharcado na maior parte do ano (Oriani & Sano, 2005).

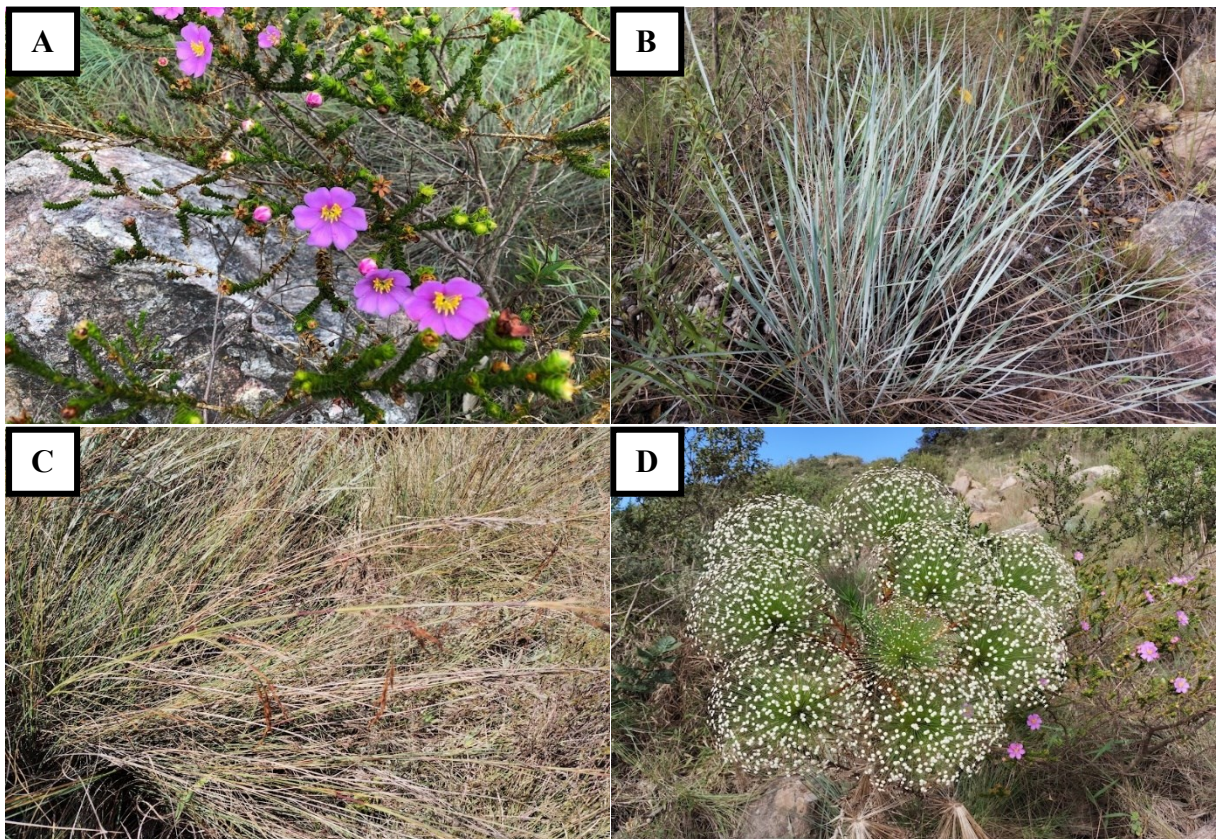


Figura 15 - A) *Microlicia cataphracta* (Melastomataceae). **B)** *Trachypogon spicatus* (Poaceae). **C)** *Lagenocarpus rigidus tenuifolius* (Cyperaceae). **D)** *Actinocephalus bongardii* (Eriocaulaceae).

Destaca-se a presença dominante e frequente em todas as áreas/halos da espécie *Echinolaena inflexa* (Figura 10), também conhecido como capim flechinha (Figura 16A), o que sugere que essa espécie possui uma grande plasticidade e adaptação, tanto na área preservada, quanto na área em recuperação. Essa espécie possui grande potencial para uso em recuperação de áreas degradadas com ocorrência de voçorocas, pois ela é nativa, apresenta alta produção de biomassa vegetal. Além de ocorrer em vários tipos de solos e fitofisionomias do país, ela também possui alta taxa de sobrevivência em áreas sob recuperação (Silva & Oliveira, 2024; Souza *et al.*, 2005). De forma semelhante *Paspalum polyphyllum* (Figura 11C) e *Schizachyrium tenerum* (Figura 16B), ocorreram em todas as áreas/halos. Esses resultados demonstram uma independência dessas espécies em relação aos fatores bióticos e abióticos, no seu estabelecimento.



Figura 16 - A) *Echinolaena inflexa* (Poaceae). **B)** *Schizachyrium tenerum* (Poaceae).

Nas áreas em recuperação, R1 e R2, foram encontradas plantas jovens de espécies da família Melastomataceae, de forma não dominante, consideradas pioneiras no processo de sucessão vegetal nas áreas estudadas, tais como *Miconia ligustroides* (Figura 17A-B), *Leandra aurea* (Figura 17C-D), *Microlicia parviflora* (Figura 17E-F), bem como as respectivas plantas adultas, que provavelmente forneceram os diásporos para tal colonização. A espécie *Cambessedesia hilariana* (Figura 17G) também foi dominante nas áreas em recuperação. A espécie *Marcetia taxifolia* (Figura 17H) ocorreu na área em recuperação 2, no halo “B”, de forma não dominante (Apêndice B).

Além disso, essa família possui diversas estratégias reprodutivas que conferem maior aptidão para colonizar ambientes em diferentes condições e, também, possuem maior capacidade de associação com fungos micorrízicos, sugerindo troca hídrica e nutricional com as plantas hospedeiras (Egerton-Warburton, *et al.*, 2007; Reis, 2019). Essa alteração do perfil das espécies pode estar relacionada com outros fatores, não só com a umidade, mas também com a fertilidade.

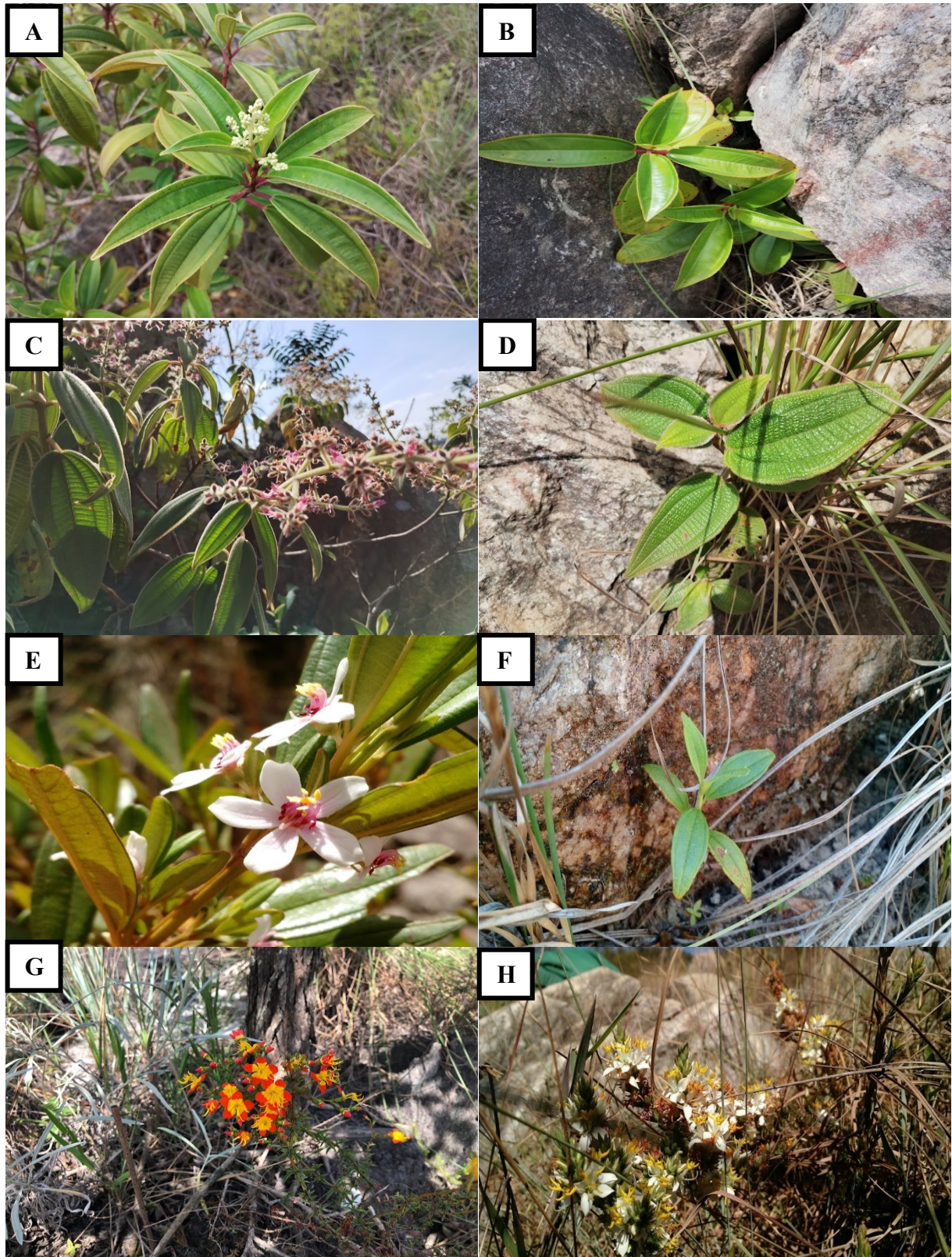


Figura 17 - **A)** Planta adulta da espécie *Miconia ligustroides* (Melastomataceae). **B)** Planta jovem da espécie *Miconia ligustroides* (Melastomataceae). **C)** Planta adulta da espécie *Leandra aurea* (Melastomataceae). **D)** Planta jovem da espécie *Leandra aurea* (Melastomataceae). **E)** Planta adulta da espécie *Microlicia parviflora* (Melastomataceae). **F)** Planta jovem da espécie *Microlicia parviflora* (Melastomataceae). **G)** *Cambessedesia hilariana* (Melastomataceae). **H)** *Marcetia taxifolia* (Melastomataceae).

A presença da gramínea exótica invasora *Melinis minutiflora* fala a favor da influência do fogo que ocorreu antes da recuperação, na área circundante, onde o *Melinis minutiflora* é dominante (Salim, 2019; Salim *et al.*, 2022). Apesar de sua presença na área em recuperação, essa espécie invasora apresentou baixos valores de dominância absoluta quando comparada com as demais espécies de gramíneas nativas (Figura 10 e Apêndice B). Esse resultado pode ser atribuído à competição e contenção da invasão biológica que as espécies nativas dominantes desempenham nos campos rupestres (Ribeiro *et al.*, 2017; Nogueira *et al.*, 2019). Além disso, o nitrogênio sob a forma de amônio (NH_4^+) foi encontrado em maior proporção na PS, R1 e R2, quando comparada com a DS (Figura 22) onde o nitrato (NO_3^-) prevaleceu, o que está de acordo com outros trabalhos (Ribeiro *et al.* 2017, Reis, 2019; Salim, 2019; Nogueira, *et al.*, 2019; Medeiros *et al.*, 2019). Essa planta invasora tem maior afinidade por NO_3^- (Ribeiro., 2017; Nogueira *et al.*, 2019; Medeiros *et al.*, 2023). Diante disso, o seu baixo índice de ocupação nas áreas em recuperação (Figura 10 e Apêndice B) sugere a fertilidade do solo como um fator de pressão seletiva na sucessão vegetal.

A presença da família Lycopodiaceae como a quarta mais dominante, na R2 (Figura 10E), e a quinta, na R1 (Figura 10C), representada pela espécie *Palhinhaea camporum* (Figura 18A), evidencia o estágio sucessional inicial que se encontra a área em recuperação aliado a presença da umidade oriunda das nascentes que se encontra área em recuperação (Figura 10 C-E), pois ela é pioneira e ocorre em ambientes úmidos (Øllgaard & Windisch, 2016).

A ocorrência exclusiva de espécies do gênero *Xyris* (Figura 18B) (Xyridaceae) - que ocorre preferencialmente em solos úmidos e brejosos (Smith & Downs, 1968) - e altíssima representatividade do gênero *Microlicia* (Melastomataceae), na área em recuperação (Tabela 1), tais como a *Microlicia cataphracta* (Figura 15A), *Microlicia isophylla* (Figura 18C), *Microlicia graveolens* (Figura 18D), ressalta a importância dos efeitos da umidade aliado ao efeito da fertilidade do solo e de seu papel de plantas pioneiras na sucessão vegetal nesta área de estudo. Ademais, esses dois gêneros são frequentes nos campos rupestres ao longo da Cadeia do Espinhaço, além de apresentarem elevado grau de endemismo (Giulietti & Harley, 1997; Fritsch *et al.* 2004; Romero *et al.* 2020). *Epidendrum secundum*, da família Orquidaceae não havia estabelecido na área em estudo de 2019 (Salim, 2019) e foi encontrada na R1A.

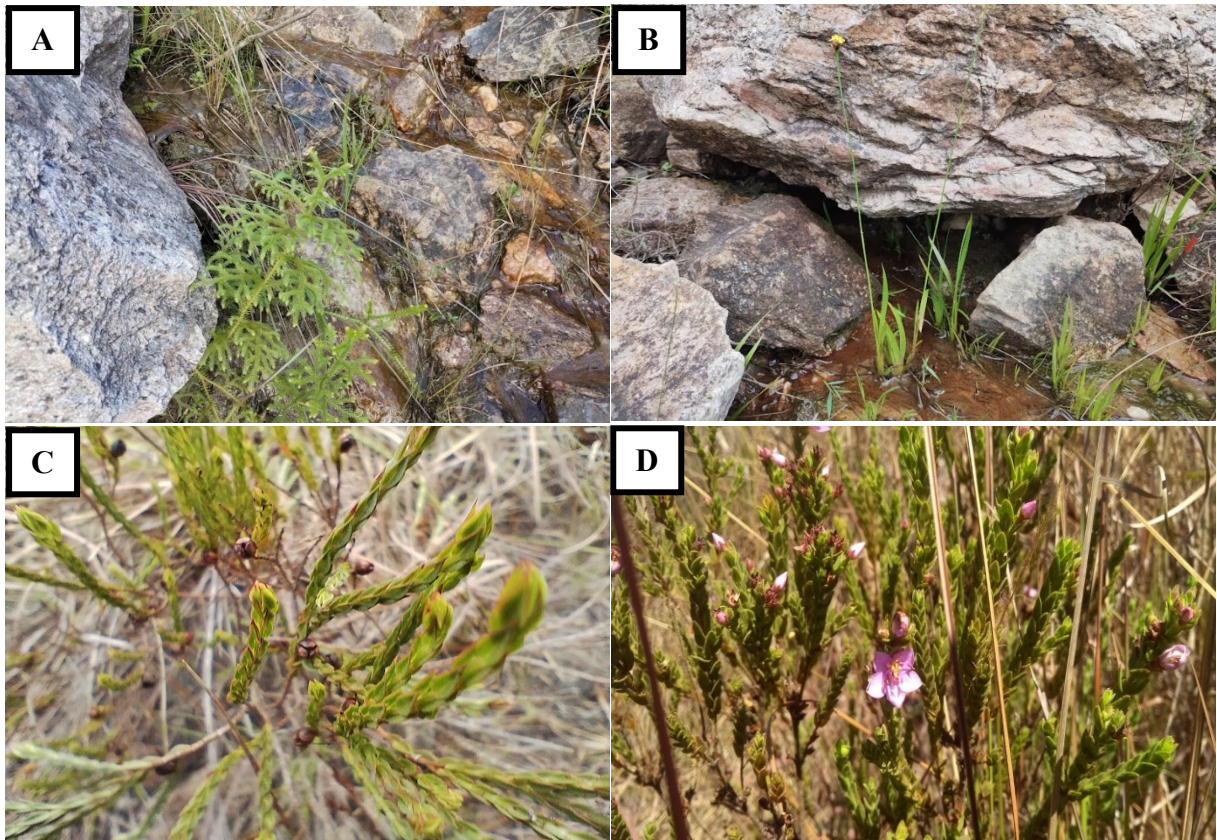


Figura 18 - A) *Palhinhaea camporum* (Lycopodiaceae). **B)** *Xyris cf. mello-barretoii* (Xyridaceae). **C)** *Microlicia isophylla* (Melastomataceae). **D)** *Microlicia graveolens* (Melastomataceae).

A Asteraceae é uma família muito bem representada nos campos rupestres (Viana & Lombardi, 2007; Messias *et al.*, 2012; Meyer, 2013; Alves *et al.*, 2014; Reis, 2019; Salim *et al.* 2022). Apresentou elevada dominância, tanto na área preservada, quanto na área em recuperação (Figura 10) sendo representada pelas espécies *Achyrocline satureioides* (Figura 19A) e *Ageratum fastigiatum* (Figura 19B) - essa última amplamente distribuída em todos os campos rupestres (Viana & Lombardi, 2007).

Essa família se caracteriza pela alta plasticidade, resistência a estresses ambientais e realiza competição com espécies exóticas (Ribeiro *et al.*, 2017). Além dessas, a espécie endêmica *Baccharis serrulata* (Figura 19C) foi a mais frequente dentre as espécies dessa família na área em recuperação (Apêndice B) e, no presente trabalho, não foi encontrada na área preservada. No entanto, em outros trabalhos realizados em CRQ a mesma foi encontrada (Viana & Lombardi, 2007; Meyer, 2013). A *Lychinophora vilosissima*, uma planta muito comum em CR (Viana & Lombardi, 2007), ocorreu exclusivamente na área preservada (Figura 19D).

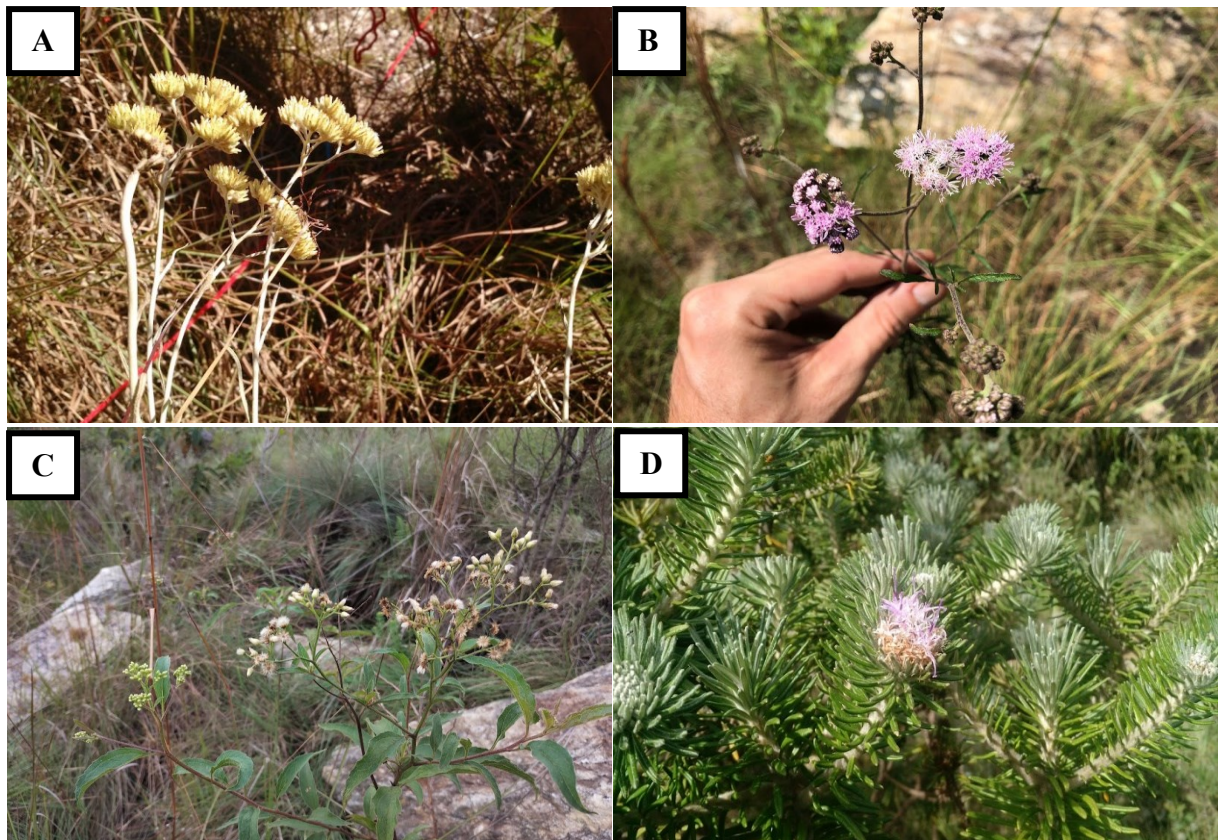


Figura 19 - **A)** *Achyrocline satureioides* (Asteraceae). **B)** *Ageratum fastigiatum* (Asteraceae). **C)** *Baccharis serrulata* (Asteraceae). **D)** *Lychinophora vilosissima* (Asteraceae).

Na tabela 6, está apresentada a lista de famílias (11) e das espécies (20) comuns entre a área preservada e as áreas em recuperação que correspondem a uma similaridade de 32%, entre espécies, e de 55%, entre famílias, conforme (Tabelas 2 e 3). Dentre elas, 5 espécies foram dominantes na área em recuperação: *Achyrocline satureioides* que ocorreu na R1A e R1B, *Ageratum fastigiatum* que ocorreu na R2B, *Echinolaena inflexa*, que ocorreu na R2A, *Elionurus muticus* na R2B e o *Trachypogon spicatus*, na R2A. Dessas 5 espécies, 4 ocorreram com maior dominância, na R2 (Figura 10F) e, também, na área preservada (Figura 10B): *Trachypogon spicatus*, *Elionurus muticus*, *Ageratum fastigiatum* e *Echinolaena inflexa* e somente *Achyrocline satureioides* ocorreu na R1.

Esses resultados evidenciam o papel fundamental dessas espécies e das demais espécies descritas na tabela 6, na sucessão vegetal. Como a maioria das espécies dominantes ocorreram na R2 - que é a área inoculada com FMA, essa dominância sugere ser o produto do efeito seletivo nutricional acelerando o processo de sucessão. Esse resultado está de acordo com o trabalho de Medeiros *et al.* (2023), que já apontava para o efeito dos FMA no aumento da disponibilidade de nutrientes para as plantas. A alta contribuição do número de espécies

endêmicas e nativas, tanto na área preservada, quanto na área R1 e R2 (Tabela 1), aponta para a qualidade ambiental de ambas as áreas em recuperação - uma vez que a área referência está inserida em CRQ e é considerada um *hotspot*.

Tabela 5 - Lista de espécies dominantes em cada local de estudo. PS: Área preservada; R1: Área em recuperação 1 não inoculada; R2: Área em recuperação 2 inoculada com FMA.

Família/espécies	PS	R1	R2
ACANTHACEAE			
<i>Ruellia densa</i>	X		
ASTERACEAE			
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.)	X	X	
<i>Aspilia foliacea</i> (Spreng.) Baker	X		
<i>Ageratum fastigiatum</i>	X		X
<i>Baccharis serrulata</i> (Lam.) Pers		X	
CYPERACEAE			
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.		X	
<i>Fimbristylis complanata</i> (Retz.) Link		X	
<i>Lagenocarpus rigidus</i> (Kunth) Nees		X	X
ERIOCAULACEAE			
<i>Actinocephalus bongardii</i> (A.St.-Hil.) Sano.			X
LAMIACEAE			
<i>Hyptis rotundifolia</i> Benth.	X		
MALPIGHIACEAE			
<i>Byrsonima verbascifolia</i> (L.) DC.	X		
MELASTOMATACEAE			
<i>Cambessedesia hilariana</i> (A.St.-Hil. ex Bonpl.) DC.		X	
<i>Miconia ligustroides</i> (DC.) Naudin		X	X
<i>Microlicia cataphracta</i> (Mart. & Schrank ex DC.) Versiane & R.Romero.			X
MYRTACEAE			
<i>Campomanesia pubescens</i> (Mart. ex DC.) O.Berg	X		
POACEAE			
<i>Andropogon bicornis</i> L.		X	X
<i>Andropogon leucostachyus</i> Kunth.		X	
<i>Apochloa poliophylla</i> (Renvoize & Zuloaga) Zuloaga & Morrone			
<i>Echinoalaena inflexa</i> (Poir.) Chase.	X		X
<i>Elionurus muticus</i> (Spreng.) Kuntze	X		X
<i>Melinis minutiflora</i> P. Beauv		X	X
<i>Mesosetum ferrugineum</i> (Trin.) Chase	X		
<i>Paspalum pectinatum</i> Nees ex Trin	X		
<i>Paspalum polyphyllum</i> Nees ex Trin	X		
<i>Schizachyrium tenerum</i>			X
<i>Trachypogon spicatus</i> (L.f.) Kuntze	X		X
LYCOPODIACEAE			
<i>Palhinhaea camporum</i> (B. Øllg. & P.G. Windisch) Holub		X	X
POLYTRICHACEAE			
<i>Polytrichum juniperinum</i>		X	

Tabela 6 - Espécies e famílias em comum entre as áreas preservadas (PS) e em recuperação (R1 e R2). Análise do efeito da inoculação com FMA na sucessão vegetal. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo B.

Família/espécies	PSA	PSB	R1A	R1B	R2A	R2B
ASTERACEAE						
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.)	X		X	X		X
<i>Ageratum fastigiatum</i> (Gardner) R.M. King & H. Rob	X	X	X	X	X	X
<i>Eremanthus incanus</i> (Less.) Less.	X	X		X	X	X
CYPERACEAE						
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	X			X		
<i>Lagenocarpus rigidus</i> (Kunth) Nees	X		X			
FABACEAE						
<i>Chamaecrista mucronata</i> (Spreng.) H.S. Irwin & Barneby		X				X
IRIDACEAE						
<i>Sisyrinchium vaginatum</i> Spreng	X	X	X			
LAMIACEAE						
<i>Hyptis</i> sp.	X	X	X		X	X
MALPIGHIACEAE						
<i>Peixotoa tomentosa</i> A. Juss.	X		X			
MELASTOMATACEAE						
<i>Cambessedesia hilariana</i> (A.St.-Hil. ex Bonpl.) DC.		X		X		
<i>Leandra aurea</i> (Cham.) Cogn.		X			X	
ORCHIDACEAE						
<i>Epidendrum secundum</i> Jacq		X	X			
POACEAE						
<i>Axonopus siccus</i> (Nees) Kuhl.		X			X	
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase.	X	X	X	X	X	X
<i>Elionurus muticus</i> (Spreng.) Kuntze.	X	X				X
<i>Paspalum polyphyllum</i> Nees ex Trin	X	X	X	X		X
<i>Schizachyrium tenerum</i> Nees.	X		X	X	X	X
<i>Trachypogon spicatus</i> (L.f.) Kuntze	X			X	X	
CEPHALOZIELLACEAE						
<i>Cephalozia granatensis</i> (J.B. Jack ex Steph.) Fulford.	X		X	X	X	
LEUCOBRYACEAE						
<i>Campylopus cf. aemulans</i> (Hampe) A. Jaeger	X		X	X	X	

4.2 Indicadores da qualidade abiótica do solo

4.2.1 Água do solo

Analisando a tensão de retenção da água no solo dada pelo potencial mátrico (Ψ_m) (Figura 20) e o conteúdo de água do solo (Figura 21), a quantidade de água retida no solo não diferiu entre áreas e halos, evidenciando o livre movimento da água em todas as áreas, valores típicos de áreas úmidas ou com nascentes (Brady e Weil, 2013). Os níveis de retenção de água foram similares àqueles encontrados por Medeiros *et al.* (2023) na mesma área, no entanto, houve um aumento na retenção de água na área R1 quando comparada com o resultado encontrado por Medeiros *et al.* (2023). Esse aumento de umidade na R1 pode ser atribuído ao aumento da cobertura vegetal decorrente da sucessão vegetal.

Esses resultados explicam a dominância e a frequência das espécies que são favorecidas pela umidade, tais como: *Xyris*, *Mesosetum ferrugineum*, *Sisyrinchium vaginatum*, *Polytrichum juniperinum*, *Andropogon bicornis*, *Andropogon leucostachyus*, *Fimbristylis complanata*, *Paspalum* sp, *Campylopus aemulans*, *Anemia* sp, *Actinocephalus bongardii*, *Palhinhaea camporum*, *Microlicia cataphracta*, *Microlicia graveolens*, *Microlicia isophylla*.

Essa tensão de água retida no solo, reforça a hipótese do papel da família Poaceae na condução da água funcionando como tapete hidráulico (Nogueras *et al.*, 2000; Zhang *et al.*, 2021; Medeiros *et al.*, 2023). Esse papel realizado pelas gramíneas na distribuição da água explica a pequena diferença entre o halo A e o B, especialmente na área preservada. Esses resultados indicam a estabilização do lençol freático e afloramento das nascentes nas áreas sob recuperação o que está de acordo com o resultado encontrado por Medeiros *et al.* (2023).

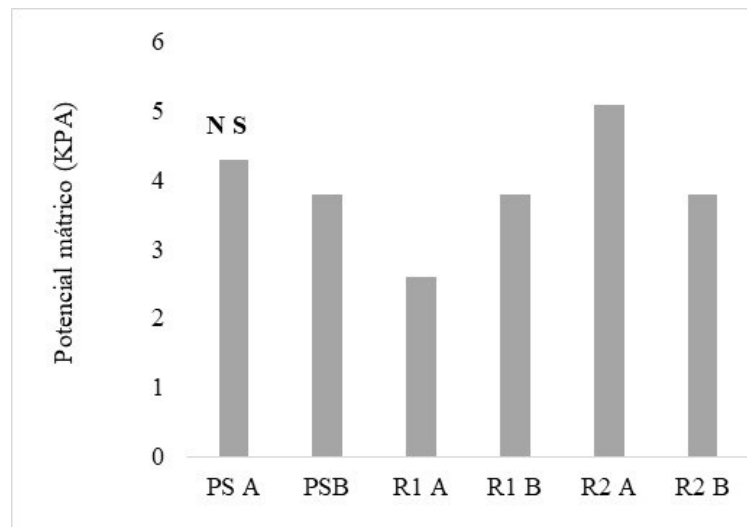


Figura 20 - Potencial mátrico das áreas de estudos (KPA): Área preservada halos A e B (PSA e B), Área de recuperação não inoculada, halos A e B (R1 A e B) e Área em recuperação inoculada, halos A e B (R2 A e B). A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$. Ns: não significante.

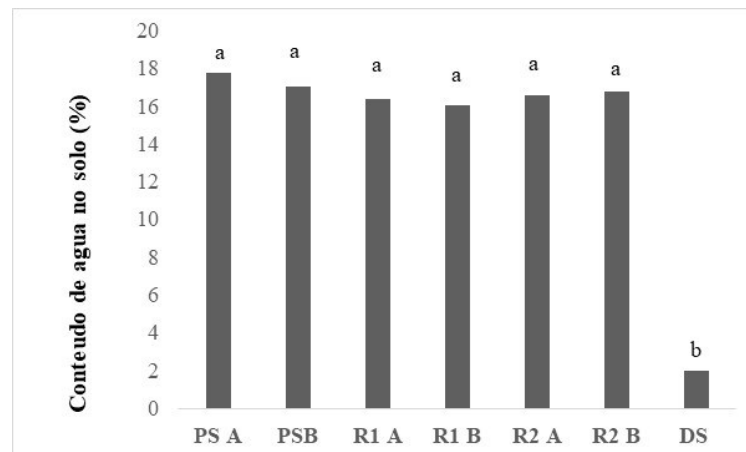


Figura 21 - Conteúdo de água gravimétrica do solo nas áreas de estudos (%): Área preservada halos A e B (PSA e B), Área de recuperação não inoculada, halos A e B (R1A e B), Área em recuperação inoculada, halos A e B (R2 A e B) e Área degradada (DS). A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$.

4.2.2 Fertilidade do solo

Os resultados da análise química do solo das variáveis de pH, fósforo (P), potássio (K) e magnésio (Mg) se encontram na Tabela 7. Em relação ao pH do solo não houve diferença estatística entre as áreas preservada (PSA e PSB), em recuperação (R1A, R1B e R2A, R2B) e a área degradada (DS). Em todas as áreas/halos o pH se apresentou ácido, como esperado para áreas inseridas em campos rupestres, onde o conteúdo de alumínio e hidrogênio é alto e a quantidade de bases em relação ao alumínio é baixa. Além disso, as substâncias húmicas provenientes da MOS originam-se de ácidos orgânicos decorrentes da decomposição da biomassa vegetal, o que também acidifica o meio (Giulietti & Harley, 1997; Alves *et al.*, 2014; Reis, 2019; Salim *et al.*, 2022).

O conteúdo de P no solo foi similar em todas as áreas, inclusive com a área degradada, sendo diferente apenas com a R2B (Tabela 7). Isso pode ser explicado pela origem do fósforo que, nos campos rupestres, provêm da rocha mãe (Spier *et al.*, 2007). Os elevados valores encontrados na R2, especialmente na R2B (Tabela 7), podem ser atribuídos à inoculação com os FMA, uma vez que os FMA amplificam a absorção de fósforo - que é um macronutriente pouco móvel no solo - pelas plantas através do aumento da área radicular decorrente da formação de extensas redes de micélio de hifas (Grümberg *et al.*, 2015; Dey & Ghosh, 2022). Ainda, os FMA potencializam o efeito rizosférico de quimiotaxia atraindo os MPCP que são capazes de solubilizar o P precipitado com ferro ou alumínio, através da produção de ácidos orgânicos ou enzimas conhecidas como fosfatases ácida ou alcalina (Matias *et al.*, 2009; Lehmann & Rillig, 2015; Garg & Singh, 2018).

Ainda nesse sentido, a população micorrízica foi maior na R2B (Tabela 8), o que comprova o efeito da inoculação com os FMA. Além disso, como na área degradada, a quantidade de P apresentou similaridade com a área preservada e com a área em recuperação (Tabela 7), isso corrobora a sua origem da rocha mãe (Spier *et al.*, 2007).

Na área preservada (PS) a concentração de K no solo foi superior àquela encontrada nas áreas em recuperação (R1 e R2) e observamos que não há diferença entre os halos A e B, no entanto, o K se apresentou muito reduzido na área degradada (Tabela 7). Isso mostra que fonte de K não é apenas da rocha mãe. Essa informação explica que existe uma tendência de depleção do K, na área em recuperação, pois as plantas estão em crescimento e, portanto, a demanda de N e K é maior do que na área preservada. Ainda, o baixo valor de K observado na DS quando se compara com a PS e áreas em recuperação (Tabela 7), pode decorrer da lixiviação deste

macronutriente, pois a área apresenta baixo conteúdo de MOS (Figura 22A) que é fundamental para a estabilização do solo (Brady e Weil, 2013).

A fonte do cálcio (Ca) é oriunda da decomposição da MOS (Brady e Weil, 2013), portanto na área preservada (PS) era esperado encontrar maior quantidade (Tabela 7), já que ela se encontra em equilíbrio e apresentou os maiores valores de cobertura vegetal (Tabela 4) sendo essa diretamente relacionada com a MOS pela deposição de biomassa vegetal no solo e subsequente decomposição pela microbiota do solo (Brady e Weil, 2013). O cálcio foi maior na área preservada do que a DS e as áreas R1 e R2. A R2 apresentou teores de Ca maiores, quando se compara com a R1 (Tabela 7), o que indica o efeito da inoculação micorrízica sobre a decomposição de MOS. Há uma maior quantidade de nutrientes K, Ca e Mg, na área preservada do que na área em recuperação. Não houve diferença significativa entre os halos, uma vez que esses elementos são solúveis (Brady e Weil, 2013) sendo, portanto, um resultado previsível, porque esses nutrientes são distribuídos pela água através do fluxo de massa (Brady e Weil, 2013).

Os resultados da análise química do solo das variáveis de matéria orgânica do solo (MOS), capacidade de troca catiônica (CTC), nitrato (NO_3^-) e amônia (NH_4^+) estão apresentados na Figura 22. A MOS foi maior na área preservada (Figura 22A), como previsto, e não diferiu do conteúdo encontrado na área inoculada (halos R2A e R2B). A área não inoculada apresentou o menor conteúdo de MOS, mas similar à área inoculada (Figura 22A). Esse aumento da fertilidade na área não inoculada em relação aos anos anteriores (Medeiros *et al.* 2023), pode ser atribuído à sucessão vegetal nos halos A e B e ao conseqüente aumento da produção de biomassa vegetal. O halo B da R1 que não recebeu inoculação apresentou conteúdo de MOS semelhante com a DS (Figura 22A) e pode-se atribuir esse resultado à área de drenagem - que contribui para a lixiviação - e o menor índice de cobertura vegetal encontrado nessa área (Tabela 4).

Porém em relação à CTC (Figura 22B) - que é um importante indicador da fertilidade do solo, pois cumpre a função de disponibilizar nutrientes para as plantas (Brady e Weil, 2013) - na área preservada a CTC foi maior do que na R1, mas similar à R2. O resultado da CTC acompanha o resultado da MOS, pois a área estudada apresenta baixo conteúdo de argila (Reis, 2019; Salim *et al.*, 2022; Medeiros *et al.*, 2023). Desse modo, a CTC é atribuída à presença das cargas negativas provenientes da matéria orgânica, mais especificamente das substâncias húmicas presentes na MOS (Brady e Weil, 2013). Ademais, a matéria orgânica do solo está diretamente relacionada com a cobertura vegetal, já que ela é quem fornece a biomassa vegetal que, posteriormente, é decomposta pela microbiota e, desse modo, as substâncias húmicas são

formadas (Brady e Weil, 2013). Ainda, como foi observado que a cobertura vegetal foi maior na PS e R2 quando se compara com a R1 (Tabela 4), isso explica os maiores valores de CTC observados em PS e R2 (Figura 22B). Os resultados evidenciam que a matéria orgânica produzida na R1 foi diferente daquela produzida na R2, já que a CTC dessa última foi significativamente maior. Esse aumento da CTC, na R2, é um indicador do aumento da fertilidade, o que favoreceu o crescimento das plantas.

Estes dados evidenciam que o processo de recuperação na R2 está à frente da R1 devido ao efeito acelerador da sucessão estimulado pelos FMA. Assim, conclui-se que a sucessão durante a recuperação apresenta etapas diferentes durante sua evolução e que se trata de um processo lento.

A área preservada apresentou um elevado quantidade de NH_4^+ (Figura 22C) o que era esperado, pois o NH_4^+ é formado pela decomposição da MOS através do processo de amonificação (Reis, 2019; Salim *et al.* 2022). Esse resultado indica que as plantas estão utilizando essa forma de nitrogênio para sua nutrição conforme já apontado em outros trabalhos (Reis, 2019; Salim *et al.*, 2022; Medeiros *et al.* 2023). Sob condições de umidade, baixo redox, a oxidação da amônia é mais lenta (Fortes *et al.* 2022) e este íon atua selecionando espécies adaptadas a estas condições. Por se tratar de uma área de nascentes com baixo redox, espera-se um menor aporte de nitrato no solo. Os dados de nitrato (figura 22D) confirmam esta hipótese. A elevada presença de NO_3^- na DS (Figura 22D) sugere que, na ausência de vegetação, a amônia do solo sofre nitrificação devido ao menor conteúdo de água.

Os níveis de NH_4^+ , na R1 e R2, foram significativamente menores, quando comparadas com a PS, mas maiores em relação a DS. (Figura 22C), o que também é um resultado esperado, considerando que essas plantas estão em crescimento e, por isso, existe uma grande demanda de N dessa vegetação. Esse resultado é particularmente importante, pois no plantio da área não foi utilizado adubo químico e a única leguminosa que está presente nas duas áreas foi a *Chamaecrista mucronata*. Porém o baixo número de indivíduos e dominância absoluta desta espécie (Apêndice B) não explica os níveis de N encontrado. Esse resultado sugere que existem outras fontes de N, tanto na área preservada, quanto na área em recuperação.

Parameters	Means																				p-value for pairwise comparison for significant difference (*)																			
	PSA (1)	PSB (2)	RIA (3)	RIB (4)	R2A (5)	R2B (6)	DS (7)	1x 2	1x 3	1x 4	1x 5	1x 6	2x 3	2x 4	2x 5	2x 6	3x 4	3x 5	3x 6	4x 5	4x 6	5x 6	1x 7	2x 7	3x 7	4x 7	5x 7													
pH	4,2	4,1	4,1	4,2	4,0	3,9	4,1				*																													
P (mg/dm³)	6,3	6,1	5,0	3,7	6,3	11,0	4,0				*										*								*											
K (mg/dm³)	53,8	53,0	26,0	21,0	26,3	19,9	5,7				*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*											
Ca (mg/dm³)	136	180	40,1	97,0	102	101	42,0	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*											
Mg(mg/dm³)	24,8	21,4	14,8	15,0	19,0	20,0	12,0	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*											

Tabela 7 - Análise química do solo de amostras coletadas nos halos A e B da preservada (1- PSA, 2: PSB), na área em recuperação sem inoculação micorrízica-AMF halos A e B (3: R1A e 4: R1B) e da área em recuperação inoculada com AMF (5: R2A e 6:R2B). A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas por “**” são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$.

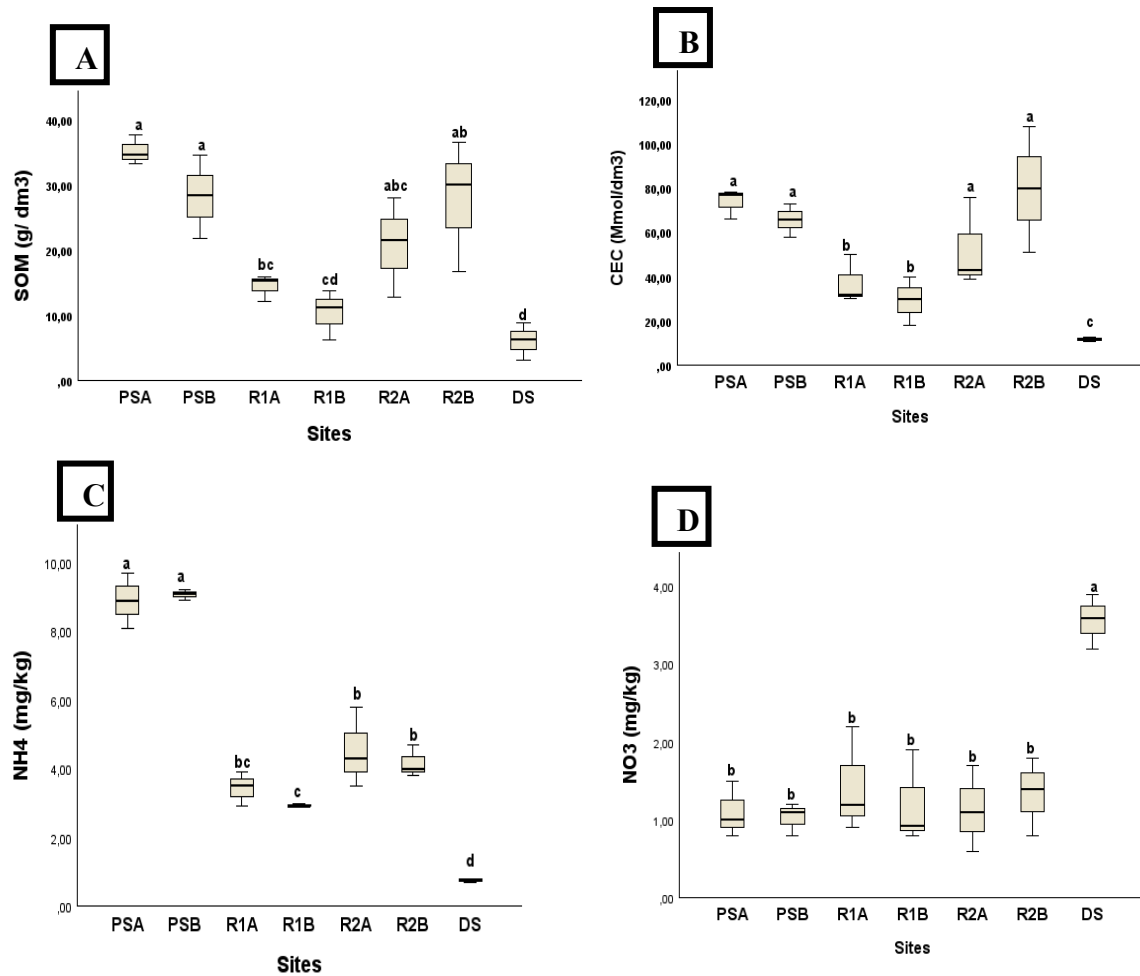


Figura 22 - Análise química do solo comparativa entre as áreas de estudo. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada FMA halo B. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$.

4.3 Indicadores da qualidade biótica do solo

A população micorrízica da área preservada (PS) é maior quando comparada com os demais tratamentos, especialmente, quando se compara a área em recuperação 1 (R1) - não inoculada (Tabela 8). A PS apresenta similaridade com a R2, o que se deve à inoculação com FMA. Há uma tendência da população micorrízica ser maior no halo B do que no halo A, que pode ser explicada pela maior umidade no halo A. Isso se deve ao fato de que a umidade modifica a aeração do solo, os fungos e as raízes são aeróbios e poucas espécies de FMA crescem nessas condições, o que acarreta menor esporulação desses microrganismos (Moreira & Siqueira, 2006; Silva *et al.*, 2022)

A glomalina seguiu a mesma tendência da população micorrízica (Tabela 8). No entanto, a R2A e R2B apresentaram similaridade com a área preservada. Isso pode estar relacionado aos maiores valores de cobertura vegetal observados na PS e R2 (Tabela 4), pois a glomalina está diretamente relacionada com o acúmulo de biomassa vegetal, o que promove melhores condições para o crescimento fúngico e a sua produção (Rillig *et al.*, 2003b; Sousa, *et al.*, 2012).

Esse aumento da fertilidade, na R2, por sua vez, explica os maiores índices de sucessão vegetal encontrados nessa área (Tabelas 5 e 6), especialmente, em relação às espécies *Elionurus muticus*, *Trachypogon*, *Ageratum*, *Echinolaena inflexa* e *Achyrocline satureioides*, espécies essas que predominaram nos halos “A” e “B” da R2 e da PS, assim como a elevada ocorrência da espécie *Microlicia cataphracta* (Figura 10F). Podemos concluir que a sucessão das espécies na área em recuperação está sendo regida por dois fatores: a presença de água e fertilidade.

Tabela 8 - Indicadores da qualidade biótica do solo da população micorrízica e teores de glomalina no solo com valores (médias) comparativos entre os tratamentos. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo B. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$.

Parameters	AMF Spores (number/g soil)	Glomalin (ug/g soil)
PSA	10,9 ^{ab}	10,5 ^{ab}
PSB	13,3 ^a	11,8 ^a
R1A	7,7 ^{cd}	7,1 ^{bc}
R1B	6,1 ^d	5,6 ^c
R2A	9,1 ^{bc}	7,7 ^{bc}
R2B	9,9 ^{bc}	12,8 ^a
DS	1,1 ^c	1,0 ^d

A análise de componentes principais (PCA) evidenciou que as variáveis que mais separaram as amostras da área preservada em relação a degradada, assim como R1 e R2, foram: nitrogênio amoniacal (NH₄) e nítrico (NO₃), Capacidade de troca catiônica (CEC), Matéria orgânica do solo (SOM) e conteúdo de água do solo (Figura 23). As amostras de R2 foram separadas pela inoculação micorrízica e respectiva produção de glomalina, além disso, foram adicionalmente discriminadas pelo fósforo (P), em consequência da inoculação micorrízica e glomalina. Este fator segregou as amostras em relação à área preservada. Esses parâmetros também permitiram separar os halos A e B de R1 e R2 entre si, os quais formaram 2 Clusters muito distintos tanto em R1 (3 e 4) como R2 (5 e 6), contrastando com os 2 clusters formados na preservada, os quais se encontraram muito próximos (Figura 23).

Esses dados evidenciam o forte efeito dos halos, especialmente na área em recuperação, sugerindo diferentes estágios evolutivos entre área preservada e a área em recuperação. Nas áreas R1A e R2A, os clusters formados (3 e 5) estão mais agrupados com os clusters da área preservada (1 e 2), contrastando com os clusters do halo B, R1B e R2B (4 e 6) que não se agruparam. Estes dados evidenciam que o halo A, em interface com as rochas, apresentou maior similaridade com a área preservada, o que demonstra que a presença das rochas é essencial para a sucessão. A área R2 (5) ficou mais próxima da PS (Figura 23), o que reforça que os parâmetros

bióticos e abióticos da qualidade do solo encontram-se em um estágio sucessional à frente quando comparada com a área R1 - o que pode ser atribuído a inoculação micorrízica. A área degradada formou um cluster isolado das demais, sendo discriminada pelo conteúdo de nitrogênio nítrico (NO_3). Verifica-se que a dimensão 1 é responsável por 70,1% da inércia total e a dimensão 2 por 18,1%, que conjuntamente perfazem 88,2% da inércia total, com isso, existe boa representatividade dos dados.

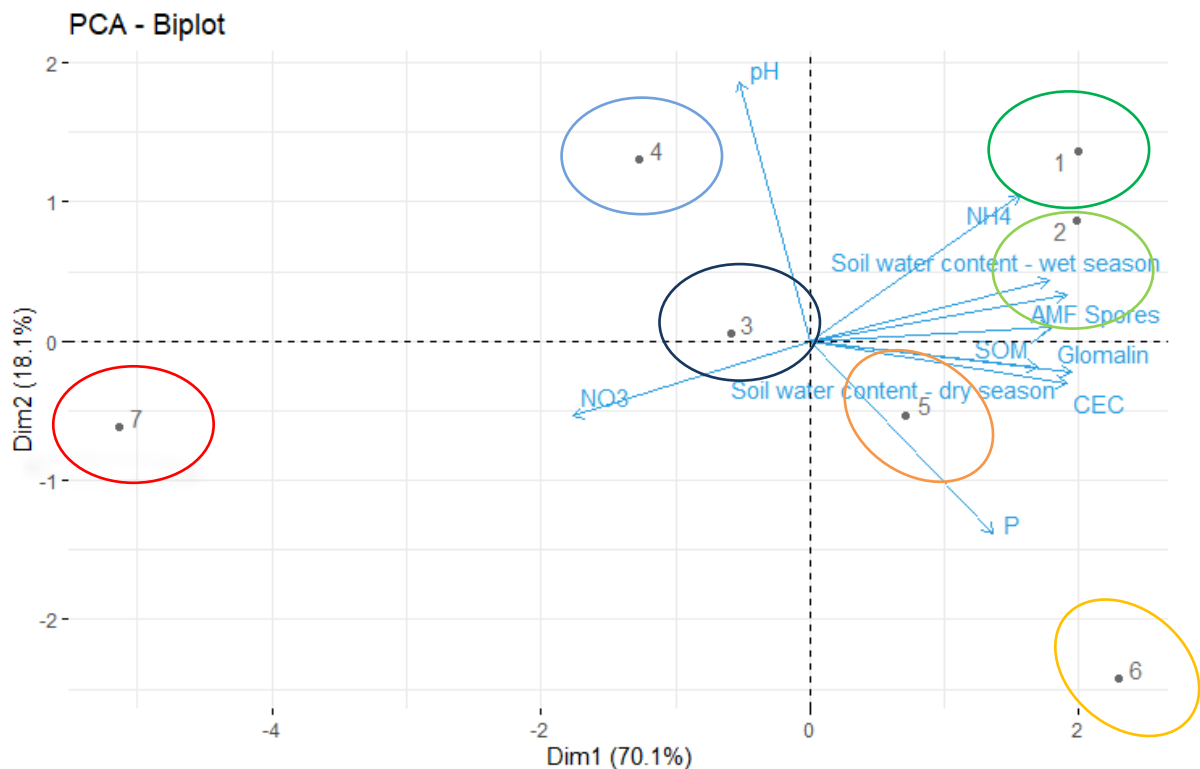


Figura 23 - Análise de componentes principais (PCA) baseada nas variáveis indicadores da qualidade do solo. Os números correspondem aos tratamentos/zonas: 1 = PSA; 2 = PSB; 3 = R1A; 4 = R1B; 5 = R2A; 6 = R2B e 7 = DS. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; R1A: Área em recuperação 1 não inoculada halo A; R1B: Área em recuperação 1 não inoculada halo B; R2A: Área em recuperação 2 inoculada com FMA halo A; R2B: Área em recuperação 2 inoculada FMA halo B; DS: Área degradada.

5. CONCLUSÃO

A sucessão vegetal na área em recuperação não foi orientada pelos índices de biodiversidade, mas sim, pelo índice de ocupação e dominância de espécies, o que foi atribuído à pressão seletiva da água das nascentes. As plantas dominantes no entorno das rochas da área preservada e estabilizada pertencem às mesmas famílias das plantas dominantes encontradas no entorno das rochas na área em recuperação: Poaceae > Cyperaceae > Melastomataceae. Porém, as espécies dominantes na área em recuperação são diferentes daquelas da área preservada, embora pertencentes às mesmas famílias. Esses resultados sugerem que as famílias em questão desempenham funções ecossistêmicas fundamentais na dinâmica sucessional. A maior parte das famílias dominantes, na área preservada e área em recuperação, são adaptadas a ambientes úmidos. As análises dos conteúdos de água gravimétrica e potencial mátrico, tanto dos solos da área preservada como da área em recuperação, evidenciam a elevada saturação de água atribuída aos inúmeros afloramentos de nascentes. Esses resultados permitem reafirmar o papel ecossistêmico das plantas das famílias dominantes, especialmente Poaceae e Cyperaceae na distribuição de água entre os afloramentos rochosos, funcionando como tapete hidráulico.

Além de uma maior cobertura vegetal na área R2, a qual foi inoculada com fungos micorrízicos, também foi encontrado em R2 um maior número de espécies dominantes em comum com a área preservada, quando comparada com a área R1. Tais resultados sugerem um papel dos fungos micorrízicos como acelerador do processo de sucessão. Essa hipótese se fortalece frente aos resultados de fertilidade do solo e de indicadores da qualidade do solo bióticos e abióticos, tais como: P, NH_4^+ , MOS e CTC, glomalina e número de esporos de FMA que foram significativamente maiores na área inoculada R2, quando se compara com a área não inoculada R1.

Os resultados da PCA evidenciam o efeito das rochas e dos halos no entorno da pedra, no processo de sucessão. Os afloramentos rochosos influenciam no estabelecimento de plantas vasculares e de briófitas de forma difusa. Esse resultado se explica pois os nutrientes são lixiviados radialmente a partir do halo A em direção ao halo B. Assim, a vegetação dominante de Poaceae, Cyperaceae e Briófitas desempenham um papel na produção de nutrientes que serão distribuídos harmonicamente pelo tapete hidráulico. Gramíneas funcionam como tapete hidráulico e as briófitas desempenham papel crucial na retenção e distribuição de água, nutrientes e estabilização do solo. Ambas realizam esse papel ecossistêmico e favorecem o estabelecimento das demais plantas, além de diminuir o efeito *runoff* e, com isso, propiciam a estabilização do solo, especialmente, no halo “B”, como evidenciado pelo maior conteúdo de

glomalina e fungos FMA, indicando a estabilização da área. Isso é importante para futuras intervenções na área onde se recomenda o plantio das espécies elencadas na área preservada.

Em trabalhos futuros, sugere-se investigar as fontes de nitrogênio da área, pois, conforme relatado, a presença de leguminosas que tem a capacidade de formar associação simbióticas com bactérias e, desse modo, realizar a FBN foi baixa. Com isso, esse aporte de nitrogênio pode ser oriundo das associações dos musgos dominantes na área com fungos, algas, bactérias e líquens.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abreu, P. A. A. (1995). O Supergrupo Espinhaço da Serra do Espinhaço Meridional (Minas Gerais): o rifte, a bacia eo orógeno. *Geonomos*.
- Alves, R. J., & Kolbek, J. (2000). Primary succession on quartzite cliffs in Minas Gerais, Brazil. *BIOLOGIA-BRATISLAVA*-, 55(1), 69-84.
- Alves, R., Silva, N. G., Oliveira, J. A., & Medeiros, D. (2014). Circumscribing campo rupestre–megadiverse Brazilian rocky montane savanas. *Brazilian Journal of Biology*, 74, 355-362.
- Appiah, M. R., Sackey, S. T., Ofori-Frimpong, K., & Afrifa, A. A. (1997). The consequences of cocoa production on soil fertility in Ghana: a review. *Ghana Journal of Agricultural Science*, 30(2), 183-190.
- Augé, R. M., Toler, H. D., & Saxton, A. M. (2015). Arbuscular mycorrhizal symbiosis alters stomatal conductance of host plants more under drought than under amply watered conditions: a meta-analysis. *Mycorrhiza*, 25, 13-24.
- Baião, É. E., Santos, C. H. B., Santos, A. H., Marques, G., Lima, J. C., Rigobelo, E. C., & Scotti, M. R. (2021). High C-and N-based soil fertility and microbial associations sustain the plant biodiversity of the campo rupestre in Brazil. *Geoderma Regional*, 25, e00401.
- Bainard, L. D., Bainard, J. D., Hamel, C., & Gan, Y. (2014). Spatial and temporal structuring of arbuscular mycorrhizal communities is differentially influenced by abiotic factors and host crop in a semi-arid prairie agroecosystem. *FEMS Microbiology Ecology*, 88(2), 333-344.
- Borges, G. C. (2008). Patrimônio Cultural da Serra da Calçada: Relatório de Monitoramento. *Associação para a Recuperação e Conservação Ambiental em Defesa da Serra da Calçada (ARCA-AMASERRA). Relatório Técnico. Belo Horizonte, Minas Gerais, 120.*
- Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical biochemistry*, 72(1-2), 248-254.
- Brady, N. C., & Weil, R. R. (2013). *Elementos da natureza e propriedades dos solos*. Bookman Editora.
- Braun-Blanquet, J. (1979). *Fitosociología: bases para el estudio de las comunidades vegetales*.
- Chazdon, R. L. (2008). Beyond deforestation: restoring forests and ecosystem services on degraded lands. *science*, 320(5882), 1458-1460.
- Clarke, K. R. (1993). Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. *Australian journal of ecology*, 18(1), 117-143.
- Cheng, T., Hussain, Z., Li, Y., Yao, C., Li, M., & Huang, Z. (2022). Fine root densities of grasses and perennial sugarcane significantly reduce stream channel erosion in southern China. *Journal of Environmental Management*, 316, 115279.
- Clifford, H. T., Soderstrom, T. R., Hilu, K. W., Campbell, C. S., & Barkworth, M. E. (1987). Grass systematics and evolution.
- Colli-Silva, M., Vasconcelos, T. N., & Pirani, J. R. (2019). Outstanding plant endemism levels strongly support the recognition of campo rupestre provinces in mountaintops of eastern South America. *Journal of Biogeography*, 46(8), 1723-1733.

- Costa, A. F. D. (2007). Zonação no gradiente vegetacional cerrado típico - campo sujo - vereda, na estação ecológica de águas emendadas, Brasília. Dissertação (Mestrado em Ecologia) - Universidade de Brasília.
- de Oliveira, M. C., & da Silva Júnior, M. C. (2011). Evolução histórica das teorias de sucessão vegetal e seus processos.
- Dey, M., & Ghosh, S. (2022). Arbuscular mycorrhizae in plant immunity and crop pathogen control. *Rhizosphere*, 22, 100524.
- Döbereiner, J. (1997). Biological nitrogen fixation in the tropics: social and economic contributions. *Soil Biology and Biochemistry*, 29(5-6), 771-774.
- Egerton-Warburton, L. M., Querejeta, J. I., & Allen, M. F. (2007). Common mycorrhizal networks provide a potential pathway for the transfer of hydraulically lifted water between plants. *Journal of Experimental Botany*, 58(6), 1473-1483.
- Embrapa. Manual de Métodos de Análise do Solo. Rio de Janeiro: Arte Moderna.1970.
- Embrapa. Uso da tensiometria no manejo da irrigação. 2010.
- Frahm, J. P., & Gradstein, S. R. (1991). An altitudinal zonation of tropical rain forests using byrophytes. *Journal of biogeography*, 669-678.
- Filgueiras, T. S. (1989). Revisão de Mesosetum Steudel (Gramineae: Paniceae). *Acta Amazonica*, 19, 47-114.
- Fritsch, P. W., Almeda, F., Renner, S. S., Martins, A. B., & Cruz, B. C. (2004). Phylogeny and circumscription of the near-endemic Brazilian tribe Microlicieae (Melastomataceae). *American Journal of Botany*, 91(7), 1105-1114.
- Fortes, B. C. S., Teixeira, M. C. V., da Costa, S. P., Wagner, M. H., & Scotti, M. R. (2022). Post-disaster recovery plan for a rural settler's community affected by the Fundão dam tailings in Brazil. *Journal of Rural Studies*, 93, 55-66.
- Garg, N., & Singh, S. (2018). Arbuscular mycorrhiza *Rhizophagus irregularis* and silicon modulate growth, proline biosynthesis and yield in *Cajanus cajan* L. Millsp.(pigeonpea) genotypes under cadmium and zinc stress. *Journal of plant growth regulation*, 37, 46-63.
- Gerdemann, J. W., & Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving & decanting.
- Giulietti, A. M., & Pirani, J. R. (1987). Patterns of geographic distribution of some plant species from the Espinhaço Range, Minas Gerais and Bahia. In *Proceedings*.
- Giulietti, A. M., Pirani, J. R., & Harley, R. M. (1997). Espinhaço range region eastern Brazil. *Centres of plant diversity: a guide and strategy for their conservation*.
- Glenn-Lewin, D. C., & Van Der Maarel, E. (1992). 1 Patterns and processes of. *Plant succession: theory and prediction*, 11, 11.
- Grümberg, B. C., Urcelay, C., Shroeder, M. A., Vargas-Gil, S., & Luna, C. M. (2015). The role of inoculum identity in drought stress mitigation by arbuscular mycorrhizal fungi in soybean. *Biology and fertility of soils*, 51, 1-10.

- Gyssels, G., & Poesen, J. (2003). The importance of plant root characteristics in controlling concentrated flow erosion rates. *Earth Surface Processes and Landforms: The Journal of the British Geomorphological Research Group*, 28(4), 371-384.
- Harley, R. M., & Stannard, B. L. (1995). Flora of the Pico das Almas, Chapada Diamantina, Brazil. *Flora Pico das Almas, Chapada Diam. Brazil*.
- Hashem, A., Alqarawi, A. A., Radhakrishnan, R., Al-Arjani, A. B. F., Aldehaish, H. A., Egamberdieva, D., & Abd_Allah, E. F. (2018). Arbuscular mycorrhizal fungi regulate the oxidative system, hormones and ionic equilibrium to trigger salt stress tolerance in *Cucumis sativus* L. *Saudi journal of biological sciences*, 25(6), 1102-1114.
- Hongyu, K., Sandanielo, V. L. M., & de Oliveira Junior, G. J. (2016). Análise de componentes principais: resumo teórico, aplicação e interpretação. *E&S Engineering and science*, 5(1), 83-90.
- Hudek, C., Stanchi, S., D'Amico, M., & Freppaz, M. (2017). Quantifying the contribution of the root system of alpine vegetation in the soil aggregate stability of moraine. *International Soil and Water Conservation Research*, 5(1), 36-42.
- Hughes, C. E., Pennington, R. T., & Antonelli, A. (2013). Neotropical plant evolution: assembling the big picture. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 171(1), 1-18.
- Jones, C. C., & Del Moral, R. (2005). Patterns of primary succession on the foreland of Coleman Glacier, Washington, USA. *Plant Ecology*, 180, 105-116.
- Koide, R. T., & Kabir, Z. (2000). Extraradical hyphae of the mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* can hydrolyse organic phosphate. *New Phytologist*, 148(3), 511-517.
- Kottek, M., Grieser, J., Beck, C., Rudolf, B., & Rubel, F. (2006). World map of the Köppen-Geiger climate classification updated.
- Larcher, W. (2003). *Physiological plant ecology: ecophysiology and stress physiology of functional groups*. Springer Science & Business Media.
- Lehmann, A., & Rillig, M. C. (2015). Arbuscular mycorrhizal contribution to copper, manganese and iron nutrient concentrations in crops—a meta-analysis. *Soil biology and biochemistry*, 81, 147-158.
- Mägdefrau, K. (1982). Life-forms of bryophytes. In *Bryophyte ecology* (pp. 45-58). Dordrecht: Springer Netherlands.
- Magurran, A. E. (2013). *Ecological diversity and its measurement*. Springer Science & Business Media.
- Matias, S. R., Pagano, M. C., Muzzi, F. C., Oliveira, C. A., Carneiro, A. A., Horta, S. N., & Scotti, M. R. (2009). Effect of rhizobia, mycorrhizal fungi and phosphate-solubilizing microorganisms in the rhizosphere of native plants used to recover an iron ore area in Brazil. *European Journal of Soil Biology*, 45(3), 259-266.
- Medeiros, M. B., Cordeiro, J., Silva, S. L. L., Salim, I. H., Reis, A., Lacerda, T. J., Seabra, E. A. L., & Scotti, M. R. (2023). Rehabilitation of eroded trails and gullies on quartzite rock outcrops with native species in a high-altitude grassland. *Journal of Environmental Management*, 326, 116569.
- Messias, M. C. T. B., Leite, M. G. P., Meira-Neto, J. A. A., & Kozovits, A. R. (2012). Fitossociologia de campos rupestres quartzíticos e ferruginosos no Quadrilátero Ferrífero, Minas Gerais. *Acta Botanica Brasilica*, 26, 230-242.

- Meyer, P. B. (2013). *Vegetação e Flora da Serra da Calçada, Minas Gerais, Brasil: Levantamento e Análise da Similaridade Florística entre as Formações Campestres Ferruginosas e Quartzíticas*. Monografia, Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica.
- Miles, J. (1987). Vegetation succession: past and present perceptions. *Colonization, succession and stability*, 1-30
- Minas Gerais. Assembleia Legislativa. Comissão Especial das Serras da Calçada e da Moeda. Relatório final/Comissão. 2009.
- Miransari, M. (2017). Arbuscular mycorrhizal fungi and heavy metal tolerance in plants. In *Arbuscular mycorrhizas and stress tolerance of plants* (pp. 147-161). Singapore: Springer Singapore.
- Moreira, F., & Siqueira, J. O. (2006). *Microbiologia e Bioquímica*. Editora Ufla.
- Mueller-Dombois, D., & Ellenberg, D. (1974). *Aims and methods of vegetation ecology* (p. 547). New York: Wiley.
- Munhoz, C. B. R., & Felfili, J. M. (2008). Fitossociologia do estrato herbáceo-subarbustivo em campo limpo úmido no Brasil Central. *Acta botânica brasílica*, 22, 905-913.
- Neto, F. C. A., & de Paula Tofani, F. (2021). The Ruins of Colonial Gold Mining in Serra da Calçada: Comprehension, Intervention, Conservation As Ruínas da Mineração de Ouro Colonial na Serra da Calçada: Compreensão, Intervenção, Conservação. *Brazilian Journal of Development*, 7(7), 70510-70528.
- Nogueira, C. B., Menéndez, E., Ramírez-Bahena, M. H., Velázquez, E., Peix, Á., Mateos, P. F., & Scotti, M. R. (2019). The N-fixing legume *Periandra mediterranea* constrains the invasion of an exotic grass (*Melinis minutiflora* P. Beauv) by altering soil N cycling. *Scientific Reports*, 9(1), 11033.
- Nogueras, P., Burjachs, F., Gallart, F., & Puigdefàbregas, J. (2000). Recent gully erosion in the El Cautivo badlands (Tabernas, SE Spain). *Catena*, 40(2), 203-215.
- Øllgaard, B., & Windisch, P. G. (2016). Lycopodiaceae in Brazil. Conspectus of the family II. The genera *Lycopodiella*, *Palhinhaea*, and *Pseudolycopodiella*. *Rodriguésia*, 67(3), 691-719.
- Oriani, A., Scatena, V. L., & Sano, P. T. (2005). Anatomia das folhas, brácteas e escapos de *Actinocephalus* (Koern.) Sano (Eriocaulaceae). *Brazilian Journal of Botany*, 28, 229-240.
- Panagos, P., Pasquale, B., Jean, P., Cristiano, B., Emanuele, L., Katrin, M., ... & Christine, A. (2015). The new assessment of soil loss by water erosion in Europe [J]. *Environmental Science & Policy*, 8, 438-447.
- R Core Team. (2023). R: A Language and Environment for Statistical Computing (4.3.1.). R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria.
- Rapini, A. L. E. S. S. A. N. D. R. O., Ribeiro, P. L., Lambert, S. A. B. R. I. N. A., & Pirani, J. R. (2008). A flora dos campos rupestres da Cadeia do Espinhaço. *Megadiversidade*, 4(1-2), 16-24.
- Redecker, D., Kodner, R., & Graham, L. E. (2000). Glomalean fungi from the Ordovician. *Science*, 289(5486), 1920-1921.

- Reis, A.F.S. (2019). Estudo funcional de Campo Rupestre quartzítico para subsidiar recuperação de nascente em Serra da Calçada, Brumadinho-MG. Dissertação (Mestrado em Biologia Vegetal) - Universidade Federal de Minas Gerais.
- Renvoize, S. A., & Clayton, W. D. (1992). Classification and evolution of the grasses. *Grass evolution and domestication*, 3-37.
- Ribeiro, P. C., Menendez, E., da Silva, D. L., Bonieck, D., Ramírez-Bahena, M. H., Resende-Stoianoff, M. A., ... & Scotti, M. R. (2017). Invasion of the Brazilian campo rupestre by the exotic grass *Melinis minutiflora* is driven by the high soil N availability and changes in the N cycle. *Science of the Total Environment*, 577, 202-211.
- Rillig, M. C., Wright, S. F., Nichols, K. A., Schmidt, W. F., & Torn, M. S. (2001). Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soils. *Plant and Soil*, 233, 167-177.
- Rillig, M. C., Ramsey, P. W., Morris, S., & Paul, E. A. (2003). Glomalin, an arbuscular-mycorrhizal fungal soil protein, responds to land-use change. *Plant and Soil*, 253, 293-299.
- Rodrigues, L. J. G. (2022). *Análise biogeográfica de *Microlicia cataphracta* (DC.) Versiane & Romero (Melastomataceae)* (Doctoral dissertation, Universidade Estadual de Maringá. Departamento de Biologia. Programa de Pós-Graduação em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais.).
- Romero, R., Fontelas, J. C., Moreira, K. V. C., Ferreira-Alves, R., Oliveira, L. F. A., & Versiane, A. F. A. (2020). *Microlicia* in Flora e funga do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro.
- Salim, I. S. H. (2019). Avaliação dos efeitos do fogo nas relações funcionais entre a vegetação e fertilidade do solo em Campo Rupestre sobre quartzito. Dissertação (Mestrado em Biologia Vegetal) - Universidade Federal de Minas Gerais.
- Salim, I. S. H., Reis, A. F., Welker, C. A., & Scotti, M. R. (2022). Fire shifts the soil fertility and the vegetation composition in a natural high-altitude grassland in Brazil. *Environmental Challenges*, 9, 100638.
- Scotti M.R; Santos, H. V. S. (2017). Conceitos, modelos e procedimentos para recuperação de áreas degradadas: Unidades de Conservação em destaque. *MG. BIOTA*, v. 10, p. 4-16, 2017.
- Silva, D. B., Forzza, R. C., & Alves, M. (2009). Cyperaceae e Juncaceae no Parque Estadual de Ibitipoca, Minas Gerais, Brasil. *Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo*, 219-234.
- Silva, C.; Oliveira, R.P. *Echinolaena* in **Flora e Funga do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<https://floradobrasil.jbrj.gov.br/FB13191>>.
- Silva Pereira, S. M., Júnior, O. J. S., Ramos, M. L. G. R., & de Freitas Konrad, M. L. (2022). A Esporulação e Colonização Radicular por Fungos Micorrízicos Arbusculares em *Paepalanthus* sp. Sob Diferentes Níveis de Umidade em Campo Rupestre. *UNICIÊNCIAS*, 26(2), 93-99.
- Silveira, G. H., & Longhi-Wagner, H. M. (2008). Cyperaceae Juss. no Morro Santana–Porto Alegre e Viamão, Rio Grande do Sul, Brasil. *Iheringia, Série Botânica.*, 63(2), 295-320.
- Simon, L., Bousquet, J., Lévesque, R. C., & Lalonde, M. (1993). Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature*, 363(6424), 67-69.
- Smith, L.B. & Downs, R.J (1968). Xyridaceae. In F.C. *Hoehne* & A.R. Teixeira (eds.) *Flora Brasílica*. São Paulo, fasc. 12, v. 9, n. 2, pp. 1-214.

- Smith, S. E., & Read, D. J. (2010). *Mycorrhizal symbiosis*. Academic press.
- Sousa, C. S., Menezes, R. S. C., Sampaio, E. V. D. S. B., & Lima, F. S. (2012). Glomalina: Características, produção, limitações e contribuição nos solos. *Semina: Ciências Agrárias*, 33(6Supl1), 3033-3044.
- Souza, A. D., Moraes, M. G. D., & Ribeiro, R. D. C. L. F. (2005). Gramíneas do cerrado: carboidratos não-estruturais e aspectos ecofisiológicos. *Acta Botânica Brasilica*, 19, 81-90.
- Spatafora, J. W., Chang, Y., Benny, G. L., Lazarus, K., Smith, M. E., Berbee, M. L., ... & Stajich, J. E. (2016). A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. *Mycologia*, 108(5), 1028-1046.
- Spier, C. A., de Oliveira, S. M., Sial, A. N., & Rios, F. J. (2007). Geochemistry and genesis of the banded iron formations of the Cauê Formation, Quadrilátero Ferrífero, Minas Gerais, Brazil. *Precambrian Research*, 152(3-4), 170-206.
- Srivastava, S. C., & Singh, J. S. (1989). Effect of cultivation on microbial carbon and nitrogen in dry tropical forest soil. *Biology and Fertility of Soils*, 8, 343-348.
- Tabatabai, M. A. (1994). Soil enzymes. *Methods of soil analysis: Part 2 Microbiological and biochemical properties*, 5, 775-833.
- van Der Heijden, M. G., Martin, F. M., Selosse, M. A., & Sanders, I. R. (2015). Mycorrhizal ecology and evolution: the past, the present, and the future. *New phytologist*, 205(4), 1406-1423.
- Varella, C. A. A. (2008). Análise de componentes principais. *Seropédica: Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro*, 38.
- Viana, P. L., & Lombardi, J. A. (2007). Florística e caracterização dos campos rupestres sobre canga na Serra da Calçada, Minas Gerais, Brasil. *Rodriguésia*, 58, 157-177.
- Wright, S. F., & Upadhyaya, A. (1996). Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil science*, 161(9), 575-586.
- Wright, S. F., & Upadhyaya, A. (1998). A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and soil*, 198, 97-107.
- Wright, S. F., Franke-Snyder, M., Morton, J. B., & Upadhyaya, A. (1996). Time-course study and partial characterization of a protein on hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi during active colonization of roots. *Plant and soil*, 181, 193-203.
- Zanin, A., & Longhi-Wagner, H. M. (2001). Revisão de *Andropogon* L.(Poaceae-Panicoideae-Andropogoneae) no Brasil.
- Zanin, A., & Longhi-Wagner, H. M. (2006). Sinopse do gênero *Andropogon* L.(Poaceae-Andropogoneae) no Brasil. *Brazilian journal of botany*, 29, 289-299.
- Zappi, D. C., Filardi, F. L. R., Leitman, P., Souza, V. C., Walter, B. M., Pirani, J. R., ... & Gomes-Klein, V. L. (2015). Growing knowledge: an overview of seed plant diversity in Brazil. *Rodriguésia*, 66, 1085-1113.

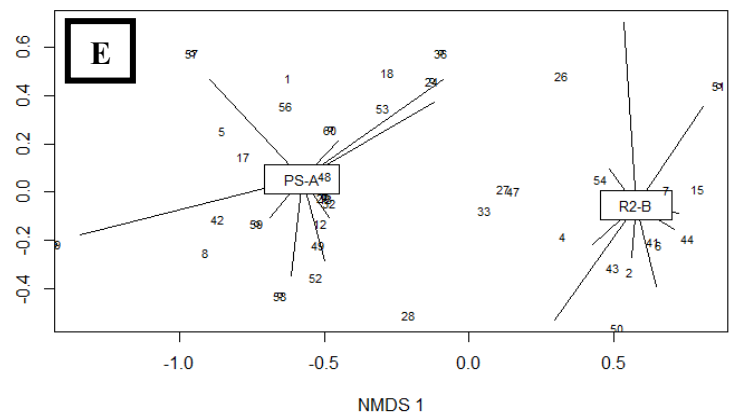
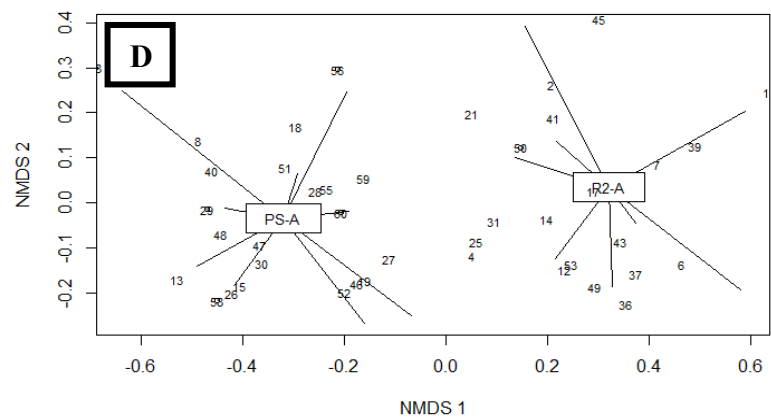
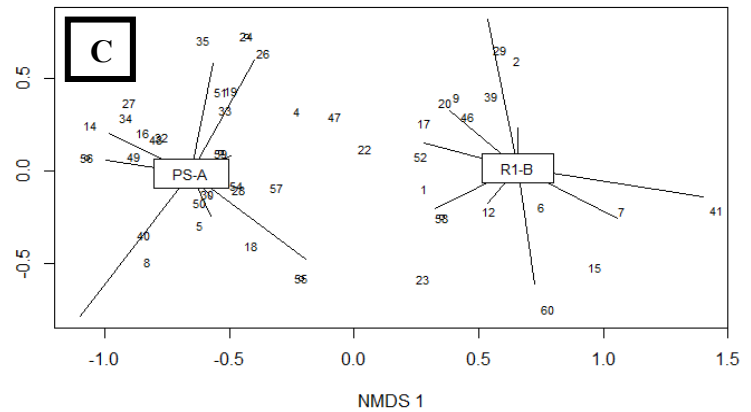
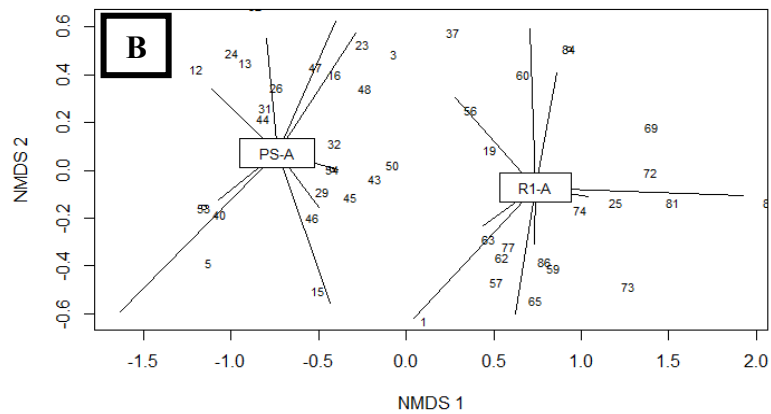
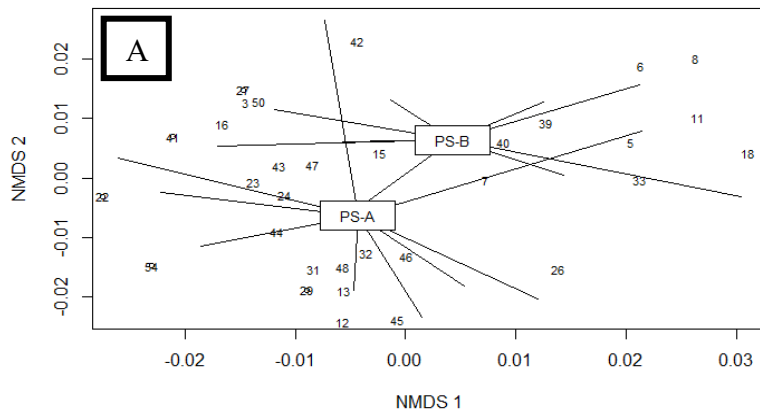
Zhang, Q., Gao, X., Ren, Y., Ding, X., Qiu, J., Li, N., ... & Chu, Z. (2018). Improvement of Verticillium wilt resistance by applying arbuscular mycorrhizal fungi to a cotton variety with high symbiotic efficiency under field conditions. *International journal of molecular sciences*, *19*(1), 241.

Zhang, S., Xiao, Z., Huo, J., & Zhang, H. (2021). Key factors influencing on vegetation restoration in the gullies of the Mollisols. *Journal of Environmental Management*, *299*, 113704.

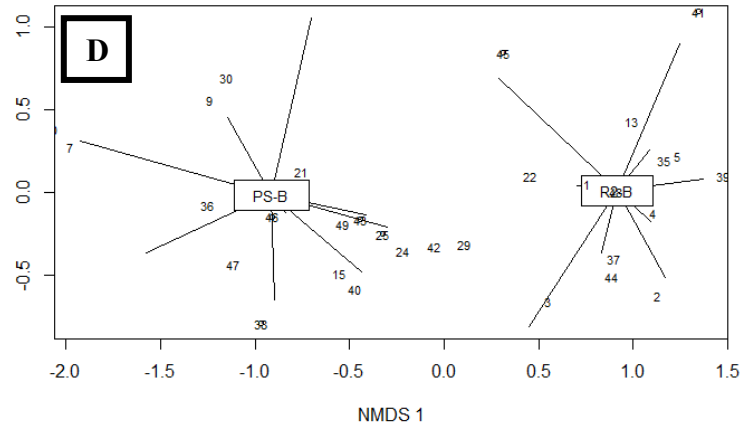
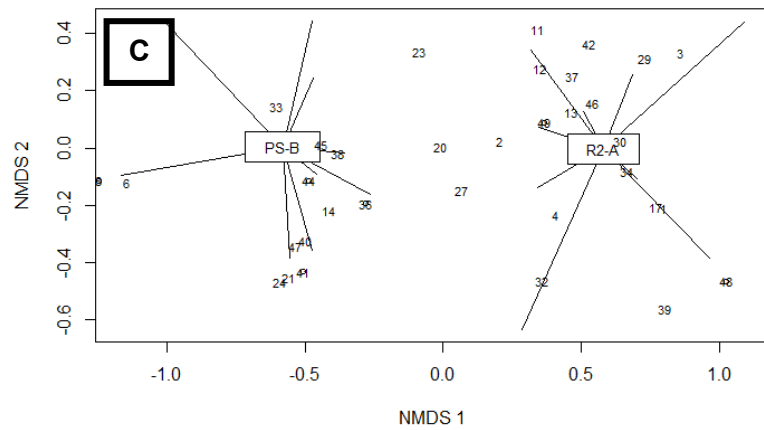
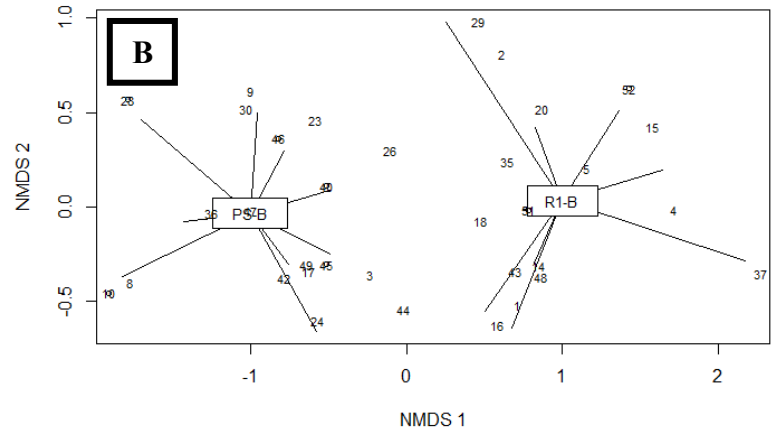
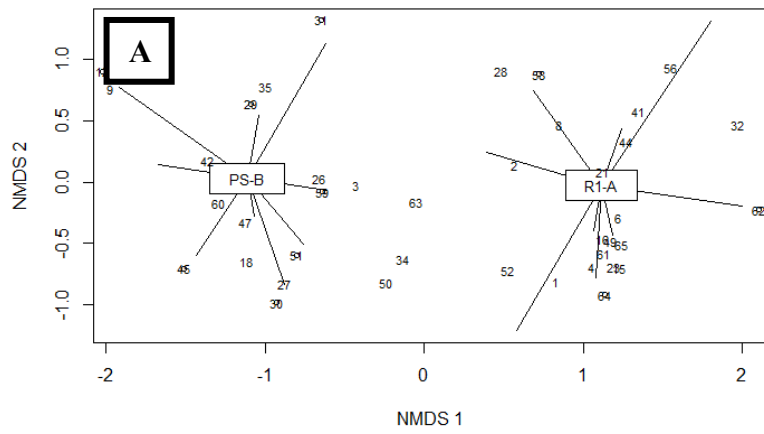
Zhao, Y., Wang, Y., Wang, L., Zhang, X., Yu, Y., Jin, Z., ... & An, Z. (2019). Exploring the role of land restoration in the spatial patterns of deep soil water at watershed scales. *Catena*, *172*, 387-396.

APÊNDICES

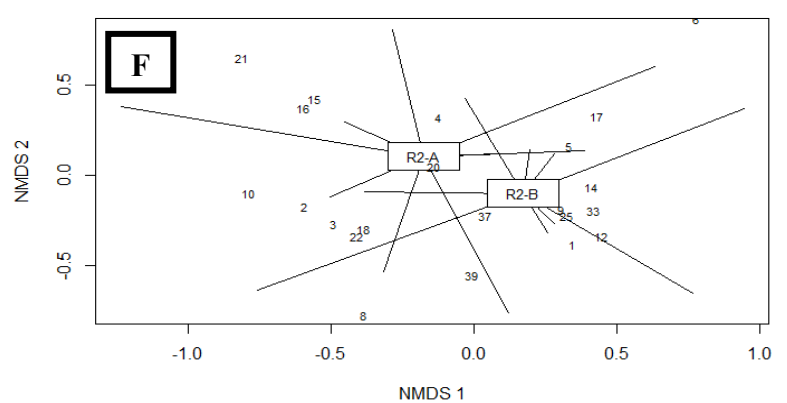
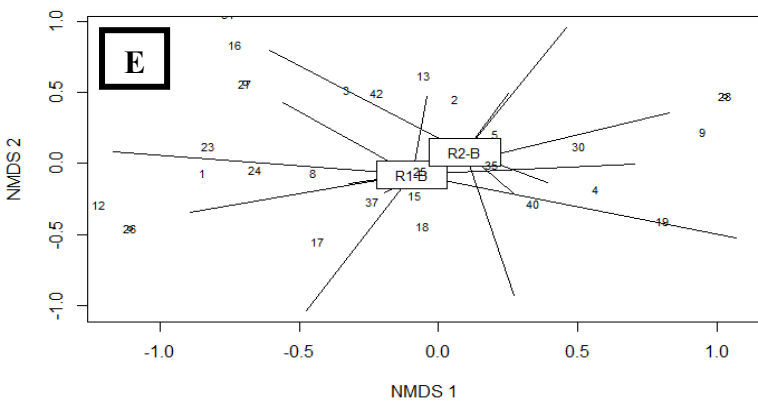
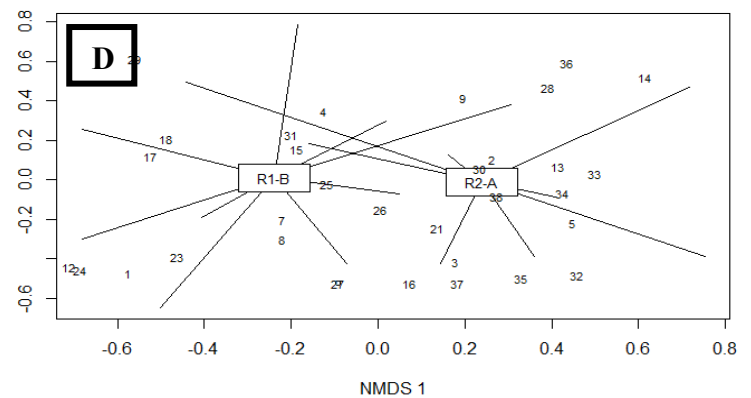
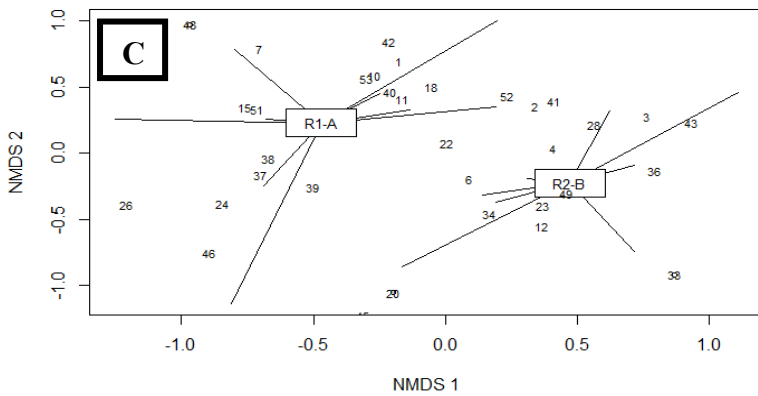
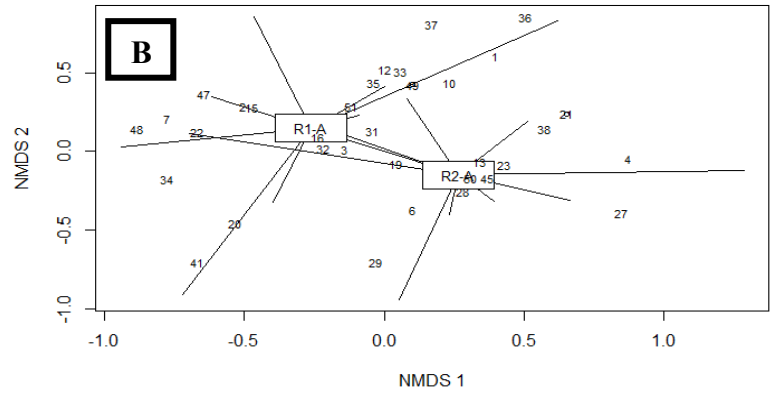
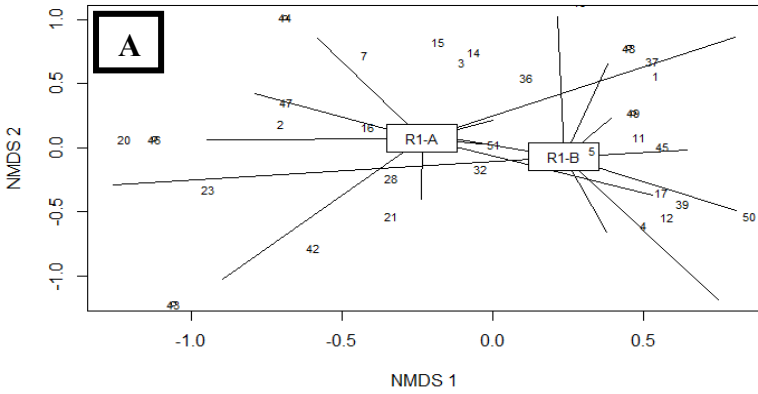
Apêndice A1 - Escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) baseado no coeficiente de Bray Curtis. **A)** PSA X PSB: Stress value: 0.188, ANOSIM R: 0.03, ANOSIM p-value: 0.172; **B)** PSA X R1A: Stress value: 0.127, ANOSIM R: 0.69, ANOSIM p-value: 0.001; **C)** PSA X R1B: Stress value: 0.099, ANOSIM R: 0.84, ANOSIM p-value: 0.001; **D)** PSA X R2A: Stress value: 0.094, ANOSIM R: 0.79, ANOSIM p-value: 0.001; **E)** PSA X R2B: Stress value: 0.113, ANOSIM R: 0.82, ANOSIM p-value: 0.001.



Apêndice A2 - Escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) baseado no coeficiente de Bray Curtis. **A)** PSB X R1A: Stress value: 0.092, ANOSIM R: 0.85, ANOSIM p-value: 0.001; **B)** PSB X R1B: Stress value: 0.080, ANOSIM R: 0.95, ANOSIM p-value: 0.001; **C)** PSB X R2A: Stress value 0.094, ANOSIM R: 0.92, ANOSIM p-value: 0.001; **D)** PSB X R2B: Stress value 0.103, ANOSIM R: 0.97, ANOSIM p-value: 0.001



Apêndice A3 - Escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) baseado no coeficiente de Bray Curtis. **A)** R1A X R1B: Stress value: 0.173, ANOSIM R: 0.0049, ANOSIM p-value: 0.42; **B)** R1A X R2A: Stress value: 0.160, ANOSIM R: 0.04, ANOSIM p-value: 0.225; **C)** R1A X R2B: Stress value 0.187, ANOSIM R: 0.06, ANOSIM p-value: 0.128; **D)** R1B X R2A: Stress value 0.199, ANOSIM R: 0.15, ANOSIM p-value: 0.027; **E)** R1B X R2B: Stress value 0.193, ANOSIM R: 0.08, ANOSIM p-value: 0.109; **F)** R2A X R2B: Stress value 0.186, ANOSIM R: - 0.01, ANOSIM p-value: 0.557.



Apêndice B - Parâmetros fitossociológicos das espécies ordenados em ordem decrescente dos valores de dominância absoluta (DoA). PSA: Área preservada halo "A".

Espécies (PSA)	FR ABS %	FR REL %	DoR %	DoA %	IVI %
<i>Mesosetum ferrugineum</i> (Trin.) Chase	0,77	8,64	19,24	39,16	13,94
<i>Paspalum pectinatum</i> Nees ex Trin.	0,22	2,47	17,40	10,12	9,93
<i>Paspalum polyphyllum</i> Nees ex Trin	0,33	3,70	4,98	4,35	4,34
<i>Sisyrinchium vaginatum</i> Spreng	0,55	6,17	1,96	2,85	4,07
<i>Trachypogon spicatus</i> . (L.f.) Kuntze	0,11	1,23	9,08	2,64	5,16
<i>Ruellia densa</i> Pohl ex Nees	0,44	4,94	2,25	2,62	3,59
<i>Campomanesia pubescens</i> .	0,11	1,23	7,56	2,20	4,40
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase.	0,33	3,70	2,40	2,09	3,05
<i>Ageratum fastigiatum</i>	0,33	3,70	2,33	2,04	3,02
<i>Elionurus muticus</i> (Spreng.) Kuntze.	0,11	1,23	6,81	1,98	4,02
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.)	0,11	1,23	5,67	1,65	3,45
<i>Byrsonima verbascifolia</i> (L.) DC.	0,33	3,70	1,64	1,43	2,67
<i>Hyptis rotundifolia</i> Benth.	0,66	7,41	0,77	1,34	4,09
<i>Calea clauseniana</i> Baker	0,44	4,94	0,72	0,84	2,83
<i>Anemia imbricata</i> J.W. Sturm.	0,33	3,70	0,74	0,65	2,22
<i>Peixotoa tomentosa</i> A.Juss.	0,22	2,47	1,04	0,61	1,75
<i>Roupala montana</i> Aubl.	0,11	1,23	2,08	0,61	1,66
<i>Eremanthus incanus</i> (Less.) Less.	0,22	2,47	0,95	0,55	1,71
<i>Lagenocarpus rigidus</i> (Kunth) Nees	0,11	1,23	1,51	0,44	1,37
<i>Schizachyrium tenerum</i> Nees.	0,11	1,23	1,51	0,44	1,37
<i>Vochysia thyrsoidea</i> Pohl	0,11	1,23	1,51	0,44	1,37
<i>Hyptis</i> sp.	0,22	2,47	0,70	0,41	1,58
<i>Lippia</i> sp1.	0,11	1,23	1,32	0,39	1,28
<i>Aegiphila verticillata</i> Vell..	0,11	1,23	0,95	0,28	1,09
<i>Mikania sessilifolia</i> DC	0,11	1,23	0,76	0,22	1,00
<i>Siphocampylus imbricatus</i> (Cham.) G.Don	0,11	1,23	0,76	0,22	1,00
<i>Cuphea thymoides</i> Cham. & Schltld.	0,11	1,23	0,76	0,22	1,00
Indeterminada 1	0,11	1,23	0,76	0,22	1,00
<i>Stevia urticaefolia</i> Thunb.	0,11	1,23	0,57	0,17	0,90
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	0,11	1,23	0,34	0,10	0,79
<i>Aldama tenuifolia</i> Panero	0,11	1,23	0,23	0,07	0,73
<i>Baccharis aphylla</i> DC.	0,11	1,23	0,19	0,06	0,71
Indeterminada 2	0,11	1,23	0,19	0,06	0,71
<i>Bryum atenense</i> R.S.Williams	0,44	4,94	0,04	0,04	2,49
<i>Campylopus cf. aemulans</i> (Hampe) A.Jaeger	0,22	2,47	0,04	0,02	1,25
<i>Baccharis platypoda</i> DC.	0,11	1,23	0,04	0,01	0,64
<i>Aulonemia effusa</i> (Hack.) McClure	0,11	1,23	0,04	0,01	0,64
Indeterminada 3	0,11	1,23	0,04	0,01	0,64
<i>Syrrhopodon prolifer</i>	0,11	1,23	0,04	0,01	0,64
<i>Cephalozia granatensis</i> (J.B. Jack ex Steph.) Fulford.	0,11	1,23	0,04	0,01	0,64
<i>Fissidens pellucidus pellucidus</i> Hornsch..	0,11	1,23	0,04	0,01	0,64
<i>Fissidens cf. saprophilus</i> Broth..	0,11	1,23	0,04	0,01	0,64
TOTAL	8,91	100	100	81,55	100

Apêndice B - Parâmetros fitossociológicos das espécies ordenados em ordem decrescente dos valores de dominância absoluta (DoA). PSB: Área preservada halo “B”.

Espécies (PSB)	FR ABS %	FR REL %	DoR %	DoA %	IVI %
<i>Mesosetum ferrugineum</i> Nees ex Trin	1,00	16,50	36,08	60,89	26,29
<i>Paspalum pectinatum</i> Nees ex Trin.	0,11	1,81	9,48	1,76	5,65
<i>Aspilia foliacea</i> (Spreng.) Baker	0,22	3,63	4,62	1,72	4,13
<i>Ageratum fastigiatum</i> (Gardner) R.M.King & H.Rob	0,11	1,81	7,11	1,32	4,46
<i>Campomanesia pubescens</i> (Mart. ex DC.) O.Berg	0,11	1,81	7,11	1,32	4,46
<i>Elionurus muticus</i> (Spreng.) Kuntze.	0,22	3,63	3,56	1,32	3,59
<i>Anemia imbricata</i> J.W. Sturm.	0,11	1,81	4,74	0,88	3,28
<i>Microlicia tomentella</i> Naudin	0,11	1,81	4,74	0,88	3,28
<i>Ruellia densa</i> Pohl ex Nees	0,55	9,07	0,89	0,83	4,98
<i>Paspalum polyphyllum</i> Nees ex Trin	0,33	5,44	1,19	0,66	3,31
<i>Calea clauseniana</i> Baker	0,44	7,26	0,80	0,59	4,03
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase.	0,44	7,26	0,73	0,54	3,99
<i>Sisyrinchium vaginatum</i> Spreng	0,33	5,44	0,83	0,46	3,14
<i>Eryngium eurycephalum</i> Malme	0,11	1,81	2,37	0,44	2,09
<i>Epidendrum secundum</i> Jacq.	0,11	1,81	2,37	0,44	2,09
<i>Aulonemia effusa</i> (Hack.) McClure	0,11	1,81	1,78	0,33	1,80
<i>Mikania sessilifolia</i> DC	0,11	1,81	1,19	0,22	1,50
<i>Evolvulus macroblepharis</i> Mart.	0,11	1,81	1,19	0,22	1,50
<i>Chamaecrista mucronata</i> (Spreng.) H.S.Irwin & Barneby	0,11	1,81	1,19	0,22	1,50
<i>Cambessedesia hilariana</i> (A.St.-Hil. ex Bonpl.) DC.	0,11	1,81	1,19	0,22	1,50
<i>Axonopus aureus</i> P.Beauv.	0,11	1,81	1,19	0,22	1,50
<i>Roupala montana</i> Aubl.	0,11	1,81	1,19	0,22	1,50
<i>Hyptis villosa</i> Pohl ex Benth.	0,22	3,63	0,47	0,18	2,05
<i>Hyptis rotundifolia</i> Benth.	0,11	1,81	0,89	0,17	1,35
<i>Eremanthus incanus</i> (Less.) Less.	0,11	1,83	0,59	0,11	1,21
<i>Baccharis reticularia</i> DC.	0,11	1,81	0,59	0,11	1,20
<i>Hyptis</i> sp.	0,11	1,81	0,59	0,11	1,20
<i>Axonopus siccus</i> (Nees) Kuhlman.	0,11	1,81	0,59	0,11	1,20
<i>Lippia</i> sp1.	0,11	1,81	0,59	0,11	1,20
<i>Leandra aurea</i> (Cham.) Cogn.	0,11	1,81	0,18	0,03	1,00
TOTAL (%)	6,06	100,00	100,00	76,62	100,00

Apêndice B - Parâmetros fitossociológicos das espécies ordenados em ordem decrescente dos valores de dominância absoluta (DoA). R1A: Área em recuperação 1 (não inoculada) halo "A".

Espécies (R1A)	FR ABS %	FR REL %	DoR %	DoA %	IVI %
<i>Andropogon leucostachyus</i> Kunth	0,55	6,58	21,45	25,15	14,02
<i>Fimbristylis complanata</i> (Retz.) Link	0,33	3,95	13,83	9,72	8,89
<i>Andropogon bicornis</i> L.	0,44	5,26	8,24	7,72	6,75
<i>Polytrichum juniperinum</i> Willd. ex Hedw.	0,22	2,63	13,14	6,16	7,89
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.)	0,22	2,63	8,70	4,08	5,67
<i>Melinis minutiflora</i> P. Beauv	0,44	5,26	2,46	2,31	3,86
<i>Palhinhaea camporum</i> (B. Øllg. & P.G. Windisch)	0,11	1,32	7,04	1,65	4,18
Holub					
<i>Sisyrinchium vaginatum</i> Spreng	0,22	2,63	3,14	1,47	2,89
<i>Lagenocarpus rigidus</i> (Kunth) Nees	0,11	1,32	5,63	1,32	3,47
<i>Epidendrum secundum</i> Jacq.	0,22	2,63	1,90	0,89	2,27
<i>Paspalum polyphyllum</i> Nees	0,22	2,63	1,88	0,88	2,25
<i>Peixotoa tomentosa</i>	0,22	2,63	1,41	0,66	2,02
<i>Microlicia graveolens</i> DC.	0,11	1,32	2,11	0,50	1,71
<i>Ageratum fastigiatum</i> (Gardner) R.M.King & H. Rob.	0,33	3,95	0,56	0,40	2,26
<i>Baccharis serrulata</i> (Lam.) Pers	0,55	6,58	0,31	0,36	3,44
<i>Paspalum erianthum</i> Nees ex Trin	0,22	2,63	0,70	0,33	1,67
<i>Dicranopteris flexuosa</i> (Schrad.) Underw.	0,11	1,32	1,17	0,28	1,24
<i>Mesosetum loliiforme</i> (Hochst.) Chase	0,11	1,32	0,94	0,22	1,13
<i>Schizachyrium tenerum</i> Nees.	0,22	2,63	0,26	0,12	1,44
<i>Microlicia parviflora</i> (D.Don) Versiane & R.Romero.	0,11	1,32	0,52	0,12	0,92
<i>Actinocephalus bongardii</i> (A.St.-Hil.) Sano.	0,33	3,95	0,16	0,12	2,06
<i>Byrsonima</i> c.f <i>sericea</i> DC.	0,11	1,32	0,47	0,11	0,89
<i>Andropogon virgatus</i> Desv.	0,11	1,32	0,47	0,11	0,89
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase.	0,11	1,32	0,47	0,11	0,89
<i>Borreria capitata</i> (Ruiz & Pav.) DC.	0,11	1,32	0,47	0,11	0,89
<i>Hyptis</i> sp.	0,11	1,32	0,33	0,08	0,82
<i>Polygala glochidiata</i> Kunth.	0,11	1,32	0,33	0,08	0,82
<i>Anemia</i> sp.	0,22	2,63	0,14	0,07	1,39
<i>Richterago radiata</i> (Vell.) Roque.	0,11	1,32	0,23	0,06	0,78
Indeterminada 4	0,11	1,32	0,23	0,06	0,78
Indeterminada 5	0,11	1,32	0,23	0,06	0,78
<i>Cyperus polystachyos</i> Rottb	0,11	1,32	0,19	0,04	0,75
<i>Rhynchospora consanguinea</i> (Kunth) Boeckeler	0,11	1,32	0,19	0,04	0,75
<i>Xyris mello-barretoii</i> L.B.Sm. & Downs	0,11	1,32	0,19	0,04	0,75
<i>Campylopus</i> cf. <i>aemulans</i> (Hampe) A.Jaeger	0,66	7,89	0,03	0,04	3,96
<i>Scleria leptostachya</i> Kunth	0,11	1,32	0,14	0,03	0,73
<i>Axonopus</i> sp	0,11	1,32	0,14	0,03	0,73
<i>Cylindrocolea</i> c.f <i>planifolia</i>	0,22	2,63	0,05	0,02	1,34
<i>Pleroma heteromallum</i> (D. Don)	0,11	1,32	0,05	0,01	0,68
<i>Xyris</i> sp.	0,11	1,32	0,05	0,01	0,68
<i>Pogonatum pensilvanicum</i> (Bartram ex Hedw.) P.Beauv.	0,11	1,32	0,05	0,01	0,68
TOTAL (%)	8,36	100,00	100,00	65,57	100,00

Apêndice B - Parâmetros fitossociológicos das espécies ordenados em ordem decrescente dos valores de dominância absoluta (DoA). R1B: Área em recuperação 1 (não inoculada) halo "B".

Espécies (R1B)	FR ABS %	FR REL %	DoR %	DoA %	IVI %
<i>Andropogon leucostachyus</i> Kunth	0,66	10,91	11,89	14,12	11,40
<i>Andropogon bicornis</i> L.	0,77	12,73	8,53	11,83	10,63
<i>Apochloa poliophylla</i> (Renvoize & Zuloaga) Zuloaga & Morrone	0,11	1,82	22,22	4,40	12,02
<i>Baccharis serrulata</i> (Lam.) Pers	0,22	3,64	10,00	3,96	6,82
<i>Cambessedesia hilariana</i> (A.St.-Hil. ex Bonpl.) DC.	0,22	3,64	8,33	3,30	5,98
<i>Melinis minutiflora</i> P. Beauv	0,55	9,09	3,23	3,20	6,16
<i>Fimbristylis complanata</i> (Retz.) Link	0,33	5,45	5,18	3,08	5,32
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	0,22	3,64	7,50	2,97	5,57
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.)	0,44	7,27	2,36	1,87	4,82
<i>Miconia ligustroides</i> (DC.) Naudin	0,11	1,82	8,05	1,60	4,94
<i>Paspalum erianthum</i> Nees ex Trin	0,22	3,64	1,48	0,59	2,56
<i>Actinocephalus bongardii</i> (A.St.-Hil.) Sano.	0,22	3,64	1,11	0,44	2,37
<i>Microlicia isophylla</i> DC	0,11	1,82	2,22	0,44	2,02
<i>Schizachyrium tenerum</i> Nees.	0,11	1,82	2,22	0,44	2,02
<i>Paspalum polyphyllum</i> Nees	0,33	5,45	0,56	0,33	3,01
<i>Ageratum fastigiatum</i> (Gardner) R.M.King & H. Rob.	0,22	3,64	0,83	0,33	2,23
<i>Eremanthus incanus</i> (Less.) Less.	0,11	1,82	1,11	0,22	1,46
<i>Borreria capitata</i> (Ruiz & Pav.) DC.	0,11	1,82	1,08	0,21	1,45
<i>Baccharis crispa</i> Spreng.	0,11	1,82	0,56	0,11	1,19
<i>Trachypogon spicatus</i> (L. f.) Kuntze	0,11	1,82	0,56	0,11	1,19
<i>Xyris mello-barretoii</i> L.B.Sm. & Downs	0,11	1,82	0,56	0,11	1,19
<i>Microlicia parviflora</i> (D.Don) Versiane & R.Romero.	0,11	1,82	0,14	0,03	0,98
<i>Vernonanthura mucronulata</i> (Less.) H.Rob.C.F	0,11	1,82	0,06	0,01	0,94
<i>Microlicia microphylla</i> (Naudin) Cogn..	0,11	1,82	0,06	0,01	0,94
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase.	0,11	1,82	0,06	0,01	0,94
<i>Campylopus c.f.aemulans</i>	0,11	1,82	0,06	0,01	0,94
<i>Cylindrocolea c.f.planifolia</i>	0,11	1,82	0,06	0,01	0,94
TOTAL (%)	6,05	100,00	100,00	53,74	100,00

Apêndice B - Parâmetros fitossociológicos das espécies ordenados em ordem decrescente dos valores de dominância absoluta (DoA). R2A: Área em recuperação 2 (inoculada) halo "A".

Espécies (R2A)	FR ABS %	FR REL %	DoR %	DoA %	IVI %
<i>Andropogon leucostachyus</i> Kunth	0,77	12,96	27,33	46,64	20,14
<i>Andropogon bicornis</i> L.	0,66	11,11	7,41	10,84	9,26
<i>Microlicia cataphracta</i> (Mart. & Schrank ex DC.)	0,22	3,70	13,53	6,60	8,62
<i>Trachypogon spicatus</i> (L. f.) Kuntze	0,11	1,85	18,05	4,40	9,95
<i>Melinis minutiflora</i> P.Beauv..	0,66	11,11	2,18	3,19	6,65
<i>Actinocephalus bongardii</i> (A.St.-Hil.) Sano.	0,33	5,56	2,56	1,87	4,06
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase	0,22	3,70	3,83	1,87	3,77
<i>Palhinhaea camporum</i> (B. Øllg. & P.G. Windisch) Holub	0,22	3,70	3,83	1,87	3,77
<i>Lantana lundiana</i> Schauer	0,11	1,85	3,61	0,88	2,73
<i>Bulbostylis fimbriata</i> (Nees) C.B.Clarke	0,22	3,70	1,35	0,66	2,53
<i>Rhynchospora tenuis</i> Link	0,11	1,85	2,71	0,66	2,28
<i>Ageratum fastigiatum</i> (Gardner) R.M.King & H. Rob.	0,22	3,70	1,24	0,61	2,47
<i>Baccharis serrulata</i> (Lam.) Pers.	0,22	3,70	1,13	0,55	2,42
<i>Eremanthus incanus</i> L.	0,11	1,85	1,80	0,44	1,83
<i>Schizachyrium tenerum</i> Nees.	0,11	1,85	1,80	0,44	1,83
<i>Baccharis crispa</i> Spreng.	0,11	1,85	1,58	0,39	1,72
<i>Microlicia parviflora</i> (D.Don) Versiane & R.Romero.	0,11	1,85	1,58	0,39	1,72
<i>Axonopus siccus</i> (Nees ex Trin.)	0,11	1,85	1,35	0,33	1,60
<i>Leandra aurea</i> (Cham.) Cogn.	0,22	3,70	0,53	0,26	2,12
<i>Hyptis</i> sp.	0,11	1,85	1,04	0,25	1,44
<i>Microlicia graveolens</i> DC.	0,22	3,70	0,45	0,22	2,08
<i>Pleroma heteromallum</i> D.Don.	0,22	3,70	0,34	0,17	2,02
<i>Sticherus lanuginosus</i> (Fée) Nakai	0,11	1,85	0,68	0,17	1,26
<i>Campylopus cf. aemulans</i> (Hampe) A.Jaeger	0,33	5,56	0,05	0,03	2,80
<i>Cylindrocolea c.f planifolia</i>	0,11	1,85	0,05	0,01	0,95
TOTAL (%)	5,94	100,00	100,00	83,71	100,00

Apêndice B - Parâmetros fitossociológicos das espécies ordenados em ordem decrescente dos valores de dominância absoluta (DoA). R2B: Área em recuperação 2 (inoculada) halo "B".

Espécies (R2B)	FR ABS %	FR REL %	DoR %	DoA %	IVI %
<i>Andropogon leucostachyus</i> Kunth	0,88	13,11	26,15	35,64	19,63
<i>Andropogon bicornis</i> L.	0,77	11,48	7,15	8,53	9,31
<i>Melinis minutiflora</i> P.Beauv..	0,66	9,84	6,03	6,16	7,93
<i>Actinocephalus bongardii</i> (A.St.-Hil.) Sano.	0,33	4,92	5,81	2,97	5,36
<i>Elionurus muticus</i> (Spreng.) Kuntze.	0,33	4,92	5,81	2,97	5,36
<i>Lagenocarpus rigidus tenuifolius</i> (Boeckeler) T.Koyama & Maguire	0,11	1,64	15,50	2,64	8,57
<i>Miconia ligustroides</i> (DC.) Naudin	0,44	6,56	3,87	2,64	5,22
<i>Ageratum fastigiatum</i> (Gardner) R.M.King & H. Rob.	0,44	6,56	3,26	2,22	4,91
<i>Schizachyrium tenerum</i> Nees.	0,44	6,56	2,47	1,68	4,51
<i>Palhinhaea camporum</i> (B. Øllg. & P.G. Windisch) Holub	0,11	1,64	8,39	1,43	5,02
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase.	0,22	3,28	1,61	0,55	2,45
<i>Bulbostylis fimbriata</i> (Nees) C.B.Clarke	0,22	3,28	1,58	0,54	2,43
<i>Deluciris rupestris</i> (Ravenna) Lovo & A.Gil.	0,11	1,64	2,58	0,44	2,11
<i>Gomphrena</i> sp.	0,11	1,64	1,94	0,33	1,79
<i>Eremanthus incanus</i> L.	0,11	1,64	1,61	0,28	1,63
<i>Marcetia taxifolia</i> (A. St.-Hil.) DC.	0,11	1,64	1,55	0,26	1,59
<i>Paspalum polyphyllum</i> Nees	0,22	3,28	0,74	0,25	2,01
<i>Hyptis</i> sp.	0,11	1,64	0,97	0,17	1,30
Asteraceae 1	0,11	1,64	0,84	0,14	1,24
<i>Bulbostylis junciformis</i> (Kunth) C.B. Clarke.	0,11	1,64	0,65	0,11	1,14
<i>Microlicia graveolens</i> DC.	0,11	1,64	0,45	0,08	1,05
<i>Chamaecrista mucronata</i> (Spreng.) H.S.Irwin & Barneby	0,11	1,64	0,32	0,06	0,98
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.)	0,11	1,64	0,26	0,04	0,95
Asteraceae 2	0,11	1,64	0,19	0,03	0,92
<i>Polygala glochidiata</i> Kunth.	0,11	1,64	0,19	0,03	0,92
<i>Pleroma heteromallum</i> (D. Don)	0,22	3,28	0,06	0,02	1,67
TOTAL	6,71	100,00	100,00	70,21	100,00

Estudo de caso II

1. INTRODUÇÃO

Briófitas são plantas que apresentam ausência de sistema de transporte de água lignificado (Glime, 2007; Vanderpoorten & Goffinet, 2009). Possuem três divisões: Bryophyta, que corresponde aos Musgos, Marchantiophyta as Hepáticas, e Anthocerotophyta aos Antóceros, que juntos constituem um grupo monofilético (Puttick *et al.*, 2018; Rich & Delaux, 2020; Harris *et al.*, 2020). São o segundo maior grupo de plantas terrestres, estando atrás somente das angiospermas. Segundo *The Plant List* (2021) há cerca de 20.000 espécies no mundo, sendo 1.610 espécies registradas no Brasil (Flora do Brasil, 2020). Exibem diversas adaptações morfológicas, tal como a poiquiloidria que propicia a capacidade de acompanhar a variação do potencial hídrico dos ambientes, ficando em estado latente na seca, e túrgidas quando há disponibilidade de umidade (Proctor, 2001; Glime, 2007). Por isso, são capazes de colonizar os mais diversos tipos de ambientes como florestas, desertos e tundra (Proctor, 2000; Kürschner, 2004). São organismos chave na sucessão vegetal em áreas naturais e em recuperação, pois propiciam a retenção de água, germinação de sementes, a formação do solo a partir da dissolução de rocha, a estabilização do solo e a fixação de N atmosférico devido à sua associação com microrganismos como cianobactérias, líquens, algas e fungos (Goffinet & Shaw, 2009; Gradstein *et al.*, 2001).

Dentro desse táxon, os musgos são classificados quanto à sua forma de crescimento em pleurocárpicos (i.e., os esporófitos crescem ao longo de um ramo principal ou de suas ramificações), acrocárpicos (i.e., os esporófitos crescem no ápice do ramo principal do gametófito) e cladocárpicos (Glime 2007). Muitas espécies de musgos pleurocárpicos e de hepáticas possuem adaptações a condições de sombra e podem ser mais sensíveis a estresses abióticos, enquanto os musgos acrocárpicos tendem a ser mais tolerantes a ambientes com solos expostos (Gradstein & Pócs 1989; Glime 2007). Além disso, as briófitas apresentam diversas formas de vida como tufo, coxim, tapete, trama, pendente, flabelada e dendróide (Mägdefrau, 1982). Logo, essas plantas podem ser excelentes modelos para estudos ecológicos e eficientes bioindicadores da qualidade ambiental, pois a sua composição florística, formas de vida e riqueza variam de acordo com as condições microclimáticas, tais como a disponibilidade de água e luz (Mägdefrau, 1982; Frahm & Gradstein, 1991). Apresentam diversas estratégias de reprodução que otimizam a colonização nos ambientes como as sexuadas (com a produção e dispersão de esporos produzidos pelos esporófitos após a fertilização) e assexuadas, tais como

gemas e propágulos caducos (Longton, 1992; Maciel-Silva e Porto, 2014; Peñaloza-Bojacá *et al.*, 2018). Apesar de toda essa biodiversidade e funções ecossistêmicas desempenhadas pelas briófitas, em muitos trabalhos de mensuração da biodiversidade elas são negligenciadas (Kürschner, 2004).

De acordo com Glime *et al.* (2019), as briófitas que ocorrem em afloramentos rochosos são tipicamente poiquilohídricas, ocupam fendas, bolsões que acumulam água, rocha e solo, são favorecidas pelas sombras propiciadas pelas traqueófitas ao redor e, também, ocupam áreas com solo exposto. A forma de vida mais encontrada é o coxim, no entanto, o tufo também predomina nesses ambientes, o que propicia a retenção hídrica e otimiza a absorção de água pelo sistema radicular das plantas vasculares.

Os musgos são mais diversos do que as hepáticas, o inverso do que ocorre na mata atlântica. Em estudo realizado por Valente *et al.* (2013), em campo rupestre sobre quartzito, na Chapada Diamantina, Bahia, os musgos dominaram (79 spp. de 109 encontradas) em relação às hepáticas. Nos habitats estudados por essa autora, nos solos expostos ocorreram predominantemente os gêneros: *Campylopus*, *Polytrichum*, *Schloteimia* e nas áreas sombreadas: *Sphagnum*, *Lepidozoo*, *Micropterygium*. A forma de vida trama predominou nas áreas sombreadas e o tufo nas áreas de solo exposto. Os musgos acrocárpicos foram mais frequentes do que os pleurocárpicos. Em outro estudo realizado por Silva (2012), em afloramentos rochosos do estado de Pernambuco, também foi encontrada uma maior ocorrência de musgos (69%) comparadas com as hepáticas (31%) e as famílias mais representativas foram: Lejeuneaceae, Bryaceae, Leucobryaceae, Frullaniaceae e Pottiaceae. A forma de vida tufo foi a dominante (74%), o sistema sexual dioico predominou sobre o monoico e a similaridade entre áreas foi baixa. Peñaloza-Bojacá (2017) investigou as briófitas de afloramentos rochosos ferruginosos, em Minas Gerais, no Quadrilátero Ferrífero, e encontrou uma maior riqueza de musgos (47spp.) quando comparada com as hepáticas (23spp.), sendo que o substrato de maior colonização pelos musgos foi o solo e, as hepáticas em cascas de árvores. A distribuição geográfica foi ampla. As famílias mais representativas foram Leucobryaceae, Bryaceae, Orthotricaceae e Pottiaceae e nas hepáticas: Lejeunaceae, Frullaniaceae. Os gêneros de musgos mais abundantes foram os acrocárpicos: *Campylopus* e *Bryum*. O estudo das briófitas visa entender o papel desse grupo para a sucessão das espécies de angiospermas.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Avaliar o efeito da inoculação de briófitas sobre a sucessão de espécies de plantas vasculares.

2.2 Objetivos específicos

1 - Avaliar a diversidade e a ocupação de briófitas em campo sob efeito da inoculação de espécies selecionadas;

2 - Avaliar o efeito da inoculação de briófitas sobre o estabelecimento de espécies de plantas vasculares;

3 - Comparar a similaridade florística no entorno dos afloramentos entre áreas inoculadas com briófitas e não inoculadas.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 Delineamento experimental

A área de trabalho (2500 m²) é composta por área preservada (PS) (Figuras 1 e 2) - e de 2 áreas experimentais em recuperação que receberam tratamentos de inoculação com Briófitas (RI) e sem inoculação (RN) (Figuras 1 e 2). A área RI recebeu a inoculação de seis espécies de briófitas nativas, conforme trabalho de Medeiros *et al.* (2023): (*Bryum argenteum*, *Bryum atenense*, *Campylopus lamellatus*, *Campylopus surinamensis*, *Dicranella hilariana*, *Funaria hygometrica*). Foram estabelecidos 12 blocos - quatro na área preservada (PS1, PS2, PS3, PS4) e quatro em cada uma das duas áreas em recuperação com inoculação das briófitas nativas (RI.1, RI.2, RI.3, RI.4) e sem inoculação (RN.1, RN.2, RN.3, RN.4).

Para a amostragem das plantas vasculares, em cada bloco foi selecionada aleatoriamente uma rocha de estudo onde se estabeleceram 2 tratamentos que consistiram em 2 zonas de distanciamento de 1m mais próximo da rocha (halo “A”) e 2m distante da rocha (halo “B”). Em cada halo, foram estabelecidos 3 plots (repetições) nos quais foram realizadas as coletas. Assim, o desenho experimental foi de 3 áreas (PS, RI e RN) x 4 blocos de quartzito/área x 2 tratamentos/ bloco (a e b) x 3 repetições: 72 pontos amostrais.

Na figura 1, está o mapa de localização com os pontos onde as coletas foram feitas. O delineamento experimental para briófitas está apresentado na figura 2. As briófitas foram coletadas apenas no halo “A”, com três repetições por ponto cardinal (Norte, Sul, Leste e Oeste) – que foram tomadas a partir do uso de uma bússola - totalizando 12 pontos amostrais por bloco x 4 blocos x 3 tratamentos (PS, RI e RN): 144 pontos amostrais.

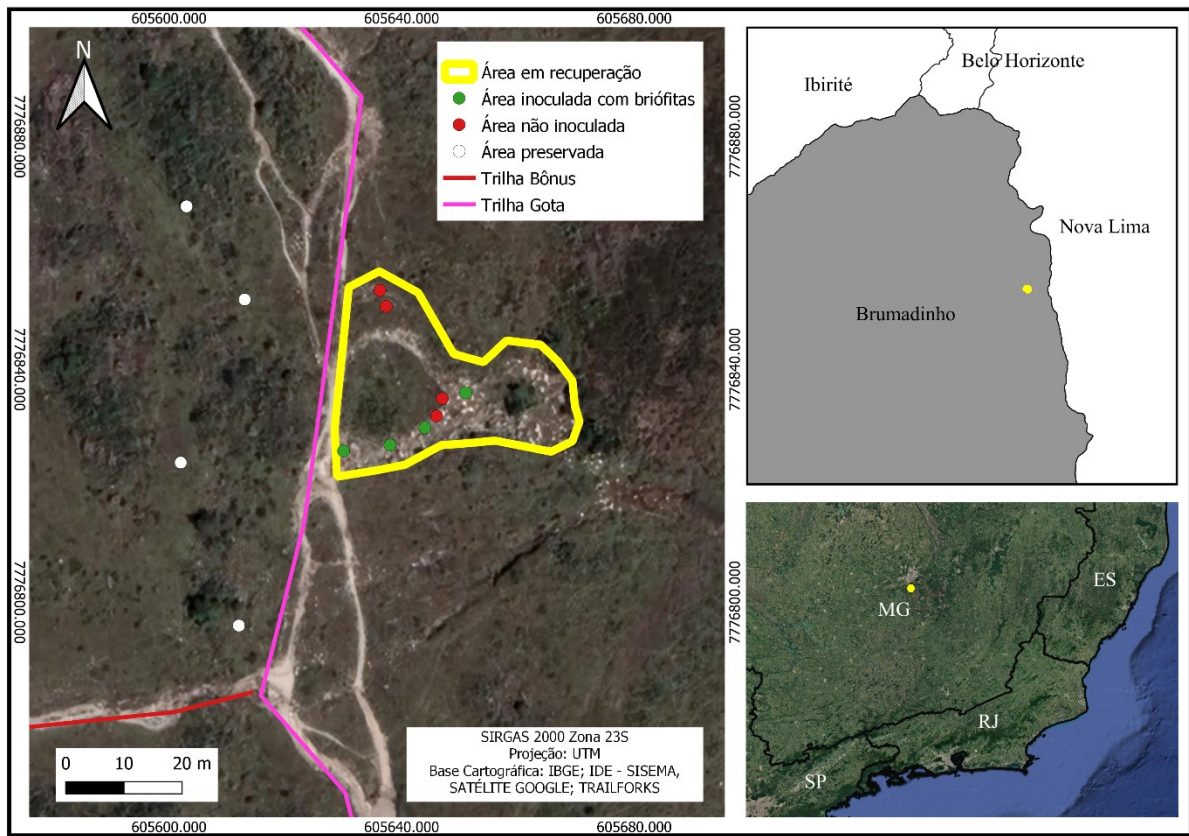


Figura 1 - Mapa de localização dos pontos de coleta.

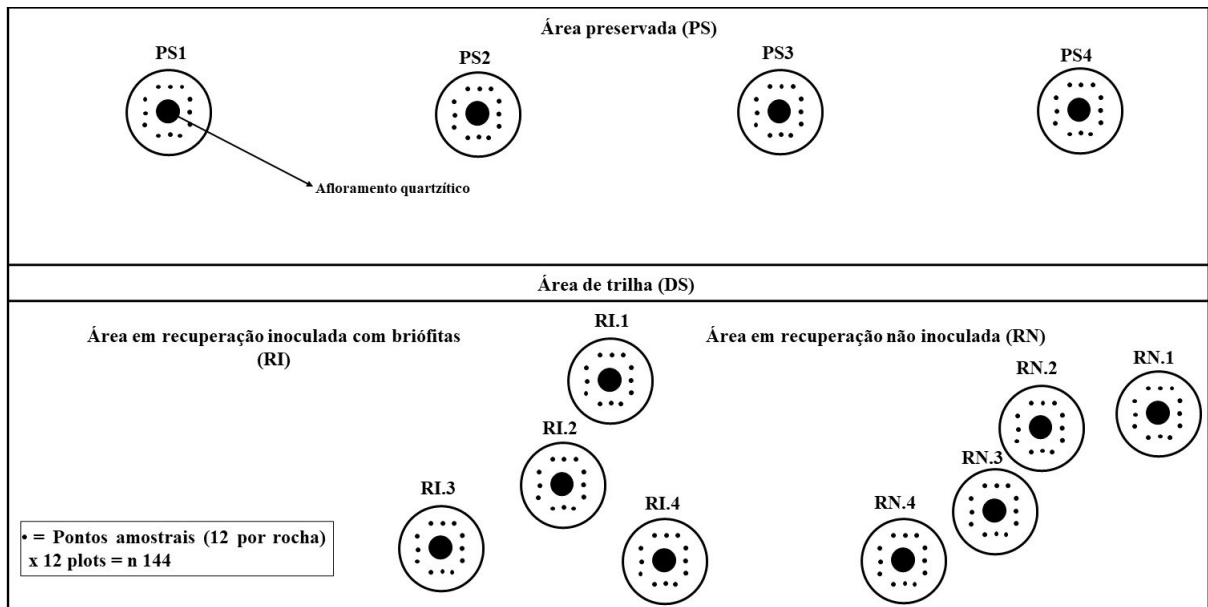


Figura 2 - Delimitação experimental briófitas.

3.2 Levantamento florístico (angiospermas e briófitas)

A amostragem das plantas vasculares foi realizada em Agosto/2023 e utilizado o método da parcela fixa - semicirculares na área preservada e circulares nas áreas experimentais (Mueller-Dombois & Ellenberg, 1974). Para quantificar a cobertura vegetal, aplicou-se quadrantes de 0,50 m x 0,50 com 25 quadrículas - indicados para estudos da comunidade vegetal herbácea e subarbusciva - e realizada a estimativa visual da cobertura vegetal de todos os táxons presentes, de acordo com Braun-Blanquet (1979) e Mueller-Dombois & Ellenberg (1974).

Como a vegetação dominante da área de estudo é constituída por plantas herbáceas, os valores de densidade não foram obtidos, pois a definição de indivíduo se torna difícil nesse contexto (Mueller-Dombois & Ellenberg 1974). Parâmetros fitossociológicos foram calculados, a partir dos dados de cobertura vegetal, tais como: frequência absoluta (FA), frequência relativa (FR), dominância absoluta (DoA), dominância relativa (DoR) e valor de importância (VI) para cada espécie (Mueller-Dombois & Ellenberg 1974, Magurran, 2013).

Para avaliar a similaridade entre as áreas/halos, foi utilizado o índice de similaridade de Sørensen, baseado na presença e ausência de espécies, tanto das traqueófitas, quanto das briófitas (Mueller-Dombois & Ellenberg 1974). As plantas vasculares foram identificadas com base em literatura, chaves de identificação, levantamentos florísticos da Serra da Calçada e comparadas com exsicatas disponíveis no banco de dados do *speciesLink*, Herbário Virtual da Flora e dos Fungos (Reflora). Para a verificação dos nomes dos autores foram consultadas as plataformas Flora e Funga do Brasil (www.floradobrasil.jbrj.gov.br) e Trópicos® (<https://www.tropicos.org>).

Na amostragem das briófitas foram empregados três quadrantes de 10cm x 10cm com 100 quadrículas por ponto cardeal (Norte, Sul, Leste e Oeste) para mensurar a cobertura vegetal desse táxon, que foi obtido por meio da média. Essa amostragem foi realizada apenas no halo “A” mais próxima dos blocos de quartzito. As amostras foram coletadas em conjunto com o substrato, com o auxílio de um canivete, e mantidas em saco de papel pardo em temperatura ambiente no laboratório. Todas as briófitas foram identificadas pela especialista em biologia de briófitas, Profa. Dra. Adáises Simone Maciel da Silva, do laboratório de Sistemática Vegetal (UFMG).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Brioflora

Na tabela 1, está apresentado o levantamento da brioflora com a presença ou ausência nas áreas estudadas, bem como as suas formas de vida e de crescimento. Na área preservada (PS), ocorreram 5 famílias de briófitas distribuídas em 6 espécies, sendo 4 de musgos: Bryaceae (1sp), Calymperaceae (1sp), Fissidentaceae (2spp.), Leucobryaceae (1sp.) e uma de hepática Cephaloziellaceae (1sp). Na área inoculada (RI), ocorreram 9 famílias de briófitas distribuídas em 9 espécies, sendo 6 de musgos (5 acrocárpico e 1 pleurocárpico): Bartramiaceae (1sp), Bryaceae (1sp.), Dicranaceae (1sp.), Leucobryaceae (1sp.), Polytrichaceae (1sp.), Sematophyllaceae (1sp) e 3 de hepáticas: Calypogeiaceae (1sp.), Fossombroniaceae (1sp.) e Lepidoziaceae (1sp.). Na área não inoculada (RN), ocorreram 6 famílias distribuídas em 8 espécies, sendo 5 de musgos (4 acrocárpico e 1 pleurocárpico): Bryaceae (1sp.), Dicranaceae (1sp.), Leucobryaceae (1sp.), Polytrichaceae (1sp.), Sematophyllaceae (1sp) e 3 de hepáticas: Lepidoziaceae (3spp.). Não houve diferença estatística entre a riqueza de espécies entre as áreas estudadas (Tabela 2).

Tabela 1 - Levantamento florístico da brioflora. Com a presença ou ausência nos tratamentos, formas de crescimento e formas de vida. PS: Área preservada; RI: Área em recuperação inoculada briófitas; RN: Área em recuperação não inoculada.

Família/Espécie	RI	RN	PS	Formas de crescimento	Formas de vida
BARTRAMIACEAE					
<i>Philonotis hastata</i> (Duby) Wijk & Margad.	x			Musgo acrocárpico	Tufo
BRYACEAE					
<i>Anomobryum conicum</i> (Hornsch.) Broth.	x	x		Musgo acrocárpico	Tufo
<i>Bryum atenense</i> Williams			x	Musgo acrocárpico	Tufo
CALYMPERACEAE					
<i>Syrrhopodon prolifer</i> Schwägr.			x	Musgo acrocárpico	Coxim, Tufo
CEPHALOZIELLACEAE					
<i>Cephaloziella granatensis</i> (J.B.Jack) Fulford			x	Hepática folhosa	Tapete
CALYPOGEIACEAE					
<i>Calypogeia laxa</i> Gottsche & Lindenb.	x			Hepática folhosa	Folhosa
DICRANACEAE					
<i>Dicranella hilariana</i> (Mont.) Mitt.	x	x		Musgo acrocárpico	Tufo

Família/Espécie	RI	RN	PS	Formas de crescimento	Formas de vida
FISSIDENTACEAE					
<i>Fissidens pellucidus</i> Hornsch. var. <i>pellucidus</i>			x	Musgo acrocárpico	Flabelado
<i>Fissidens cf. saprophilus</i> Broth.			x	Musgo acrocárpico	Flabelado
FOSSOMBRONIACEAE					
<i>Fossombronia porphyrorhiza</i> (Nees) Prosk.	x			Hepática folhosa	Tapete
LEUCOBRYACEAE					
<i>Campylopus cf. aemulans</i> (Hampe) A.Jaeger	x	x	x	Musgo acrocárpico	Tufo
LEPIDOZIACEAE					
<i>Telaranea nematodes</i> (Gottsche ex Austin) M.A.Howe	x	x		Hepática folhosa	Trama
<i>Paracromastigum duseii</i> (Steph.) R.M.Schust.		x		Hepática folhosa	Trama
<i>Kurzia brasiliensis</i> (Steph.) Grolle		x		Hepática folhosa	Trama
POLYTRICHACEAE					
<i>Polytrichum juniperinum</i> Willd. ex Hedw.	x	x		Musgo acrocárpico	Tufo
SEMATOPHYLLACEAE					
<i>Vitalia galipensis</i> (Müll. Hal.) P.E.A.S.Câmara, Carv.-Silva & W.R. Buck	x	x		Musgo pleurocárpico	Tapete

A cobertura das briófitas não diferiu significativamente entre as áreas em recuperação RI e RN (Tabela 2). Isso pode ser explicado pela proximidade das áreas amostradas. Sendo que a cobertura da brioflora foi maior em ambas as áreas em recuperação quando comparadas com a área preservada (Tabela 2). Essa alta ocupação, nas áreas em recuperação, reforça o papel das briófitas na facilitação do estabelecimento das plantas vasculares, por desempenharem serviços ecossistêmicos, tais como: retenção e distribuição de água e nutrientes, agregação do solo, germinação de sementes, fixação de nitrogênio (Medeiros *et al.*, 2023; Goffinet & Shaw, 2009; Gradstein *et al.*, 2001). A cobertura foi menor na área preservada, o que era esperado, já que ela se encontra em equilíbrio e com maior ocupação de plantas vasculares (Tabela 2). Desse modo, pode ocorrer o “soterramento” do solo pela maior produção de serapilheira (Bates, 1998). Na tabela 2, estão os valores de riqueza nas áreas amostradas que não diferiu significativamente.

Tabela 2 - Valores de cobertura (%), riqueza de espécies da brioflora (S) das áreas. PS: Área preservada; RI: Área em recuperação inoculada briófitas; RN: Área em recuperação não inoculada. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$.

Áreas	PS	RI	RN
Cobertura (%)	10,05 ^b	40,02 ^a	30,67 ^a
Riqueza (S)	6	9	8

A composição da brioflora foi similar entre as áreas em recuperação, apresentando 70% de similaridade entre as áreas inoculadas (RI) e não inoculadas (RN). No entanto, apresentaram alta dissimilaridade com a área preservada (PS), com apenas 13% de similaridade (Tabela 3), sendo a espécie de musgo acrocárpico *Campylopus aemulans* a única em comum entre PS, RI e RN (Tabela 1). Esses resultados eram esperados, já que a área em recuperação se encontra em processo de sucessão sob pressões abióticas e bióticas distintas daquelas encontradas na área preservada. Ademais, essa espécie em comum entre as áreas PS, RI e RN apresentou, também, grande frequência absoluta: 100%, na RI; 25% na RN e 75% na PS (Tabela 4). Essa dominância pode ser atribuída às suas características funcionais e, também, pela sua estratégia reprodutiva que, no presente estudo, foram encontradas amostras, majoritariamente, sem estruturas reprodutivas. Contudo, essas espécies reproduzem eficientemente através de estruturas assexuadas como propágulos decíduos que podem ser tolerantes à dessecação (Proctor *et al.*, 2007; Oliveira *et al.*, 2024). Outra espécie dominante foi a *Dicranella hilariana* que também apresentou alta frequência absoluta no presente estudo: 100%, na área inoculada; e 50%, na não inoculada (Tabela 4), o que fala a favor de seu papel relevante, seja oriunda da inoculação, seja via sucessão. Essa espécie apresentou a reprodução sexuada (presença de esporófito) na maioria das amostras, o que indica disponibilidade hídrica no ambiente, já que é obrigatório água nesse processo (Crum, H. 2001; Maciel-Silva e Pôrto 2014).

Os resultados sugerem que essas espécies desempenham um importante serviço ecossistêmico nas áreas em recuperação, pois possuem características funcionais, como adaptações morfológicas e fisiológicas à dessecação e radiação solar, tais como células hialinas Tao e Zhang (2012), a forma de vida tufo que é considerada eficiente na retenção de água, nutrientes e na estabilização do solo (Mägdefrau, 1982, Frahm & Gradstein, 1991). Nesse sentido, favorecem o estabelecimento das demais espécies de plantas vasculares e briófitas, sejam elas hepáticas ou musgos. O gênero *Campylopus* também foi o mais abundante em outros estudos da brioflora em campo rupestre ferruginoso do quadrilátero ferrífero Peñaloza-Bojacá (2017) e de campo rupestre quartzítico, da Chapada Diamantina (Valente *et al.*, 2013).

Tabela 3 - Índice de similaridade de Sorensen entre as espécies da brioflora. PS: Área preservada; RI: Área em recuperação inoculada briófitas; RN: Área em recuperação não inoculada.

Áreas	PS X RI	PS X RN	RI X RN
Sorensen (%)	0,13	0,14	0,70

Tabela 4 - Frequência absoluta das espécies de briófitas (%). PS: Área preservada; RI: Área em recuperação inoculada briófitas; RN: Área em recuperação não inoculada.

Família/Espécie	RI	RN	PS
BARTRAMIACEAE			
<i>Philonotis hastata</i>	0,50		
BRYACEAE			
<i>Anomobryum conicum</i>	0,25	0,25	
<i>Bryum atenense</i>			0,75
CALYMPERACEAE			
<i>Syrrhopodon prolifer</i>			0,25
CEPHALOZIELLACEAE			
<i>Cephaloziella granatensis</i>			0,25
CALYPOGEIACEAE			
<i>Calypogeia laxa</i>	0,25		
DICRANACEAE			
<i>Dicranella hilariana</i>	1	0,50	
FISSIDENTACEAE			
<i>Fissidens pellucidus var. pellucidus</i>			0,25
<i>Fissidens cf. saprophilus</i>			0,50
FOSSOMBRONIACEAE			
<i>Fossombronia porphyrorhiza</i>	0,25		
LEUCOBRYACEAE			
<i>Campylopus cf. aemulans</i>	1	0,25	0,75
LEPIDOZIACEAE			
<i>Telaranea nematodes</i>	0,75	0,25	
<i>Paracromastigum dusenii</i>		0,25	
<i>Kurzia brasiliensis</i>		0,25	
POLYTRICHACEAE			
<i>Polytrichum juniperinum</i>	0,25	0,25	
SEMATOPHYLLACEAE			
<i>Vitalia galipensis</i>	0,25	0,25	

Além disso, houve uma alteração na composição da brioflora daquelas que foram inoculadas em 2018 (Medeiros *et al.*, 2023) (*Bryum argenteum*, *Bryum atense*, *Campylopus lamellatus*, *Campylopus surinamensis*, *Dicranella hilariana*, *Funaria hygometrica*), sendo o gênero *Campylopus* e a espécie *Dicranella hilariana* as únicas a persistirem no presente estudo, o que indica, mais uma vez, o papel fundamental dessas espécies na sucessão vegetal das áreas em recuperação. Tais resultados falam também da presença de fatores (bióticos e abióticos) que determinaram a trajetória da sucessão a despeito das espécies inoculadas, o que é um resultado esperado pois a composição florística, formas de vida e riqueza da brioflora variam de acordo com as condições microclimáticas, tais como a disponibilidade de água e luz (Mägdefrau, 1982; Frahm & Gradstein, 1991). Essa alteração da composição das espécies de briófitas pode ser respondida pela pressão exercida das águas de nascentes que ocorrem na área em recuperação (Figura 3A) e com maior velocidade do que na área preservada, já que a cobertura vegetal das espécies de Poaceae, que formam o tapete hidráulico moderador da velocidade da água que ainda não está completamente formado (Medeiros *et al.*, 2023). Ao contrário, na área preservada, a vegetação e o solo se encontram estabelecidos e estáveis cumprindo a função ecossistêmica de moderadora da velocidade da água (Tabela 6).

As espécies de hepáticas que ocorreram exclusivamente nas áreas em recuperação RI e RN (Tabela 1), tais como: *Calypogeia laxa*, *Fossombronia porphyrorhiza*, *Telaranea nematodes*, *Paracromastigum dusenii*, *Kurzia brasiliensis* corroboram a água como principal fator de seleção que promoveu a dissimilaridade com a área preservada, pois elas ocorrem, geralmente, em locais úmidos e/ou nas margens de cursos d'água Gradstein & Costa (2003), sendo que na área em recuperação existem nascentes, além de ser uma área de drenagem, o que corrobora essa dinâmica sucessional influenciada pela água. Vale ressaltar que as espécies *Paracromastigum dusenii* e *Kurzia brasiliensis* possuem distribuição rara, sendo a segunda delas endêmica (Gradstein *et al.*, 2005). Apesar das hepáticas serem mais sensíveis à radiação solar, quando comparadas com as espécies de musgos dominantes (Oliveira *et al.*, 2024), elas possuem a capacidade de reter a água e, desse modo, também favorecem o estabelecimento das plantas vasculares.

O musgo acrocárpico *Polytrichum juniperinum* (Polytrichaceae) é outra espécie que corrobora a água como principal fator na substituição das espécies que foram inoculadas, pois, ela é endohídrica (absorve a água através de um sistema análogo ao das plantas vasculares) e essa característica é associada a substratos úmidos (Glime, 2007). Essa espécie ocorreu tanto na RI, quanto na RN, e foi ausente na área preservada (Tabela 1). Em alguns locais, foi observada crescendo próxima a plantas do gênero *Xyris* (Figura 3B) que também são

características de ambientes úmidos (Smith & Downs, 1968). Essa briófitas caracteriza-se como indicador do processo de sucessão, já que é pioneira nesse processo, promove a agregação do solo e possui grande capacidade de colonização (Leach, 1931). Ademais, essa espécie, bem como o musgo acrocárpico *Philonotis halata* (Bartramiaceae) - que ocorreu exclusivamente na RI (Tabela 1) com frequência de 50% (Tabela 4) - além de serem eficientes na retenção hídrica, desempenham a função de distribuição de água e, desse modo, realizam importante serviço ecossistêmico para o estabelecimento das plantas vasculares e das demais espécies de briófitas (Magdefrau *et al.*, 1935; Smith, 2012).

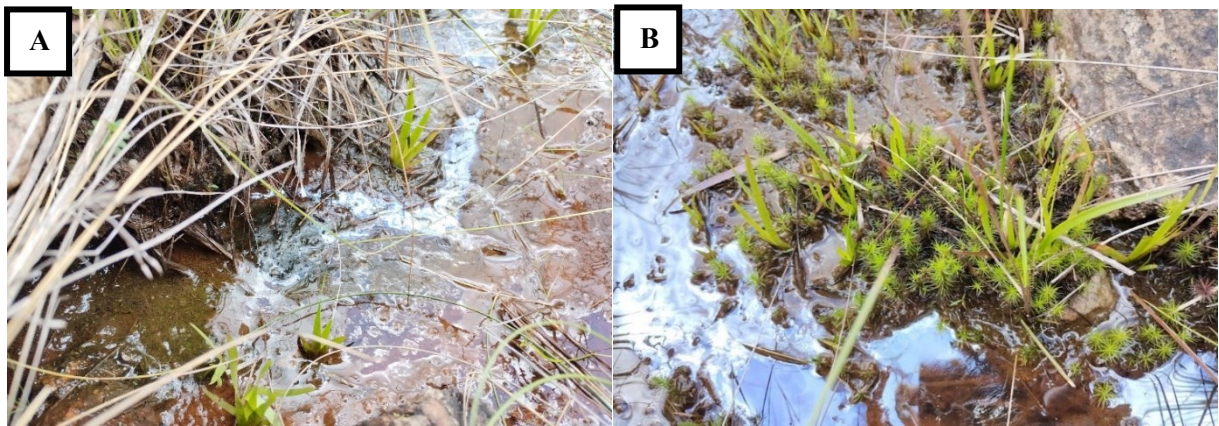


Figura 3 - A) Nascente na área em recuperação. **B)** *Polytrichum juniperum* e *Xyris* (Xyridaceae) na área em recuperação sob solo úmido.

O único musgo pleurocárpico *Vitalia galipensis* (Sematophyllaceae) ocorreu, também exclusivamente, nas áreas RI e RN, o que corrobora novamente a água como fator da alteração da dinâmica sucessional nas áreas em recuperação pois, conforme explicitado, essa forma de crescimento é mais sensível às alterações microclimáticas. Ainda, essa espécie foi encontrada no trabalho de Valdevino *et al.* (2002), formando pequenos tapetes sobre rochas, em ambiente sombrio e úmido, no interior da mata.

Outro fator que contribui para a água como principal fator abiótico seletivo dessa alteração do perfil de espécies, é a maior proporção de sistema sexual (esporófito) - uma vez que é necessário água nesse processo (Crum, H. 2001; Maciel-Silva e Pôrto 2014) - encontrado nas amostras de briófitas (musgos e hepáticas), tanto na RI, em que 28% das amostras apresentaram esporófito e 31% gametângio feminino; quanto na RN, em que 31% das amostras apresentaram esporófito e 31% gametângio feminino, quando comparada; com a (PS), na qual 77% das amostras não apresentaram estruturas reprodutivas, e apenas 8% gametângio feminino com maior proporção de estruturas assexuadas (tubers, etc) com 15% (Figura 4A).

Quanto à forma de vida, o tufo predominou em 50% das espécies amostradas, em todas as áreas (Figura 3B). Esse resultado corrobora o estudo de Valente *et al.* (2013) em afloramentos rochosos, no qual houve prevalência dessa forma de vida. Ademais, no contexto da sucessão vegetal da área em recuperação inserida em CRQ, essa forma de vida desempenha um importante serviço ecossistêmico, pois ela possui tolerância ao sol, grande capacidade de retenção hídrica e nutrientes (Mägdefrau, 1982, Frahm & Gradstein, 1991) e, desse modo, propicia condições ideais para o estabelecimento das plantas vasculares. Vale ressaltar que as espécies mais frequentes, *Campylopus aemulans* e *Dicranella hilariana*, apresentam essa forma de vida.

No entanto, houve uma maior proporção das formas de vida tapete e trama, tanto na RI, quanto na RN, quando comparadas com a área preservada (Figura 4B). Isso indica, mais uma vez, a água como fator de pressão seletiva abiótica da alteração da composição da brioflora, bem como das traqueófitas, já que essas formas de vida são mais suscetíveis à dessecação e colonizam locais com elevada umidade, chuvas consideráveis ou nebulosas (Glime, 2007; Kürschner, 2004).

Em relação ao substrato em que as briófitas foram encontradas colonizando, espécies terrícolas predominaram nas áreas em recuperação 100% na RI, e 90%, na RN (Figura 4C), sempre próximas aos blocos de quartzito, pois foram amostradas no entorno delas, conforme descrito no delineamento experimental. Já na PS, houve uma heterogeneidade quanto aos substratos, sendo 46% encontradas sob solo, 39% sob rocha e 15% sob tronco seco, mas com maior proporção de espécies terrícolas. A dominância de espécies colonizadoras do solo, tanto nas rochas inoculadas, como não inoculadas (Figura 4C) em comparação com área preservada, fala a favor do papel pioneiro das espécies selecionadas para a ciclagem de nutrientes, direcionando a sucessão de plantas criptógamas e angiospermas. Esses resultados, de maior colonização no solo, corroboram outros trabalhos realizados em campo rupestre (Peñaloza-Bojacá, 2017; Silva *et al.* 2014b; Fantecelle *et al.* 2017).

As distribuições das formas de crescimento das espécies amostradas estão apresentadas na Figura 4D. Houve predominância dos musgos acrocárpico em todas as áreas, sendo 83%, na PS; 50%, na RN e 56%, na RI. No entanto, uma maior proporção de hepáticas foi encontrada nas áreas em recuperação, quando se compara com a área preservada: 38%, na RN; 33%, na RI e 17%, na PS. Ainda, a única espécie de musgo pleurocárpico - já discutida acima - ocorreu exclusivamente nas áreas em recuperação - representando 12%, na RN e 11%, na RI. Esse resultado fala a favor da água como pressão abiótica responsável pelo curso da sucessão vegetal

observada nas áreas em recuperação, pois essas formas de crescimento (pleurocárpico e hepáticas) ocorrem, geralmente, em ambientes úmidos (Kürschner, 2004).

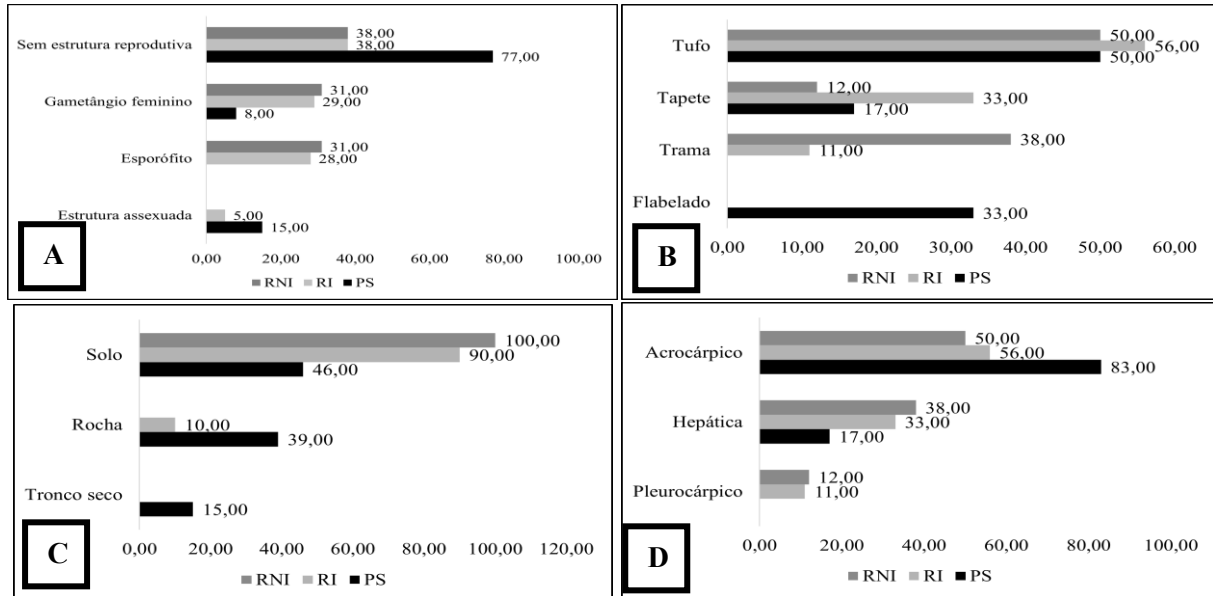


Figura 4 - A) Dispersão (%). **B)** Formas de vida das espécies (%). **C)** Substrato em que as briófitas foram encontradas em campo (%). **D)** Formas de crescimento das espécies (%). PS: Área preservada; RI: Área em recuperação inoculada briófitas; RN: Área em recuperação não inoculada

Como pode ser observado na Figura 5A, houve um aumento da riqueza de espécies, no presente estudo, para 11 espécies - relativo ao total das áreas RI e RN quando se compara com o levantamento da brioflora realizado 12 meses após a inoculação com briófitas: 2019 (6sp) e 24 meses após: 2020 (8sp.) por Medeiros *et al.* (2023). O aumento da riqueza e da ocupação das briófitas está de acordo com os resultados obtidos por Medeiros *et al.* (2023). Ademais, a mudança da composição da brioflora é um resultado esperado, pois a comunidade de briófitas se altera de acordo com variações ambientais (Mägdefrau, 1982; Frahm & Gradstein, 1991). Outro dado bioindicador da melhoria da qualidade ambiental da área em recuperação, foi a maior proporção de espécies de hepáticas (37%) e musgo pleurocárpico (9%), em 2023 (Figura 5B), quando comparada com os levantamentos anteriores realizados por Medeiros *et al.* (2023).

Isso indica a melhoria das condições abióticas da área, principalmente, da água oriunda das nascentes que ocorrem na área, pois as briófitas são consideradas indicadores da qualidade de ambientes, uma vez que muitos táxons desse grupo são sensíveis a alteração de umidade, luz e fatores edáficos (Mägdefrau, 1982; Frahm & Gradstein, 1991). Ademais, esse resultado corrobora os encontrados no estudo de caso 1, do presente trabalho, que indica a água e fertilidade do solo, como fator de pressão seletiva responsável pela mudança da dinâmica sucessional vegetal.

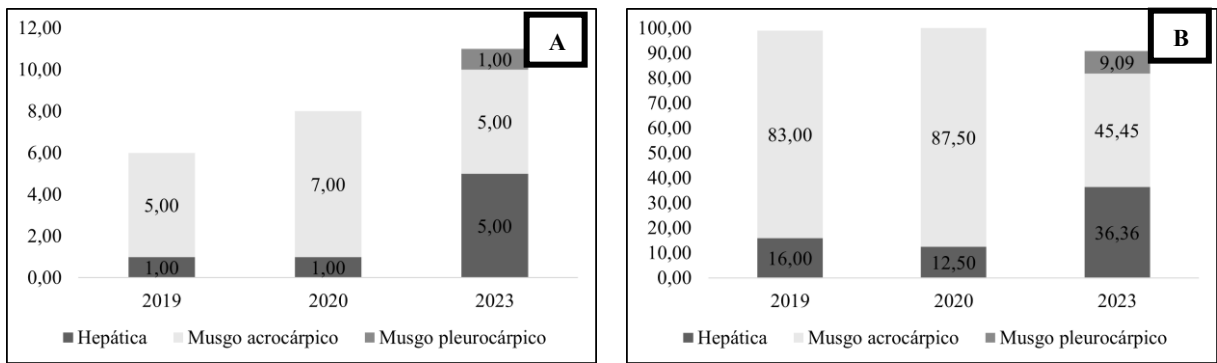


Figura 5 - Comparação da riqueza e proporção das formas de crescimento das briófitas entre 2019, 2020 e 2023
A) Comparação da riqueza de espécies da brioflora. **B)** Comparação da proporção das formas de crescimento (%).

4.2 Plantas vasculares

Na Tabela 5, está apresentado o levantamento florístico das espécies de plantas vasculares com a presença ou ausência das espécies nas áreas amostradas. Na área preservada halo “A” (PSA), foram amostradas 34 espécies, distribuídas entre 31 gêneros e 15 famílias. As famílias mais representativas em número de espécies foram Asteraceae (9), Poaceae (8), Lamiaceae (3) e Cyperaceae (2). Na área preservada halo “B” (PSB), foram amostradas 30 espécies, distribuídas entre 26 gêneros e 14 famílias botânicas. As famílias mais representativas foram Poaceae (8), Asteraceae (6), Lamiaceae (3) e Melastomataceae (3). Na área em recuperação inoculada com briófitas halo “A” (RIA), foram amostradas 28 espécies, distribuídas entre 25 gêneros e 11 famílias. As famílias mais representativas foram Poaceae (8), Melastomataceae (5), Asteraceae (4) e Cyperaceae (3). Na área em recuperação inoculada com briófitas halo “B” (RIB), foram amostradas 24 espécies, distribuídas entre 20 gêneros e 9 famílias. As famílias mais representativas foram Poaceae (9), Cyperaceae (3), Asteraceae (2) e Melastomataceae (2). Na área em recuperação não inoculada halo “A” (RNA), foram amostradas 26 espécies, distribuídas entre 20 gêneros e 8 famílias. As famílias mais representativas foram Poaceae (11), Asteraceae (4), Melastomataceae (3) e Cyperaceae (2). Na área em recuperação não inoculada halo “B” (RNB), foram amostradas 27 espécies, distribuídas entre 21 gêneros e 9 famílias. As famílias mais representativas foram Poaceae (11), Melastomataceae (6), Cyperaceae (3) e Asteraceae (2).

Tabela 5 - Levantamento florístico das plantas vasculares. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; RIA: Área em recuperação inoculada com briófitas halo A; RIB: Área em recuperação inoculada com briófitas halo B; RNA: Área em recuperação não inoculada halo A; RNB: Área em recuperação não inoculada halo B.

Família/Espécie	PSA	PSB	RIA	RIB	RNA	RNB
ACANTHACEAE						
<i>Ruellia densa</i> Hiern.	X	X				
APIACEAE						
<i>Eryngium eurycephalum</i> Malme		X	X			
ASTERACEAE						
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.)	X				X	X
<i>Ageratum fastigiatum</i> (Gardner) R.M. King & H. Rob	X	X	X	X	X	
<i>Aldama tenuifolia</i> Panero.	X					
<i>Aspilia foliacea</i> (Spreng.) Baker		X				
<i>Baccharis aphylla</i> DC.	X					
<i>Baccharis platypoda</i> DC.	X					
<i>Baccharis reticularia</i> DC.		X				
<i>Baccharis serrulata</i> (Lam.) Pers			X	X	X	X
<i>Calea clauseniana</i> Baker	X	X				
<i>Eremanthus incanus</i> (Less.) Less.	X	X			X	
<i>Mikania sessilifolia</i> DC.	X	X				
<i>Stevia urticaefolia</i> Thunb.	X					
CAMPANULACEAE						
<i>Siphocampylus imbricatus</i> (Cham.) G. Don.	X					
CONVOLVULACEAE						
<i>Evolvulus macroblepharis</i> Mart.		X				
CYPERACEAE						
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	X		X			
<i>Fimbristylis complanata</i> (Retz.) Link			X	X	X	X
<i>Lagenocarpus rigidus</i> (Kunth) Nees	X		X		X	X
<i>Lagenocarpus tenuifolius</i> (Boeckeler) T. Koyama & Maguire				X		X
<i>Rhynchospora consanguinea</i> (Kunth) Boeckeler				X		
ERIOCAULACEAE						
<i>Actinocephalus bongardii</i> (A. St.-Hil.) Sano.				X	X	X
FABACEAE						
<i>Chamaecrista mucronata</i> (Spreng.) H.S. Irwin & Barneby		X				
IRIDACEAE						
<i>Sisyrinchium vaginatum</i> Spreng	X	X				
LAMIACEAE						
<i>Aegiphila verticillata</i> Vell.	X					
<i>Hyptis rotundifolia</i> Benth.	X	X				
<i>Hyptis villosa</i> Pohl ex Benth.		X				
<i>Hyptis</i> sp.	X	X				
LYTHRACEAE						

Família/Espécie	PSA	PSB	RIA	RIB	RNA	RNB
<i>Cuphea thymoides</i> Cham. & Schltdl.	X					
MALPIGHIACEAE						
<i>Byrsonima verbascifolia</i> (L.) DC.	X					
<i>Peixotoa tomentosa</i> A. Juss.	X					
MELASTOMATACEAE						
<i>Cambessedesia hilariana</i> (A.St.-Hil. ex Bonpl.) DC.		X	X	X	X	X
<i>Clidemia</i> sp				X		X
<i>Leandra aurea</i> (Cham.) Cogn.		X				
<i>Marcetia taxifolia</i> (A. St.-Hil.) DC.				X		X
<i>Miconia ligustroides</i> (DC.) Naudin			X		X	
<i>Microlicia graveolens</i> DC.						X
<i>Microlicia isophylla</i> DC.			X		X	X
<i>Microlicia tomentella</i> Naudin.		X				
<i>Ossaea congestiflora</i> Cogn.			X			
<i>Pleroma heteromallum</i> D. Don			X	X		X
MYRTACEAE						
<i>Campomanesia pubescens</i> (Mart. ex DC.) O.Berg	X	X				
ORCHIDACEAE						
<i>Epidendrum secundum</i> Jacq.		X	X			
<i>Orquidea 1</i>			X			
POACEAE						
<i>Andropogon bicornis</i> L.			X	X	X	X
<i>Andropogon leucostachyus</i> Kunth.			X	X	X	X
<i>Andropogon virgatus</i> Desv.					X	X
<i>Apochloa poliophylla</i> (Renvoize & Zuloaga) Zuloaga & Morrone						
<i>Aulonemia effusa</i> (Hack.) McClure	X	X				
<i>Axonopus aureus</i> P.Beauv.		X				
<i>Axonopus siccus</i> (Nees) Kuhlm.		X				
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase.	X	X			X	X
<i>Elionurus muticus</i> (Spreng.) Kuntze.	X	X	X		X	
<i>Eragrostis rufescens</i> Schrad. ex Schult				X		
<i>Melinis minutiflora</i> P. Beauv			X	X	X	X
<i>Mesosetum ferrugineum</i> (Trin.) Chase	X	X			X	X
<i>Mesosetum loliiforme</i> (Hochst.) Chase				X		
<i>Paspalum erianthum</i> Nees ex Trin			X	X	X	X
<i>Paspalum pectinatum</i> Nees ex Trin	X	X	X	X	X	X
<i>Paspalum polyphyllum</i> Nees ex Trin	X	X	X	X	X	X
<i>Poaceae</i> sp.			X			X
<i>Schizachyrium tenerum</i> Nees.	X					
<i>Trachypogon spicatus</i> (L.f.) Kuntze	X					X
PROTEACEAE						
<i>Roupala montana</i> Aubl.	X	X				

Família/Espécie	PSA	PSB	RIA	RIB	RNA	RNB
POLYGALACEAE						
<i>Polygala glochidiata</i> Kunth.				X		
POLYGONACEAE						
<i>Polygonum capitatum</i>			X			X
RUBIACEAE						
<i>Borreria capitata</i> (Ruiz & Pav.) DC.			X	X	X	X
VERBENACEAE						
<i>Lippia</i> sp.	X	X				
VOCHYSIACEAE						
<i>Vochysia thyrsoidea</i> Pohl	X					
XYRIDACEAE						
<i>Xyris</i> sp.			X	X	X	X
<i>Xyris seubertii</i> L.A.Nilsso				X		
INDETERMINADAS						
Indeterminada 1	X					
LYCOPODIACEAE						
<i>Palhinhaea camporum</i> (B. Øllg. & P.G. Windisch) Holub			X	X	X	X
ANEMIACEAE						
<i>Anemia imbricata</i> J.W. Sturm.	X	X				
<i>Anemia</i> sp.			X			

Não houve diferença significativa entre a riqueza de espécies (Tabela 6) e a cobertura vegetal das plantas vasculares na PS foi significativamente maior do que RI e RN (Tabela 6). Esse resultado era esperado, pois a PS se encontra estabilizada e as áreas em recuperação estão em processo de sucessão vegetal. O halo B da área RI apresentou o menor valor de cobertura vegetal (Tabela 6), assim como o observado no estudo de caso 1.

Tabela 6 - Valores de cobertura (%), riqueza de espécies das plantas vasculares (S) das áreas/halos. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; RIA: Área em recuperação inoculada com briófitas halo A; RIB: Área em recuperação inoculada com briófitas halo B; RNA: Área em recuperação não inoculada halo A; RNB: Área em recuperação não inoculada halo B. A análise de variância foi realizada utilizando ANOVA. As diferenças entre médias foram realizadas pelo teste de Tukey. As médias seguidas de letras diferentes são significativamente diferentes no nível de $p \leq 5\%$.

Áreas	PSA	PSB	RIA	RIB	RNA	RNB
Cobertura (%)	80,95 ^a	73,87 ^a	44,32 ^b	19,62 ^c	46,70 ^b	36,70 ^b
Riqueza (S)	34	30	28	24	26	27

A distribuição da cobertura das famílias e espécies dominantes em relação aos halos (A e B) está apresentado na Figura 6. A família dominante em todas as áreas foi a Poaceae, conforme resultado encontrado no tratamento 1 (Figuras 6A, C e E). Esses resultados corroboram o papel ecossistêmico da família Poaceae relacionado com a distribuição da água e controle da erosão, como já evidenciado por Medeiros *et al.* (2023). No entanto, quando se analisa a composição total dos 2 halos (A e B), a área inoculada com briófitas, apresentou maior riqueza de famílias de plantas vasculares (13) (Figura 6) quando comparada com a área não inoculada (9) (Figura 6). Esse resultado fala a favor dos efeitos da inoculação de briófitas sobre a sucessão vegetal.

As espécies dominantes na PS foram as mesmas encontradas no estudo de caso 1 (*Mesosetum ferrugineum*, *Paspalum pectinatum*) que dominaram de forma equânime em ambos os halos (Figura 6B) e as demais espécies dominantes ocorreram no halo A, o mais próximo dos afloramentos (*P. polyphyllum*, *Ruellia densa*, *Sisyrinchium vaginatum*, *Trachypogon spicatus*, *Ageratum fastigiatum*) (Figura 6B).

Nas áreas RI e RN, o gênero *Andropogon* foi dominante (Figuras 6D e F), o que reforça o papel ecossistêmico desse gênero na distribuição de água. As demais espécies dominantes, na RI e RN, foram similares às encontradas no estudo de caso 1, com exceção de *Mesosetum ferrugineum* e *Paspalum pectinatum*, tais como: *Andropogon leucostachyus*, *A. bicornis*, *Echinolaena inflexa*, *Miconia ligustroides*, *Lagenocarpus rigidus*, *Fimbristylis complanata*, *Palhinhaea camporum*, *Paspalum pectinatum*, *Mesosetum ferrugineum*, *Elionurus muticus*, *Baccharis serrulata* (Figura 6D e F). A maior parte dessas espécies tem o seu estabelecimento influenciado pela água, conforme discutido no estudo de caso I.

Ademais, a presença exclusiva do gênero *Xyris* e da espécie *Palhinhaea camporum*, na RI e RN (Tabela 5), reforçam a pressão seletiva da água das nascentes sobre a sucessão vegetal, pois ambas ocorrem em ambientes úmidos (Øllgaard & Windisch, 2016; Smith & Downs, 1968). As áreas RI e RN apresentaram similaridade na composição de espécies entre áreas e halos, bem como dissimilaridade com as áreas/halos da área preservada. (Tabela 7). A área preservada apresentou os maiores valores de dominância (Figura 6A), seguido pela área não inoculada (Figura 6E) e área inoculada (Figura 6C).

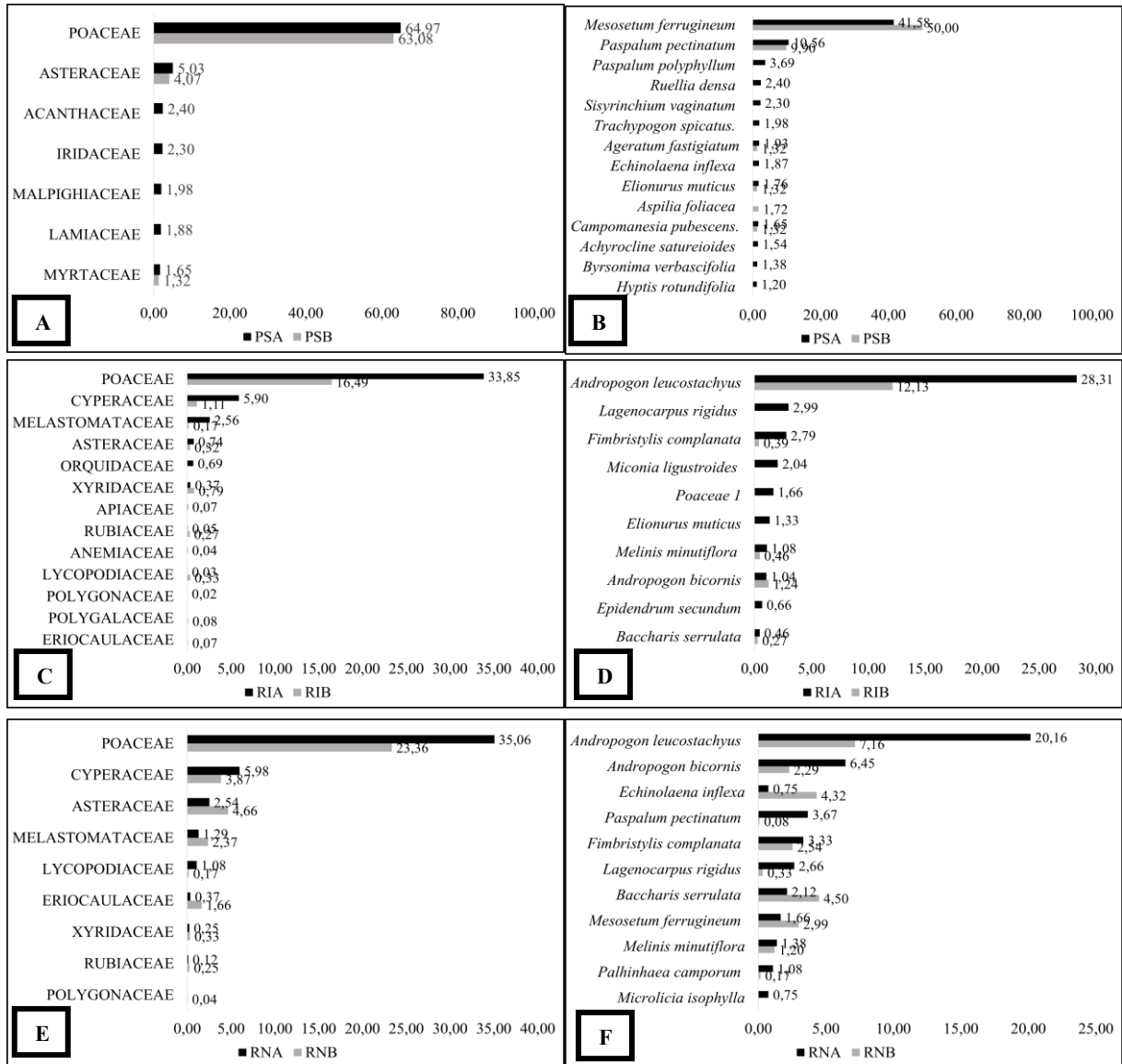


Figura 6 - Famílias e espécies dominantes em relação aos halos (%). **A)** Famílias dominantes (PSA e PSB). **B)** Espécies dominantes (PSA e PSB). **C)** Famílias dominantes (RIA e RIB). **D)** Espécies dominantes (RIA e RIB). **E)** Famílias dominantes (RNA e RNB). **F)** Espécies dominantes (RNA e RNB). PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; RIA: Área em recuperação inoculada com briófitas halo A; RIB: Área em recuperação inoculada com briófitas halo B; RNA: Área em recuperação não inoculada halo A; RNB: Área em recuperação não inoculada halo B.

Tabela 7 - Índice de similaridade de Sorensen entre as espécies das plantas vasculares (%). PS: Área preservada geral; R: Área em recuperação geral; PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; RIA: Área em recuperação inoculada com briófitas halo A; RIB: Área em recuperação inoculada com briófitas halo B; RNA: Área em recuperação não inoculada halo A; RNB: Área em recuperação não inoculada halo B.

Áreas	PS	PSA	PSA	PSA	PSA	PSA	PSB	PSB	PSB	PSB	RIA	RIA	RIA	RIB	RIB	RNA
X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
R	PSB	RIA	RIB	RNA	RNB	RIA	RIB	RNA	RNB	RIB	RNA	RNB	RNA	RNB	RNA	RNB
Sorensen (%)	0,30	0,50	0,22	0,9	0,28	0,20	0,23	0,14	0,28	0,17	0,52	0,71	0,64	0,58	0,70	0,81

Nesse experimento um menor número espécies (14) em comum com a área preservada (Tabela 8) foi encontrado, sendo que 10 espécies estavam crescendo no halo A, tanto nas rochas inoculadas, como naquelas não inoculadas (RIA: 10 e RNA: 10). No halo B, onde o efeito da inoculação é diluído, as rochas não inoculadas apresentaram maior número de espécies comuns com a área preservada (RNB: 8) do que a inoculada (RIB: 4) (Tabela 8). A maioria das espécies comuns pertence à família Poaceae, destacando-se que ocorreram tanto no halo A como B, especialmente o gênero *Paspalum* presente em ambos os halos em todas as áreas (Tabelas 8 e 5). Estes resultados evidenciam o sucesso da sucessão já que *Paspalum pectinatum* (grama das pedras) e *Mesosetum ferrugineum* só haviam sido encontrados na área preservada no estudo de caso 1.

Tabela 8 - Famílias e espécies em comum de plantas vasculares entre as áreas/halos. PSA: Área preservada halo A; PSB: Área preservada halo B; RIA: Área em recuperação inoculada com briófitas halo A; RIB: Área em recuperação inoculada com briófitas halo B; RNA: Área em recuperação não inoculada halo A; RNB: Área em recuperação não inoculada halo B.

Família/Espécie	PSA	PSB	RIA	RIB	RNA	RNB
APIACEAE						
<i>Eryngium eurycephalum</i> Malme		X	X			
ASTERACEAE						
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.)	X		X		X	X
<i>Ageratum fastigiatum</i> (Gardner) R.M. King & H. Rob	X	X	X	X	X	
<i>Eremanthus incanus</i> (Less.) Less.					X	
CYPERACEAE						
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	X		X			
<i>Lagenocarpus rigidus</i> (Kunth) Nees	X		X		X	X
MELASTOMATAACEAE						
<i>Cambessedesia hilariana</i> (A.St.-Hil. ex Bonpl.) DC.		X	X	X	X	X
ORCHIDACEAE						
<i>Epidendrum secundum</i> Jacq.		X	X			
POACEAE						
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase.	X	X			X	X
<i>Elionurus muticus</i> (Spreng.) Kuntze.	X	X	X		X	
<i>Mesosetum ferrugineum</i> (Trin.) Chase	X	X			X	X
<i>Paspalum pectinatum</i> Nees ex Trin	X	X	X	X	X	X
<i>Paspalum polyphyllum</i> Nees ex Trin	X	X	X	X	X	X
<i>Trachypogon spicatus</i> (L.f.) Kuntze	X					X

Tais resultados mostram que as briófitas dominantes influenciaram a sucessão, favorecendo plantas da família Poaceae > Cyperaceae > Asteraceae > Melastomataceae (Figura 6C e D). Esse efeito na sucessão pode ser devido a dois fatores: primeiramente ao fator água, pois as espécies - tanto de briófitas, como de angiospermas selecionadas na área em recuperação dominam em ambiente úmido - assim como a predominância do crescimento das briófitas em tufo, trama e tapetes (Figura 4B). Essas duas últimas formas de vida constituem características de áreas úmidas.

Outro efeito das briófitas sobre a sucessão das angiospermas pode estar relacionado à grande capacidade de colonização das espécies dominantes *Campylopus aemulans* e *Dicranella hilariana* e da brioflora como um todo, que certamente são as responsáveis pelo aporte de nutrientes iniciais para a sucessão, devido à sua associação com a microbiota e criptogramas cianobactérias, líquens, algas e fungos que realizam a fixação de nitrogênio atmosférico (Goffinet & Shaw, 2009; Gradstein *et al.*, 2001). Desse modo, favoreceram a família Poaceae, especialmente o gênero *Paspalum*, bem como as demais plantas vasculares. O que contribuiu para o aumento da cobertura vegetal e consequente produção de MOS. Reforça esta ideia o fato de que na área em recuperação as briófitas de solo foram dominantes contrastando com a área preservada onde as briófitas dominaram na rocha (Figura 4C). Ademais, a facilitação promovida pela brioflora no estabelecimento das plantas vasculares, na área de estudo, já era apontada no trabalho de Medeiros *et al.* (2023).

5. CONCLUSÃO

Em relação ao processo de sucessão das briófitas, as espécies inoculadas foram substituídas por outras, exceto os musgos do gênero *Campylopus* e *Dicranella hilariana*, devido à pressão seletiva dos afloramentos de água, já que as novas espécies são adaptadas a ambientes úmidos. Essas duas espécies de musgos foram dominantes e suas características morfofuncionais falam a favor do seu papel no estabelecimento das plantas vasculares e das hepáticas. As espécies de hepáticas que ocorreram somente na área em recuperação foram selecionadas pelo impacto da água, pois crescem em tapete e trama, são eficientes na retenção hídrica e capazes de auxiliar na distribuição de água. Dessa forma tanto as hepáticas, quanto os musgos, desempenham importantes serviços ecossistêmicos, como a retenção e distribuição de água e nutrientes, o que favorece o aumento da cobertura vegetal, produção de biomassa vegetal e MOS. Portanto, são espécies pioneiras indicadas no processo de sucessão. A ocorrência da reprodução sexuada (presença de esporófito), exclusiva nas áreas em recuperação, reforça o papel colonizador e o pioneirismo na sucessão na RI e RN, além de indicar a presença de água.

A brioflora favoreceu a sucessão das espécies de plantas vasculares, destacadamente, aquelas da Família Poaceae, tais como o gênero *Andropogon*, *Echinolaena inflexa*, *Elionurus muticus*, *Paspalum polyphyllum*, *Paspalum pectinatum* e *Mesosetum ferrugineum*, bem como espécies da família Cyperaceae, como: *Lagenocarpus rigidus* e *Fimbristylis complanata* e da família Melastomataceae, como *Miconia ligustroides* e o gênero *Microlicia*. Ademais, tanto as espécies de plantas vasculares *Xyris* (Xyridaceae), *Microlicia* (Melastomataceae), *Fimbristylis complanata* (Cyperaceae), quanto de hepáticas *Calypogeia laxa* (Calypogeiaceae), *Fossombronia porphyrorhiza* (Fossombroniaceae), *Telaranea nematodes*, *Paracromastigum dusenii*, *Kurzia brasiliensis* (Lepidoziaceae), exclusivas na área em recuperação, são típicas de ambientes úmidos, o que reforça o efeito da água das nascentes sobre a dinâmica sucessional da área.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Bates, J. (1998). Is 'life-form' a useful concept in bryophyte ecology?. *Oikos*, 223-237.
- Briófitas in Flora do Brasil 2020. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB128472>>.
- Crum, H. 2001. Diversidade estrutural de briófitas. Herbário da Universidade de Michigan, Ann.
- Fantecelle, L. B., Peñaloza-Bojacá, G. F., Oliveira, B. A., Araújo, C. A. T., & Maciel-Silva, A. S. (2017). Briófitas da Chapada de Canga: diversidade e importância. *Chapada De Canga. Instituto Pristino (in publication)*.
- Frahm, J. P., & Gradstein, S. R. (1991). An altitudinal zonation of tropical rain forests using bryophytes. *Journal of biogeography*, 669-678.
- Glime, J. M. (2007). Bryophyte Ecology. Volume 1. Physiological Ecology. Ebook sponsored by Michigan Technological University and the International Association of Bryologists. *re. bryoecol.mtu.edu/*.
- Glime, J. M., & Oliveira Da Silva, T. (2019). Volume 4, Chapter 8-12: Tropics: Rocks and Inselbergs.
- Goffinet, B., Buck, W. R., & Shaw, A. J. (2009). Morphology, anatomy, and classification of the Bryophyta. *Bryophyte biology*, 2, 55-138.
- Gradstein, S. R., Churchill, S. P., & Salazar-Allen, N. (2001). Guide to the bryophytes of tropical America. *Memoirs-New York Botanical Garden*.
- Gradstein, S. R., & da Costa, D. P. (2003). *The hepaticae and anthocerotae of Brazil* (Vol. 87, pp. 1-318). New York: New York Botanical Garden Press.
- Gradstein, S. R., & Pócs, T. (1989). Bryophytes. *Ecosystems of the World*, 14, 311-325.
- Gradstein, S. R., Schäfer-Verwimp, A., & Da Costa, D. P. (2005). The liverworts (Marchantiophyta) of the state of Goiás, Brazil. *Revista de Biologia Neotropical/Journal of Neotropical Biology*, 2(2), 75-108.
- Harris, B. J., Harrison, C. J., Hetherington, A. M., & Williams, T. A. (2020). Phylogenomic evidence for the monophyly of bryophytes and the reductive evolution of stomata. *Current Biology*, 30(11), 2001-2012.
- Kürschner, H. (2004). Life strategies and adaptations in bryophytes from the Near and Middle East. *Turkish Journal of Botany*, 28(1), 73-84.
- Leach, W. (1931). On the importance of some mosses as pioneers on unstable soils. *Journal of Ecology*, 19(1), 98-102.
- Longton, R. E. (1992). Reproduction and rarity in British mosses. *Biological conservation*, 59(2-3), 89-98.
- Maciel-Silva, A.S., & Pôrto, K.C. (2014) Reproduction in Bryophytes. In *Reproductive Biology of Plants*. p 57–84.

- Mägdefrau, K. (1982). Life-forms of bryophytes. In *Bryophyte ecology* (pp. 45-58). Dordrecht: Springer Netherlands.
- Magurran, A. E. (2013). *Ecological diversity and its measurement*. Springer Science & Business Media.
- Medeiros, M. B., Cordeiro, J., Silva, S. L. L., Salim, I. H., Reis, A., Lacerda, T. J., Seabra, E. A. L., & Scotti, M. R. (2023). Rehabilitation of eroded trails and gullies on quartzite rock outcrops with native species in a high-altitude grassland. *Journal of Environmental Management*, 326, 116569.
- Mueller-Dombois, D., & Ellenberg, D. (1974). *Aims and methods of vegetation ecology* (p. 547). New York: Wiley.
- Oliveira, B. A., de Oliveira, M. F., & Maciel-Silva, A. S. (2024). Vegetation mosaic shaping bryophyte diversity in a threatened ecosystem: a case study of Brazilian Cangas (ferruginous rupestrian fields). *Flora*, 152474.
- Øllgaard, B., & Windisch, P. G. (2016). Lycopodiaceae in Brazil. Conspectus of the family II. The genera *Lycopodiella*, *Palhinhaea*, and *Pseudolycopodiella*. *Rodriguésia*, 67(3), 691-719.
- Peñaloza-Bojacá, G. F. (2017). Pequenas plantas com grandes adaptações: briófitas em afloramentos rochosos ferruginosos em Minas Gerais, Brasil. Dissertação (Mestrado em Biologia Vegetal) - Universidade Federal de Minas Gerais.
- Peñaloza-Bojacá, G. F., de Oliveira, B. A., Araújo, C. A. T., Fantecelle, L. B., & Maciel-Silva, A. S. (2018). Bryophyte reproduction on ironstone outcrops: delicate plants in harsh environments. *Flora*, 238, 155-161.
- Proctor, M. C. (2000). The bryophyte paradox: tolerance of desiccation, evasion of drought. *Plant Ecology*, 151, 41-49.
- Proctor, M. C. (2001). Patterns of desiccation tolerance and recovery in bryophytes. *Plant Growth Regulation*, 35, 147-156.
- Proctor, M. C., Oliver, M. J., Wood, A. J., Alpert, P., Stark, L. R., Cleavitt, N. L., & Mishler, B. D. (2007). Desiccation-tolerance in bryophytes: a review. *The bryologist*, 110(4), 595-621.
- Puttick, M. N., Morris, J. L., Williams, T. A., Cox, C. J., Edwards, D., Kenrick, P., & Donoghue, P. C. (2018). The interrelationships of land plants and the nature of the ancestral embryophyte. *Current Biology*, 28(5), 733-745.
- Rich, M. K., & Delaux, P. M. (2020). Plant evolution: when *Arabidopsis* is more ancestral than *Marchantia*. *Current Biology*, 30(11), R642-R644.
- Silva, T. O. D. (2012). *Riqueza e diversidade de briófitas em afloramentos rochosos do estado de Pernambuco, nordeste do Brasil* (Master's thesis, Universidade Federal de Pernambuco).
- Silva, J. B., Dos Santos, N. D., & Pôrto, K. C. (2014). Beta-diversity: Effect of geographical distance and environmental gradients on the rocky outcrop bryophytes. *Cryptogamie, Bryologie*, 35(2), 133-163.
- Smith, A. (Ed.). (2012). *Bryophyte ecology*. Springer Science & Business Media.
- Smith, L.B. & Downs, R.J (1968). Xyridaceae. In F.C. Hoehne & A.R. Teixeira (eds.) *Flora Brasílica*. São Paulo, fasc. 12, v. 9, n. 2, pp. 1-214.

Tao, Y., & Zhang, Y. M. (2012). Effects of leaf hair points of a desert moss on water retention and dew formation: implications for desiccation tolerance. *Journal of plant research*, 125, 351-360.

Valdevino, J. A., Sá, P. S. A., & Pôrto, K. C. (2002). Musgos pleurocárpicos de mata serrana em Pernambuco, Brasil. *Acta Botanica Brasilica*, 16, 161-174.

Valente, E. D. B., Pôrto, K. C., & Bastos, C. J. P. (2013). Species richness and distribution of bryophytes within different phytophysionomies in the Chapada Diamantina region of Brazil. *Acta Botanica Brasilica*, 27, 294-310.

Vanderpoorten, A., & Goffinet, B. (2009). *Introduction to bryophytes*. Cambridge University Press.