



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS**  
**INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS**

Departamento de Botânica

**Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal**



**André Felipe de Souza Reis**

**ESTUDO FUNCIONAL DE CAMPO RUPESTRE QUARTZÍTICO PARA  
SUBSIDIAR RECUPERAÇÃO DE NASCENTE EM SERRA DA CALÇADA,  
BRUMADINHO-MG**

**BELO HORIZONTE – MG**

**2019**

**André Felipe de Souza Reis**

**ESTUDO FUNCIONAL DE CAMPO RUPESTRE QUARTZÍTICO PARA  
SUBSIDIAR RECUPERAÇÃO DE NASCENTE EM SERRA DA CALÇADA,  
BRUMADINHO-MG**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Botânica da Universidade Federal de Minas Gerais como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Botânica.

Orientadora: Prof<sup>ª</sup>. Dr<sup>ª</sup>. Maria Rita Scotti  
Muzzi  
Universidade Federal de Minas Gerais

**BELO HORIZONTE – MG**

**2019**

043

Reis, André Felipe de Souza.

Estudo funcional de campo rupestre quartzítico para subsidiar recuperação de nascente em Serra da Calçada, Brumadinho-MG [manuscrito] / André Felipe de Souza Reis. – 2019.

45 f. : il. ; 29,5 cm.

Orientadora: Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Maria Rita Scotti Muzzi.

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

1. Botânica. 2. Nascentes Naturais. 3. Micorrizas. 4. Nitrogênio. I. Muzzi, Maria Rita Scotti. II. Universidade Federal de Minas Gerais. Instituto de Ciências Biológicas. III. Título.

CDU: 581



UFMG

Universidade Federal de Minas Gerais  
Instituto de Ciências Biológicas  
Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal

**ATA DE DEFESA DE DISSERTAÇÃO - MESTRADO**  
**(Defesa MS nº 168)**  
**André Felipe de Souza Reis**

Data: 27/02/2019

Entrada: 2017/1

Mat.: 2017700988

CPF: 10683230603

Às quatorze horas do dia vinte e sete de fevereiro de dois mil e dezenove, reuniu-se na sala de seminários do Departamento de Botânica da Universidade Federal de Minas Gerais, a Comissão Examinadora de Dissertação indicada pelo Colegiado do Programa para julgar, em exame final, o trabalho intitulado “**Estudo funcional de campo rupestre quartzítico para subsidiar recuperação de nascente em Serra da Calçada, Brumadinho – MG**”, requisito final para obtenção do grau de Mestre em Biologia Vegetal, área de concentração em **Morfologia, Sistemática e Diversidade Vegetal**, pelo aluno **André Felipe de Souza Reis**. Abrindo a sessão, a Presidente da Comissão, professora Maria Rita Scotti Muzzi, após dar conhecimento aos presentes do teor das Normas Regulamentares do Trabalho Final, passou a palavra ao candidato para apresentação de seu trabalho. Seguiu-se a arguição pelos examinadores, com a respectiva defesa do candidato. Logo após, a comissão reuniu-se, sem a presença do candidato e do público, para julgamento e expedição do resultado final. Foram atribuídas as seguintes indicações:

| Membro da Comissão Examinadora             | Instituição                          | Resultado |
|--|--------------------------------------|-----------|
| Dra. Maria Rita Scotti Muzzi (orientadora) | Universidade Federal de Minas Gerais | Aprovado  |
| Dr. Joni Esrom Lima                        | Universidade Federal de Minas Gerais | Aprovado  |
| Dra. Adaises Simone Maciel da Silva        | Universidade Federal de Minas Gerais | Aprovado  |

Pelas indicações, o candidato foi considerado: Aprovado

O resultado final foi comunicado publicamente ao candidato pela Presidente da Comissão. Nada mais havendo a tratar, a Presidente encerrou a reunião e lavrou-se presente ata, que será assinada por todos os membros participantes da Comissão Examinadora.

Belo Horizonte, 27 de fevereiro de 2019.

|  |  |
|--|--|
| Dra. Maria Rita Scotti Muzzi (UFMG)        |  |
| Dr. Joni Esrom Lima (UFMG)                 |  |
| Dra. Adaises Simone Maciel da Silva (UFMG) |  |

## **Agradecimentos**

Agradecimentos ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal da UFMG, a Capes pelo fornecimento da bolsa, a mineradora Vale por permitir o estudo na área, além dos taxonomistas Rubens, pela identificação das espécies e Dr. Cassiano Aimberê Dorneles Welker, pela identificação das espécies da família Poaceae. E especialmente a orientadora Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Maria Rita Scotti Muzzi, a Ione Serafini Hannas e todos os membros do laboratório de recuperação de áreas degradadas – ICB/UFMG que colaboraram com o trabalho.

## Resumo

A Serra da Calçada, unidade de conservação pertencente à mineradora Vale, sofreu diversos impactos devido ao uso de jipes e motocross, causando extensas erosões, inclusive em área de nascente sobre Campo Rupestre quartzítico. Portanto é necessário um estudo funcional do ambiente, utilizando área adjacente preservada, para tomar medidas voltadas a recuperar essa nascente. Os principais pontos a serem entendidos são a biodiversidade e como ela interage entre si, especialmente através da associação entre plantas e microrganismos e as características físico-químicas do solo. Foi detectada na área preservada uma distribuição harmônica entre as espécies, atestando para o estado preservado da área. Além disso, a espécie de leguminosa, *Chamaecrista mucronata*, está responsável pela disponibilização de grande parte do nitrogênio através da fixação biológica de nitrogênio, a associação das plantas com fungos micorrízicos permite a distribuição desse nitrogênio entre as outras plantas, já que a grande maioria das plantas incluindo a leguminosa possuíam associação com fungos micorrízicos arbusculares, criando redes micorrízicas entre plantas e fungos, além disso as plantas da família Orchidaceae também possuem associação com fungos micorrízicos, mas além dos AMF também se associam com fungos micorrízicos do filo Basidiomycota, que tem grande capacidade decompositora, podendo estar desempenhando importante papel na disponibilidade de matéria orgânica presente no solo. Diante destas informações pode-se detectar a importância das famílias botânicas e principalmente da associação com microrganismos e a rede micorrízica.

Palavras-chave: Recuperação, Campo rupestre, Campo rupestre quartzítico, Nascente, Associação plantas e fungos micorrízicos, Nitrogênio.

## Abstract

Serra da Calçada, a conservation unit belonging to the mining company Vale, suffered several impacts due to the use of jeeps and motocross, causing extensive erosion, including in the spring area over quartzitic Campo Rupestre. Therefore, a functional study of the environment is needed, using a preserved adjacent area, to take measures aimed at recovering this source. The main points to be understood are biodiversity and how it interacts with each other, especially through the association between plants and microorganisms and the physicochemical characteristics of the soil. A harmonic distribution between species was detected in the preserved area, attesting to the preserved state of the area. In addition, the legume species, *Chamaecrista mucronata*, is responsible for making much of the nitrogen available through biological nitrogen fixation, the association of plants with mycorrhizal fungi allows the distribution of this nitrogen among other plants, since the vast majority of plants including the legume were associated with arbuscular mycorrhizal fungi, creating mycorrhizal networks between plants and fungi. In addition, plants of the Orchidaceae family also have an association with mycorrhizal fungi, but in addition to AMF they are also associated with mycorrhizal fungi of the phylum Basidiomycota, which has a large decomposing capacity, which may be playing an important role in the availability of organic matter present in the soil. Given this information, it is possible to detect the importance of botanical families and especially the association with microorganisms and the mycorrhizal network.

Keywords: Restoration, Campo rupestre, Quartzitic Campo rupestre, Spring, Plants and mycorrhizal fungi association, Nitrogen.

## Lista de ilustrações

|  |    |
|--|----|
| Figura 1: Localização da área de estudo.....                           | 29 |
| Figura 2: Registro da vegetação dominante na área de estudo.....       | 30 |
| Figura 3: Índice de ocupação de Poaceae.....                           | 31 |
| Figura 4: Conteúdo de Nitrogênio foliar.....                           | 32 |
| Figura 5: Valores de $\delta^{15}\text{N}$ das folhas.....             | 33 |
| Figura 6: Raízes colonizadas por fungos micorrízicos.....              | 34 |
| Figura 7: Raízes colonizadas por fungos micorrízicos: Orchidaceae..... | 35 |



## Lista de tabelas

|  |    |
|--|----|
| Tabela 1: Lista de famílias e espécies coletadas.....        | 36 |
| Tabela 2: Ocorrência, abundância e riqueza das famílias..... | 39 |
| Tabela 3: Densidade de famílias, espécies e indivíduos.....  | 40 |
| Tabela 4: Lista de espécies da família Poaceae.....          | 41 |
| Tabela 5: Análise física do solo.....                        | 42 |
| Tabela 6: Análise química do solo.....                       | 43 |
| Tabela 7: Conteúdo de água nas folhas por família.....       | 44 |
| Tabela 8 Conteúdo de água nas folhas por sítio.....          | 45 |

## **Lista de abreviaturas e siglas**

|       |                                  |
|-------|----------------------------------|
| AMF   | Fungos micorrizicos arbusculares |
| ANOVA | Teste de análise de variância    |
| CTC   | Capacidade de troca catiônica    |
| FBN   | Fixação biológica de nitrogênio  |
| HA    | Matéria orgânica húmica          |
| MO    | Matéria orgânica                 |

## Sumário

|   |    |
|---|----|
| <b>1. Introdução</b> .....                              | 11 |
| <b>2. Materiais e métodos</b> .....                     | 14 |
| 2.1 Área de estudo.....                                 | 14 |
| 2.2 Análise de ocupação e distribuição de espécies..... | 14 |
| 2.3 Análise foliar.....                                 | 15 |
| 2.4 Análise de colonização micorrízica.....             | 15 |
| 2.5 Análise de solo.....                                | 16 |
| 2.6 Análise estatística.....                            | 16 |
| <b>3. Resultados e discussão</b> .....                  | 17 |
| 3.1 Vegetação.....                                      | 17 |
| 3.2 Solo.....   | 18 |
| 3.3 Relações microrganismo e planta.....                | 20 |
| <b>4. Referências</b> .....                             | 24 |

## Introdução

Os campos rupestres são um tipo vegetacional endêmico ao Brasil, que ocorre no topo de montanhas, geralmente inseridos dentro do Cerrado e da Caatinga, ocorrendo principalmente nos estados de Minas Gerais, Bahia e Goiás, além disso ocorrem de 900 a 2.000 metros de altitude e apresentam uma área de ocupação de menos de 3% em relação ao bioma que estão inseridos (Alves et al., 2014). São localizados em afloramentos rochosos de rochas metamórficas, originárias do Pré-Cambriano, quartzíticas ou hematíticas do grupo Proterozóico super Minas com formações de itabiritos dolomíticos e quartzíticos (Spier et al., 2007). O tipo de rocha dominante neste supergrupo é rica em óxidos de ferro-alumínio, com predominância de  $\text{Fe}_2\text{O}_3$  (95.8–97.8%) e minerais como  $\text{K}_2\text{O}$  (0.06%),  $\text{MgO}$  (18.5%),  $\text{CaO}$  (26.19%) e  $\text{P}_2\text{O}_5$  (0.12%), (Spier et al., 2007)

Esses campos se caracterizam pela notável biodiversidade (Giulietti & Pirani, 1988; Viana & Lombardi, 2007) e pelas famílias dominantes Asteraceae, Poaceae, Fabaceae e Melastomataceae, também com ocorrência significativa das famílias Orchidaceae, Cyperaceae, Eriocaulaceae, Xyridaceae e Velloziaceae (Alves et al., 2014, Messias et al., 2013, Giulietti et al., 1987, Viana & Lombardi, 2007, Le Stradic, 2012). É também muito comum a presença de estruturas subterrâneas como tubérculos e bulbos, ou outras estruturas de reserva (Alves et al., 2014, Silveira et al., 2016), estas estruturas são extremamente importantes para a sobrevivência de diversas espécies na estação seca ou em campos queimados (Alves et al., 2014, Silveira et al., 2016).

A Serra do Espinhaço, termo que foi proposto por Eschwege (1882) (Almeida-Abreu & Renger, 2017), 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), onde ocorre a presença de campos rupestres (Viana & Lombardi, 2007).

A Serra da Calçada está localizada no município de Brumadinho, nas coordenadas geográficas 20°06'09.8" sul e 43°59'23 oeste, na porção norte da Serra da Moeda, que faz parte do quadrilátero ferrífero. Nela estão presentes diversos tipos vegetacionais, dentre eles campos rupestres ferruginosos, tanto canga couraçada, quanto nodular, e também campos rupestres quartzíticos (Viana & Lombardi, 2007). A área preservada em estudo é utilizada com fins de ecoturismo, e por isto é frequentemente visitada por caminhantes e ciclistas. Na década passada esta área sofreu forte impacto de degradação devido ao uso inadequado com jipes e motocross, até o ano de 2007, quando foi provisoriamente tombada pela Instituto Estadual do Patrimônio Histórico e Artístico de Minas Gerais (Iepha-MG) e posteriormente,

efetivamente tombada em 2009, quando o uso destes veículos foi proibido (Borges, 2008). A área pertence a mineradora Vale e em consequência do uso inadequado, grandes erosões ocorreram nas áreas preservadas, inclusive sobre nascentes (Figura 1(B) e Figura 2(L)). Esta degradação do solo, vegetação e nascente torna prioritária a recuperação dos campos rupestres.

A recuperação de áreas degradadas depende do entendimento da funcionalidade do ecossistema (Scotti & Santos, 2017). O campo rupestre sobre afloramento rochoso tem sua vegetação com alta biodiversidade, agrupada entre rochas, as chamadas ilhas de vegetação (Conceição et al. 2007, Matias et al. 2009). A presença de elevado conteúdo de matéria orgânica nestas ilhas (Baião, 2012) cria nichos biogeoquímicos com níveis elevados de matéria orgânica húmica, baixa razão C:N, e níveis adequados de nutrientes e atividade biótica (Baião, 2012; Ribeiro et al. 2017) capazes de explicar a sustentação de tal biodiversidade. O entendimento desses padrões de fertilidade e as espécies que os mantêm é essencial para recuperação das áreas degradadas. Não só a relação entre plantas, mas as interações entre microrganismos e plantas, são essenciais nestes nichos biogeoquímicos para a manutenção da fertilidade (Baião, 2012; Ribeiro 2017, Nogueira et al. 2019).

A fixação biológica de nitrogênio atmosférico (FBN) é extremamente importante para ambientes naturais, principalmente em períodos iniciais de estabelecimento e sucessão (Cleveland et al., 1999), pois é pela fixação de  $N_2$  em amônia que o nitrogênio atmosférico pode ser utilizado por todas as formas de vida, já que o nitrogênio é geralmente um dos nutrientes mais limitantes (Brady & Weil, 2000). Dentre os organismos fixadores de nitrogênio se destacam as bactérias do gênero *Rhizobium* e *Bradyrhizobium* que se associam a plantas da família Fabaceae (Brady & Weil, 2000). Essa associação é a maior fonte de nitrogênio em diversas vegetações globais (Cleveland et al., 1999) e é extremamente importante pois tem a capacidade de enriquecer o solo de maneira a sustentar o ambiente. Como citado anteriormente, esse processo é muito importante em fases iniciais de sucessão, aumentando o nitrogênio disponível no solo, portanto a fixação biológica de nitrogênio também é extremamente importante na recuperação, pois o nitrogênio presente no solo é facilmente lixiviado em solos expostos (Brady & Weil, 2000) e necessita de um acréscimo natural e sustentável de nitrogênio.

A associação de plantas com fungos micorrízicos é um mecanismo muito importante para ambos, pois a planta fornece carbono para o fungo (Smith & Read, 2010), enquanto o

fungo busca nutrientes no solo e os fornece para a planta, aumentando seu fitness e sua taxa de crescimento (van der Heijden et al., 2015). Além disso, essa associação promove um aumento na diversidade de plantas (van der Heijden et al., 2015), cria conexões entre elas através das hifas dos fungos, e forma uma rede que promove a movimentação de nutrientes entre plantas e fungos (van der Heijden et al., 2015). Portanto, a associação com fungos micorrízicos em conjunto à criação de rede de hifas é extremamente benéfica para ambientes a serem reabilitados, onde plantas mais velhas podem fornecer carbono extra para plantas recém germinadas (Simard et al., 1997). Este processo facilita o estabelecimento de novas plantas e promove a transição de nitrogênio entre plantas fixadoras de nitrogênio atmosférico para plantas não fixadoras (He et al., 2005, Selosse et al., 2006), assim como transição de outros nutrientes (van der Heijden et al., 2015), promovendo a permanência e sobrevivência das plantas no ambiente. A família Orchidaceae, em especial, tem uma relação expressiva com fungos micorrízicos, já que são dependentes da associação para germinar e apresentam uma grande especificidade (McCormick et al., 2004). A associação geralmente ocorre com fungos Basidiomycota, que também podem participar da rede, apesar de que a especificidade entre orquídea e fungo pode limitar as conexões, já que estes fungos só se associam com plantas da família Orchidaceae, até mesmo com espécies específicas (Martos et al., 2012, Jacquemyn et al., 2015).

A técnica de  $\delta^{15}\text{N}$  é um mecanismo muito útil para se detectar a associação de plantas com microrganismos, ela mede a abundância natural relativa do isótopo de  $^{15}\text{N}$  em relação ao isótopo de  $^{14}\text{N}$  e compara essa relação com a proporção atmosférica (Wanek & Arndt, 2002). Em plantas associadas a fungos micorrízicos (Hobbie et al., 2000) existe uma variação em comparação com o  $\delta^{15}\text{N}$  do solo, pois os fungos micorrízicos têm preferência para usar substâncias nitrogenadas com assinatura de  $^{14}\text{N}$  as quais são transferidas para as plantas, ao invés de  $^{15}\text{N}$ , para as plantas (Emmerton et al. 2001), deixando os valores mais negativos. O mesmo ocorre com plantas da família Fabaceae associadas a bactérias fixadoras de nitrogênio, pois elas também promovem discriminação de isótopos, causando  $\delta^{15}\text{N}$  mais negativos (dos Reis et al. 2010).

O objetivo deste estudo foi avaliar a distribuição e a presença de famílias e espécies botânicas em área preservada de campo rupestre quartzítico com nascente difusa, assim como a contribuição de interações micorrízicas para a fertilidade e sustentabilidade desse campo rupestre, tendo em vista a distribuição das espécies vegetais que interagem entre si e com o

ambiente. Este estudo visa subsidiar a recuperação de área de campo rupestre quartzítico sobre nascente com intenso processo erosivo.

A hipótese é que as espécies vegetais ou famílias estabelecidas em campo rupestre, em associação com os seus simbioses, possam manter relações específicas dentro do ambiente, capazes de sustentar a vegetação e proteger a nascente.

## **Materiais e Métodos**

### **Área de estudo**

A área de estudo encontra-se na Serra da Calçada, dentro da Serra da Moeda, no município de Brumadinho, no estado de Minas Gerais, nas coordenadas geográficas 20°06'09.8" sul e 43°59'23.3" oeste, e com altitude variando de 1462 a 1478 (Figura 1). A área apresenta vegetação do tipo campo rupestre quartzítico, onde se encontra uma nascente difusa, tipo de nascente onde existem vários pontos de afloramento, sem um ponto de afloramento principal. Há predominância de espécies das famílias Asteraceae, como observadas espécies *Achyrocline satureoides* e *Dasyphyllum vellutinum* (Figura 2 I), assim como Cyperaceae, *Lagenocarpus rigidus*, e Poaceae, *Aulonemia effusa*, *Echinolaena inflexa* e *Mesosetum ferrugineum* (Figura 2 A).

Como descrito anteriormente, a presença de jipes e motocross causou grandes erosões na região (Figura 2 L), com perda tanto de vegetação e comprometimento da nascente. Portanto, é necessária a reabilitação da área para que o ambiente volte com seus serviços ecossistêmicos e com o redirecionamento da nascente. Além disso, o ecoturismo na Serra da Calçada é intenso e caracterizado por pedestres e ciclistas, então é necessária, além do controle da erosão, a reabilitação da vegetação e da nascente em si, assim como a manutenção e criação de trilhas para proteção da área e promoção do ecoturismo.

### **Análise de ocupação e distribuição de espécies**

A área, de aproximadamente 0,15 ha, foi dividida em três sítios (1, 2 e 3), de 33 metros de comprimento cada. Em cada sítio foram criados quatro parcelas de 5m<sup>2</sup> a partir de 1m da área central do sítio, dois em cada lado, com um total de doze parcelas (Figura 1 D). As parcelas foram distribuídas em altitudes diferentes: baixa (início da montanha), média (posição intermediária) e alta (topo da montanha) em cada sítio. Para cada parcela foram avaliadas as espécies de plantas vasculares presentes e sua posição relativa as outras plantas, além do número de indivíduos, assim como a distribuição espacial dentro da parcela.

Amostras individuais de cada espécie foram coletadas para identificação dentre Setembro de 2017 e Outubro de 2018. As espécies coletadas foram identificadas em nível de espécie, gênero ou família pelo taxonomista Rubens Custodio da Mota, assim como as espécies da família Poaceae foram identificadas pelo taxionomista Dr. Cassiano Aimerê Dorneles Welker. A riqueza e abundância foram medidas pelo número de espécies e número de indivíduos de cada espécie em cada quadrante e extrapolados para cada sítio e a área total do estudo. Em relação às famílias Poaceae e Cyperaceae, foi analisada a área de ocupação, utilizando um quadrante de 1m<sup>2</sup>, através do método de Toledo e Schultze-Kraft (1982). Este método utiliza quadrado de 1 m<sup>2</sup> composto de 100 quadrados de 0,01 m<sup>2</sup> cada. O quadrado foi colocado em cada área coletada (4 amostras) e a vegetação destas duas famílias foi quantificada por m<sup>2</sup>.

### **Análise foliar**

Folhas das famílias Asteraceae, Cyperaceae, Fabaceae, Malpighiaceae, Melastomataceae, Orchidaceae e Poaceae foram coletadas em um quadrante por altitude, em cada sítio, totalizando três coletas/família/sítio. As amostras foram mantidas em sacos plásticos dentro de uma caixa de isopor com gelo para evitar a perda de água. As folhas foram pesadas e posteriormente secas em estufa a 70°C, e pesadas novamente até alcançarem peso estável, para medir a quantidade de água retida nas folhas. Posteriormente as amostras foram pulverizadas e analisadas para o conteúdo total de nitrogênio e o conteúdo de  $\delta^{15}\text{N}$ , usando um espectrômetro de razão de massa de isótopo (Finnigan MAT Delta E, Thermo Electron, Bremen, Alemanha) junto com um EA 1110 analisador elemental (Thermo Electron, Milan, Itália). A abundância de  $^{15}\text{N}$  foi expressa em notação delta ( $\delta$ ), que é a divergência por mil (‰) da abundância  $\delta^{15}\text{N}$  na amostra em relação com o padrão internacional, que seria o  $\text{N}_2$  atmosférico, que possui uma porcentagem de átomos de  $\delta^{15}\text{N}$  de 0,3663 (Unkovich et al., 2008).

### **Análise de colonização micorrízica**

Raízes de espécies das famílias Asteraceae, Fabaceae, Malpighiaceae, Melastomataceae, Orchidaceae e Poaceae foram coletadas para análise de colonização micorrízica. No caso de Orchidaceae foram coletadas raízes de quatro espécies, *Epidendrum campestris*, *Epidendrum secundum*, *Gomesa ramosa* e Orchidaceae 01. As raízes foram lavadas e tratadas com KOH 10% overnight, receberam solução de HCl 2% por cinco minutos, coradas com azul de trypan 0,05% overnight, lavadas com água corrente e estocadas



em lactoglicerol (glicerina, ácido lático e água destilada 1:1:1) de acordo com técnica de Phillips and Hayman (1970) modificada.

A colonização por micorriza foi estimada com o auxílio de uma placa de petri quadriculada através de uma lupa, registrando a colonização das raízes na interceptação de linhas na placa, a percentagem total com raízes colonizadas foi estimada: Colonização (%): Número de segmentos positivos, onde foram encontrados fungos micorrízicos / número total de segmentos amostrados x 100 (Giovanetti and Mosse 1980).

### **Análise de solo**

Amostras compostas de solo foram coletadas, de 0 a 20 centímetros de profundidade, para cada parcela usando um delineamento experimental de 3 amostras compostas (3 sub-amostras) de solo para cada sítio, no total de 9 amostras/sítio. As amostras foram acondicionadas em sacos plásticos, reservados dentro de uma caixa de isopor com gelo para evitar a perda de água e conduzidas ao laboratório. Parte do solo coletado peneirado foi pesado e seco com o auxílio de uma estufa a 70°C, e pesado até que houvesse estabilidade no peso, para verificar a quantidade de água presente. Amostras também foram enviadas para análise físico-química do solo segundo Embrapa (1997), medindo pH, matéria orgânica, capacidade de troca catiônica (CTC), medida esta muito importante para entender a fertilidade do solo, já que a CTC mede a capacidade do solo de trocar íons catiônicos, ou seja, é responsável pela disponibilidade de nutrientes no solo. A CTC ocorre nos solos na presença de argila ou matéria orgânica húmica que são carregadas. (Brady & Weil, 2000). Também foram medidos os nutrientes fósforo, potássio, cálcio, magnésio, sódio, ferro, manganês, zinco e alumínio, além de saturação de bases e de alumínio, assim como amônio e nitrato.

### **Análise estatística**

Os dados obtidos da distribuição, riqueza e abundância de espécies, da análise foliar e colonização de raízes, além dos dados amostrais de nutrientes e características físicas do solo foram submetidos a teste de análise de variância (ANOVA) e suas médias foram comparadas usando o teste de Tukey com 5% de nível de significância ou ao teste não paramétrico de Kruskal-Wallis, com também nível de significância de 5%, quando não havia normalidade de distribuição dos dados, comparando-os entre os sítios para determinar diferenças existentes dentro do ambiente, os valores de análise foliar e colonização de raízes também foram comparados entre famílias, para determinar diferenças existentes entre elas. Todas as análises foram executadas utilizando o software estatístico R (v.3.4.3).

## Resultados e Discussão

### Vegetação

As famílias Asteraceae, Melastomataceae, Cyperaceae, Orchidaceae e Poaceae foram as mais frequentes na área de estudo (Tabela 1), dentre elas Asteraceae, Melastomataceae e Poaceae foram as famílias com maior riqueza de espécies (Tabela 2), o que era esperado analisando outros estudos em campos rupestres (Viana & Lombardi, 2007, Alves et al., 2014, Le Stradic, 2012, Messias et al., 2013, Silveira et al., 2016). Apesar de não estar entre as famílias mais ricas, a família Orchidaceae foi representada com três espécies, *Epidendrum campestris*, *Epidendrum secundum* e *Gomesa ramosa*. Dentre as espécies somente *E. campestris* apareceu em todos os sítios, apesar de não ter sido coletada no sítio 2, devido a sua ausência nas parcelas, além disso ela só foi identificada na menor altitude. *E. secundum* ocorreu nos sítios 2 e 3 e nas altitudes intermediárias e altas. *G. ramosa* ocorreu somente na maior altitude do sítio 2 (Tabela 1). Dentre as espécies coletadas ambas as espécies de *Epidendrum* também ocorrem na área de canga da Serra da Calçada (Viana & Lombardi, 2007). A única espécie de Fabaceae encontrada foi *Chamaecrista mucronata*, que ocorreu em todos os três sítios (Tabela 1).

A ocorrência de famílias não variou entre os sítios, com exceção de família Rubiaceae (Tabela 2). Analisando a riqueza somente a distribuição da família Asteraceae foi diferente dentre sítios (Tabela 2), sendo os sítios 1 e 2 semelhantes e com maior riqueza da família que o sítio 3. A ocorrência, abundância e riqueza não diferiram para quase todas as famílias, com exceção das duas já citadas, isso significa que as famílias têm uma distribuição harmônica entre os sítios, o que é esperado para uma vegetação em estado preservado, ou clímax.

Considerando que a área de estudo é um afloramento rochoso, a densidade média de famílias encontradas foi de 2,3 famílias / m<sup>2</sup>, a densidade de espécies foi de 4,9 e especialmente 8,6 indivíduos /m<sup>2</sup> é surpreendente alta (Tabela 3), especialmente comparando com outros biomas como Mata Atlântica onde a densidade é 0,2 indivíduos/m<sup>2</sup> (Liebsch et al. 2007) ou Cerrado que é de 0,3 indivíduos/m<sup>2</sup> (Eiten, 1978). Estes resultados nos falam da elevada biodiversidade e da distribuição harmônica da vegetação, além da densidade de espécies e indivíduos, dados que são absolutamente essenciais e importantes como subsídio para a recuperação da área degradada, como também revelam a saúde ambiental da área preservada. Não só sob o ponto de vista do número de indivíduos por m<sup>2</sup> mas também pela diversidade ou riqueza de espécies (4,9 spp/m<sup>2</sup>) já que na mata Atlântica Liebsch et al. (2007) encontraram 9 sp/há incluindo o sub-bosque.

As famílias Poaceae e Cyperaceae apresentaram níveis elevados de ocupação, com os valores médios por m<sup>2</sup> de 73% para o sítio 1, 52% para o sítio 2 e 44% para o sítio 3, com média de ocupação de 56,33 % (Figura 3). As espécies dominantes da família Poaceae na área de estudo estão apresentadas na Tabela 4, sendo as espécies *Aulonemia effusa*, *Axonopus pressus*, *Echinolaena inflexa*, *Mesosetum ferrugineum* e *Tristachya leiostachya* encontradas em outros campos rupestres (Giulietti et al., 1987, Viana & Lombardi, 2007, Peron, 1989).

A grande área ocupada pela família Poaceae poderia ser esperada já que existem estudos mostrando a predominância desta família (Rodela 1998) no campo rupestre. Isso é contrastante com as áreas de campo ferruginosos sobre canga nodular em que há uma representatividade maior das espécies da família Velloziaceae (Conceição et al., 2007), pouco representadas na área de estudo.

### **Solo**

O solo local tem grande porcentagem de areia, com aproximadamente 80% de predominância (Tabela 5), o que faz com que o solo tenha característica extremamente arenosa, conseqüentemente, retenha menos água que solos com maior conteúdo de argila, já que as partículas são maiores, aumentando as macroporosidades e, portanto, aumentando a drenagem. A quantidade de silte foi baixa em todos os sítios, aumentando no sítio 3. Já a porcentagem de argila foi muito baixa em todos os sítios, com aproximadamente 3,5% apenas em média (Tabela 5), sendo um pouco maior nos sítios 1 e 2. A densidade do solo acompanhou a quantidade de argila e matéria orgânica. E foi similar aos valores de solos arenosos. Houve uma diferença entre os sítios 1 e 3, sendo que neste último a densidade é maior. O conteúdo de água no solo variou dentre os sítios, sendo maior no sítio 2, indicando que os pontos de afloramento de água encontram-se neste sítio (Tabela 5).

O pH do solo variou de 4,5 a 4,8, relativamente ácido (Tabela 6), típico de ambientes preservados, onde há grande quantidade de matéria orgânica húmica no solo, semelhantemente ao previsto para áreas clímax (Brady & Weil, 2000). As substâncias húmicas são formadas por ácidos orgânicos como produtos da atividade decompositora da biomassa vegetal rica em lignina (Berg 2000) e, portanto, se acumulam em áreas preservadas (Nebbioso and Piccolo, 2012) e apresentam-se como rede cristalográfica ionicamente carregada.

A capacidade de troca catiônica (CTC) foi relativamente baixa, em comparação com outras áreas de campo rupestre sobre canga hematítica (Ribeiro et al. 2017; Matias et al. 2009;

Vincent & Meguro 2008) assim como sobre quartzito (Vincent & Meguro 2008; Conceição et al 2007) mas compatível com outras áreas de quartzito (Carmo & Jacobi, 2015), de Caatinga e Cerradão (Moreno and Schiavini, 2001, Correa et al., 2015.). Porém, os valores de CTC acompanharam a distribuição da matéria orgânica com destaque para o sítio 3 onde foi encontrado maior abundância da leguminosa *Chamaecrista* (Tabela 2). A CTC é um indicador de fertilidade já que mede a capacidade de um solo em disponibilizar os nutrientes para as plantas. Esta função é executada pela argila ou pela matéria orgânica húmica (HA). Uma vez que o conteúdo de argila na área de estudo é muito baixo (Tabela 4), o conteúdo de matéria orgânica presente (Tabela 6) parece assegurar a fertilidade do solo do campo rupestre já que os ácidos húmicos apresentam uma CTC 10 x maior que as argilas (Brady and Weil.2010.). Como a matéria orgânica húmica funciona também como tampão, o pH do solo de áreas preservadas varia entre 4,5 e 5,0, e uma vez que as plantas nativas devem estar adaptadas a este pH, não apresentam qualquer sintoma de deficiência nutricional ou toxicidade, portanto não há a necessidade de correção do pH através da calagem.

Considerando que os níveis de fósforo (6,9 mg/kg) encontrados nas 3 áreas de estudo (Tabela 6) foram similares entre si e que podem ser considerados similares àqueles encontrados em quartzito (Vicente & Merguro, 2008, Conceição et al 2007), e superior a valores encontrados em Cerrado (3,05 mg/kg, Vendrame et al. 2010), conclui-se que a fertilização fosfatada não é recomendada para recuperação deste campo rupestre.

Similarmente os valores de K também não diferiram entre os 3 sítios estudados (Tabela 6) mas foram mais baixos que aqueles encontrados por diferentes autores (80-120 mg/kg). Assim, também sódio, manganês, zinco e ferro não diferiram entre os sítios estudados sugerindo que estes íons juntamente com P e K são intrínsecos do próprio solo, originários da rocha matriz, o que é demonstrado pela distribuição equitativa destes nutrientes nos três sítios. De acordo com o princípio dos mínimos (Brady & Weil, 2000), não havendo sintoma de deficiência nutricional ou crescimento deficiente das espécies, os níveis de cátions encontrados são suficientes para suportar a vegetação e podem ser mantidos nos procedimentos de recuperação sem adição de adubo.

O pH do solo, entendido como balanço entre bases trocáveis, tende a ser muito ácido em latossolos onde o conteúdo de alumínio e hidrogênio é alto e o conteúdo de bases em relação ao alumínio é baixo. Considerando os níveis medianos de bases trocáveis (Tabela 6) aliados à presença da MO, o pH de 4,0-5,0 encontrado na área de estudo (Tabela 6) pode ser

atribuído à presença de matéria orgânica que explica a similaridade de valores de pH registrados em outras áreas de campo rupestre de quartzito (Messias et al., 2013), canga hematítica (Ribeiro et al., 2017) e Cerrado (Moreno & Schiavini, 2001, Moraes et al., 1999.). A composição da rocha, rica em hidróxido de Al explica o elevado conteúdo de Al. A maior saturação de bases em relação a saturação de Al assegura a disponibilidade de nutrientes. A vegetação não apresenta sintomas de toxidez de alumínio e nem sintomas de deficiência de nutrientes. Os íons zinco e alumínio também são originados da rocha matriz (Spier et al., 2007), e sua distribuição está associada a matéria orgânica húmica formada de cristais de colóides com carga negativa, capazes de estabelecerem ligações iônicas e covalentes com estes cátions, tamponando a toxicidade dos mesmos (Brady & Weil, 2000). Assim, também os demais cátions estão quimicamente ligados à matéria orgânica, na ausência da argila, justificando a CTC. Os íons de cálcio e magnésio além de presentes na rocha de quartzito (Spier et al., 2007) tem seus ciclos modificados pela vegetação e matéria orgânica do solo, via decomposição de matéria vegetal, isso pode ser explicado pela variação na distribuição destes nutrientes entre os sítios, já que há uma maior concentração no sítio 3, onde há mais matéria orgânica, do que no sítio 1, porém o sítio 2 não apresentou esse comportamento (Tabela 6), o maior conteúdo de água no sítio 2 pode favorecer a lixiviação destes íons.

Em relação ao nitrogênio, os íons amônio foram encontrados em proporção maior que os íons nitrato. Estes resultados estão concordantes com aqueles obtidos por Ribeiro et al. (2017) e Nogueira et al. (2019). As raízes das plantas podem fazer o uptake tanto de amônio como nitrato mas apresentam graus de afinidades diferentes (Xu et al. 2012) devido à expressão de diferentes transportadores de acordo com a espécie (Nacry et al. 2013). Em áreas preservadas, o íon amônio ( $\text{NH}_4^+$ ) é a forma química de N liberada na decomposição da matéria orgânica. Plantas e microrganismos competem por este nutriente (Kuzyakov and Xu 2013) que pode ser diretamente assimilado na célula via glutamato. A forma amoniacal foi dominante e se apresentou igualmente distribuída nos três sítios (Tabela 6). Ao contrário, o nitrato foi encontrado em desvantagem em relação ao amônio e as maiores concentrações estão nos sítios 2 e 3. A principal fonte de N para o sistema, provavelmente é advinda da fixação biológica de nitrogênio da leguminosa dominante, *Chamaecrista mucronata*, que se associa a bactérias dos gêneros *Rhizobium* e *Bradyrhizobium*, fixadoras de nitrogênio, formando nódulos na raiz destas plantas (Dobereiner, 1997), substituindo a adubação nitrogenada.

### **Relações microrganismo e planta**

Realmente, a contribuição das plantas de *Chamaecrista mucronata* para o nitrogênio do ecossistema via Fixação Biológica de N<sub>2</sub> pode ser confirmada na Figura 4. As famílias com menor conteúdo de N foram a Poaceae e Cyperaceae. Os valores negativos da abundância natural de  $\delta^{15}\text{N}$  em Fabaceae confirma a origem do nitrogênio obtido pela FBN. Os valores de  $\delta^{15}\text{N}$  de espécies fixadoras de N são relativamente mais negativos devido à discriminação isotópica promovida por células microbianas (dos Reis et al. 2010).

Porém, os resultados da Figura 5 mostram uma depleção isotópica  $\delta^{15}\text{N}$  em outras famílias, estes resultados podem ser entendidos considerando a possível presença micorrízica em associação com essas plantas, já que os fungos micorrízicos também discriminam  $\delta^{15}\text{N}$  em favor  $\delta^{14}\text{N}$  (Emmertson et al. 2001). Assim, as plantas ficam com uma datação isotópica negativa para  $\delta^{15}\text{N}$  se comparada com plantas sem associação, onde não ocorreria essa seletividade. Os resultados da Figura 6 confirmam que a maioria das espécies das diferentes famílias estavam colonizadas por fungos micorrízicos arbusculares (AMF). Porém, no micélio colonizando raízes de diferentes espécies de plantas da família Orchidaceae foi encontrado também hifas septadas, presença de pelotões intracelulares e células monilioides (Figura 7), indicando a presença de fungos do filo Basidiomycota, saprófitos que se associam à família Orchidaceae (famílias fúngicas Tulasnellaceae and Ceratobasidiaceae e também Serendipitaceae e a ordem Pezizales) que são fungos recorrentes na associação com Orchidaceae (Taylor & Bruns, 1997, Rasmussen, 2002, Shefferson et al. 2008, Yukawa et al., 2009). Estes fungos não estabelecem simbiose com as demais famílias. Portanto, a depleção isotópica de  $\delta^{15}\text{N}$  confirmada nesta espécie seria esperada (Hobbie et al., 2000), registrando-se 2 associações micorrízicas. A distribuição da colonização micorrízica foi equitativa entre os sítios e 90% das raízes se encontravam colonizadas (Figura 3). Além disso, o índice de colonização por indivíduo foi baixo ( $\leq 50\%$ ). Este resultado é previsto para ambientes preservados em estágio de clímax, quando todos os organismos se encontram em equilíbrio, inclusive os fungos micorrízicos. Além disso, registramos dois filios fúngicos (Glomeromycota e Basidiomycota) colonizando as espécies do bioma. A maior parte das raízes colonizadas com AMF apresentaram múltiplas espécies de fungos micorrízicos associadas, o que se explica por não apresentam especificidade hospedeira, podendo indicar a formação de uma rede micorrízica de transferência de nutrientes e água entre microrganismos e plantas (Simard et al. 1997). Essas redes podem conectar diversos fungos e plantas, propiciando a transferência de nutrientes como N e P (Van Der Heijden, 2015), inclusive nitrogênio proveniente de plantas fixadoras de nitrogênio para não fixadoras.

A matéria orgânica do solo é a principal fonte de nutrientes do solo via decomposição contínua, por parte de uma comunidade microbiana bem estabelecida e funcional. As espécies vegetais modificam o input de nutrientes do solo através da quantidade e qualidade química da serrapilheira, o que altera a taxa de decomposição da comunidade microbiana (Miki et al. 2010). A taxa de decomposição é regida pela relação C:N ou lignina:N (Berg et al. 2000), determinando o potencial de fertilidade do solo ou a qualidade do solo.

Basidiomycota associados com plantas da família Orchidaceae podem ter um papel especial nesta rede porque as orquídeas albergam no seu sistema radicular, espécies fúngicas que primam pela excelência de sua capacidade decompositora da matéria orgânica do solo (Herrera et al. 2017; Purahong et al. 2016; Sietio et al. 2018). Contrastantemente, os fungos arbusculares micorrízicos que também colonizam a matéria orgânica do solo não são capazes de decompor o litter (Hodge, 2014), mas apenas adsorvem os nutrientes liberados por outros decompositores. Assim, as orquídeas presentes no bioma teriam um papel especial na decomposição do litter via rede micorrízica de orquídea, disponibilizando nutrientes para os fungos AMF da mesma rede e transportando os nutrientes ao longo do bioma. Como estes fungos Basidiomycota estabelecem simbiose somente com as orquídeas (Martos et al., 2012), a interação entre hifas e matéria orgânica do solo pode ocorrer através do dreno de água. A mobilização de nutrientes na rede micorrízica depende do carregamento da água intra hifas. Realmente, as plantas que mais acumularam água no bioma pertencem à família Orchidaceae (Tabelas 7 e 8) seguida por Asteraceae e Melastomataceae. As famílias Poaceae e Malpighiaceae apresentaram menor conteúdo de água mesmo apresentando colonização micorrízica de suas raízes. A família Cyperaceae não parece participar da rede. A família Fabaceae foi a que apresentou menor conteúdo de água armazenada (Tabelas 7 e 8). A influência do sítio no armazenamento de água foi verificado nas famílias Malpighiaceae e Poaceae (Tabela 8) que apresentaram valores maiores de armazenamento no sítio 2, onde há maior concentração de água. A maior capacidade de armazenamento de água de Asteraceae, Melastomataceae e principalmente Orchidaceae, sugere também maior capacidade de troca hídrica com o meio. Assim, estas plantas podem ter papel importante na retenção e transferência de água dentro do ambiente, e esta função se torna ainda mais provável mediante a participação das redes de fungos micorrízicos, pois a movimentação de água e nutrientes entre plantas e rede micorrízica já é descrita na literatura (Egerton-Warburton et al., 2007).

Mediante esses resultados, a recuperação do campo rupestre deve contemplar a biodiversidade, os padrões de ocupação e densidade de indivíduos, espécies e famílias, assim

como os padrões de fertilidade e as relações bióticas entre espécies vegetais e microrganismos. Assim, as plantas da família Fabaceae são as provedoras do input de nitrogênio via FBN através do seu litter. Os nutrientes da biomassa vegetal ou litter são disponibilizados para plantas e microrganismos via decomposição promovidas pelos fungos basidiomycota. Os nutrientes liberados na matéria orgânica em decomposição são veiculados para microrganismos e plantas através da rede micorrízica, com destaque para aquela rede associada às plantas da família Orchidaceae capazes de promover a distribuição de água e nutrientes. Outras famílias como Asteraceae e Melastomataceae que apresentaram uma depleção de  $^{15}\text{N}$  foliar, aliada ao elevado conteúdo de água armazenado, parecem ser também armazenadoras e distribuidoras de nutrientes via drenagem micorrízica. Plantas da família Poaceae apresentaram colonização micorrízica, baixo conteúdo foliar de N e baixa capacidade de retenção de água. Estes resultados, aliados à elevada ocupação desta família no bioma (56,33 %) sugerem que a família Poaceae tem um papel estrutural maior do que o fisiológico. Considerando o grau de ocupação e a generalização da colonização micorrízica esta família tem potencial para participar ativamente da drenagem de água no sistema tendo em vista a sua estrutura radicular fasciculada superficial. O comprovado papel dos fungos micorrízicos como agregantes do solo e promotores da porosidade, especialmente a microporosidade nas camadas superficiais onde há acúmulo da matéria orgânica, deve favorecer a redução da velocidade da drenagem (Rillig et al. 2010; Kimura & Scotti, 2016). A extensão deste efeito na drenagem e percolação da água nesta área de nascente pode ser estimada tendo em vista a rede micorrízica. Isso demonstra como o estabelecimento da rede micorrízica é um importante mecanismo para a efetividade da recuperação.



## Referências

- Abreu, P. A. A. (1995). O Supergrupo Espinhaço da Serra do Espinhaço Meridional (Minas Gerais): o rifte, a bacia e o orógeno. *Revista Geonomos*, 3(1).
- Almeida-Abreu, P. A., & Renger, F. E. (2017). Serra do Espinhaço Meridional: um orógeno de colisão do Mesoproterozóico. *Revista Brasileira de Geociências*, 32(1), 1-14.
- Alves, R., Silva, N. G., Oliveira, J. A., & Medeiros, D. (2014). Circumscribing campo rupestre–megadiverse Brazilian rocky montane savanas. *Brazilian Journal of Biology*, 74(2), 355-362.
- Baião, E. B. (2012). Estudo da contribuição de *Mimosa calodendron* e da dupla simbiose de bactérias fixadoras de nitrogênio e fungos micorrízicos para fertilidade do campo rupestre da Serra do Rola Moça. Dissertação (Mestrado em Biologia Vegetal) - Universidade Federal de Minas Gerais.
- Brady, N. C., & Weil, R. R. (2000). Elements of the nature and properties of soils. *Upper River: Prentice Hall*.
- Berg, B (2000). Litter decomposition and organic matter turnover in northern forest soils. *Forest Ecology and Management* 133: 13-22. doi: 10.1016/S03781127(99)00294-7
- Carmo, F & Jacobi, M.C. 2016. Diversity and plant trait-soil relationships among rock outcrops in the Brazilian Atlantic rainforest. *Plant & Soil* . 403: 7-20
- Cleveland, C. C., Townsend, A. R., Schimel, D. S., Fisher, H., Howarth, R. W., Hedin, L. O., ... & Wasson, M. F. (1999). Global patterns of terrestrial biological nitrogen (N<sub>2</sub>) fixation in natural ecosystems. *Global biogeochemical cycles*, 13(2), 623-645.
- Conceição, A. A., Pirani, J. R., & Meirelles, S. T. (2007). Floristics, structure and soil of insular vegetation in four quartzite-sandstone outcrops of " Chapada Diamantina", Northeast Brazil. *Brazilian Journal of Botany*, 30(4), 641-656.
- Correa, E., Carvalhais, L., Utida, M., Oliveira, C.A., Scotti, M.R., 2015. Effect of plant species on P cycle-related microorganisms associated with litter decomposition and P soil availability: implications for agroforestry management. *iForest* <http://dx.doi.org/10.3832/ifor1459-008I>.
- Dobereiner, J. 1997. Biological nitrogen fixation in the tropics: Social and economic contributions. *Soil Biology and Biochemistry* 29: 771-774
- dos Reis Junior FB, Simon MF et al. (2010) Nodulation and nitrogen fixation by *Mimosa* spp. in the Cerrado and Caatinga biomes of Brazil. *New Phytol* 186: 934–946. doi: 10.1111/j.1469-8137.2010.03267.x.

- 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.
- Eiten, G. (1978). Delimitation of the cerrado concept. *Vegetatio*, *36*(3), 169-178.
- Emmertson, K. S., Callaghan, T. V., Jones, H. E., Leake, J. R., Michelsen, A., & Read, D. J. (2001). Assimilation and isotopic fractionation of nitrogen by mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, *151*(2), 503-511.
- Giovanetti, M. and Mosse, B. 1980. An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytol* 64: 489–500
- Giulietti, A. M., De Menezes, N. L., Pirani, J. R., Meguro, M., & Wanderley, M. D. G. L. (1987). Flora da Serra do Cipó, Minas Gerais: caracterização e lista das espécies. *Boletim de botânica da Universidade de São Paulo*, 1-151.
- He, X., Critchley, C., Ng, H., & Bledsoe, C. (2005). Nodulated N<sub>2</sub>-fixing *Casuarina cunninghamiana* is the sink for net N transfer from non-N<sub>2</sub>-fixing *Eucalyptus maculata* via an ectomycorrhizal fungus *Pisolithus* sp. using <sup>15</sup>NH<sub>4</sub><sup>+</sup> or <sup>15</sup>NO<sub>3</sub><sup>-</sup> supplied as ammonium nitrate. *New Phytologist*, *167*(3), 897-912.
- Herrera, H., Valadares, R., Contreras, D., Bashan, Y. Arriagada, C. 2017. Mycorrhizal compatibility and symbiotic seed germination of orchids from the Coastal Range and Andes in south central Chile. *Mycorrhiza* 27:175–188. doi: 10.1007/s00572-016-0733-0
- Hobbie, E. A., Macko, S. A., & Williams, M. (2000). Correlations between foliar δ<sup>15</sup>N and nitrogen concentrations may indicate plant-mycorrhizal interactions. *Oecologia*, *122* (2), 273-283.
- Jacquemyn, H., Brys, R., Waud, M., Busschaert, P., & Lievens, B. (2015). Mycorrhizal networks and coexistence in species-rich orchid communities. *New Phytologist*, *206*(3), 1127-1134.
- Kimura, A. C., & Scotti, M. R. (2016). Soil Aggregation and Arbuscular Mycorrhizal Fungi as Indicators of Slope Rehabilitation in the São Francisco River Basin (Brazil). *Soil & Water Research*, *11*(2).
- Kuzyakov, Y., Xu, X. (2013) Competition between roots and microorganisms for nitrogen: mechanisms and ecological relevance. *New Phytol* 198:656-69. doi: 10.1111/nph.12235.
- Le Stradic, S. (2012, December). Composition, phenology and restoration of campo rupestre mountain grasslands-Brazil. Avignon.

- Liebsch, D., Goldenberg, R.; Marques MCM. 2007. Florística e estrutura de comunidades vegetais em uma cronosequência de Floresta Atlântica no Estado do Paraná, Brasil *Acta bot. bras.* 21(4): 983-992.
- Martos, F., Munoz, F., Pailler, T., Kottke, I., Gonneau, C., & SELOSSE, M. A. (2012). The role of epiphytism in architecture and evolutionary constraint within mycorrhizal networks of tropical orchids. *Molecular Ecology*, 21(20), 5098-5109.
- McCormick, M. K., Whigham, D. F., & O'Neill, J. (2004). Mycorrhizal diversity in photosynthetic terrestrial orchids. *New Phytologist*, 163(2), 425-438.
- Messias, M. C. T. B., Leite, M. G. P., Neto, J. A. A. M., Kozovits, A. R., & Tavares, R. (2013). Soil-vegetation relationship in quartzitic and ferruginous Brazilian rocky outcrops. *Folia Geobotanica*, 48(4), 509-521.
- Matias, S. R.; Pagano, M. C.; Muzzi, F. C.; Oliveira, A. C.; Carneiro, A. A.; Horta, N. S.; 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: 259–266
- Moraes, R., Delitti, W. B. C., & Struffaldi-de Vuono, Y. A. R. A. (1999). Litterfall and litter nutrient content in two Brazilian Tropical Forests. *Brazilian Journal of Botany*, 22(1), 09-16.
- Moreno, M. I. C., & Schiavini, I. V. A. N. (2001). Relação entre vegetação e solo em um gradiente florestal na Estação Ecológica do Panga, Uberlândia (MG). *Revista Brasileira de Botânica*, 24(4), 537-544.
- Nacry, P., Bouguyon, E., Gojon, A. (2013) Nitrogen acquisition by roots: physiological and developmental mechanisms ensuring plant adaptation to fluctuation resource. *Plant and Soil* 370: 1–29. doi: 10.1007/s11104-013-1645-9.
- Nebbioso, A., Piccolo, A., 2012. Advances in humeomics: enhanced structural identification of humic molecules after size fractionation of a soil humic acid. *Anal. Chim. Acta* 720, 77–90, <http://dx.doi.org/10.1016/j.aca.2012.01.027>.
- 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.
- Peron, M.V. (1989). Listagem preliminar da flora fanerogâmica dos campos rupestres do Parque Estadual do Itacolomi-Ouro Preto/Mariana, MG. *Rodriguésia*, 41(67), 63-69.

- Phillips, J.M., Hayman, D.S. (1970) Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans Br Mycol Soc* 55:158–161
- Purahong, W., Krüger, D., Busco, F., Wubet, T. 2016. Correlations between the composition of modular fungal communities and litter decomposition-associated ecosystem functions. *Fungal Ecology* 22 106- 114.
- Rasmussen, H. N. (2002). Recent developments in the study of orchid mycorrhiza. *Plant and soil*, 244(1-2), 149-163.
- 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., Mardatin, N.F., Leifheit, E., Antunes, P.M. (2010): Mycelium of arbuscular mycorrhizal fungi increases soil water repellency and is sufficient to maintain water-stable soil aggregates. *Soil Biology & Biochemistry*, 42: 1189–1191
- Rodella, L. G. (1998). Cerrados de altitude e campos rupestres do Parque Estadual do Ibitipoca, sudeste de Minas Gerais: distribuição e florística por sub fisionomias da vegetação. *Revista do departamento de geografia*, 12, 163-189.
- Shefferson, R. P., Kull, T., & Tali, K. (2008). Mycorrhizal interactions of orchids colonizing Estonian mine tailings hills. *American Journal of Botany*, 95(2), 156-164.
- Scotti, M. R.; Santos, H. V. S. . 2017. Conceitos, modelos e procedimentos para recuperação de áreas degradadas: Unidades de Conservação em destaque. *MG BIOTA*,. 10: 4-16.
- Sietio, O., Tuomivirta, T., Santalahti, M., Kiheri, H., Timonen, S., Sun, H., Fritze, H., Heinonsalo, J. 2018. Ericoid plant species and *Pinus sylvestris* shape fungal communities in their roots and surrounding soil. *New Phytologist* 218: 738–751 doi: 10.1111/nph.15040
- Silveira, F. A., Negreiros, D., Barbosa, N. P., Buisson, E., Carmo, F. F., Carstensen, D. W., ..& Garcia, Q. S. (2016). Ecology and evolution of plant diversity in the endangered Campo Rupestre: a neglected conservation priority. *Plant and Soil*, 403(1-2), 129-152.
- Simard, S. W., Perry, D. A., Jones, M. D., Myrold, D. D., Durall, D. M., & Molina, R. (1997). Net transfer of carbon between ectomycorrhizal tree species in the field. *Nature*, 388(6642), 579.
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2010). *Mycorrhizal symbiosis*. Academic press.

Selosse, M. A., Richard, F., He, X., & Simard, S. W. (2006). Mycorrhizal networks: des liaisons dangereuses?. *Trends in Ecology & Evolution*, 21(11), 621-628.

Spier, C.A., Oliveira, S.M.B., 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 Res.* 152:170–206. <http://dx.doi.org/10.1016/j.precamres.2006.10.003>.

Taylor, D. L., & Bruns, T. D. (1997). Independent, specialized invasions of ectomycorrhizal mutualism by two nonphotosynthetic orchids. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 94(9), 4510-4515.

Toledo, J. M., & Schultze-Kraft, R. (1982). Metodologías para la evaluación agronómica de pastos tropicales. Manual para la evaluación agronómica: Red Internacional de evaluación de pastos tropicales. *CIAT. Cali. Colombia*.

Unkovich, M., Herridge, D. A. V. I. D., Peoples, M., Cadisch, G., Boddey, B., Giller, K., ... & Chalk, P. (2008). *Measuring plant-associated nitrogen fixation in agricultural systems*. Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR). Viana, P. L., & Lombardi, J. A. (2007). Florística e caracterização dos campos rupestres sobre canga na Serra da Calçada, Minas Gerais, Brasil. *Rodriguésia*, 159-177.

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.

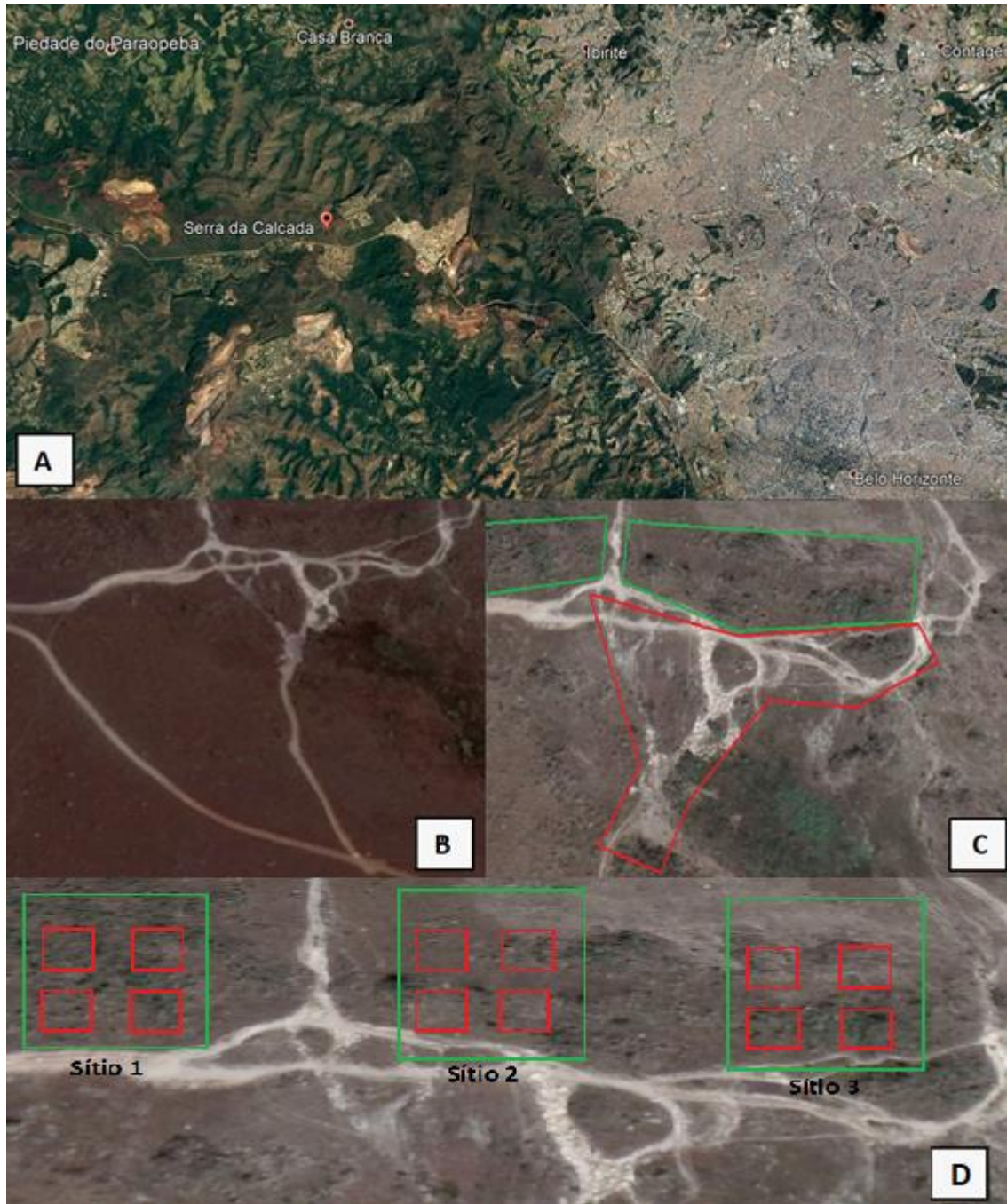
Viana, P. L., & Lombardi, J. A. (2007). Florística e caracterização dos campos rupestres sobre canga na Serra da Calçada, Minas Gerais, Brasil. *Rodriguésia*, 159-177.

Vincent, R.C., Meguro, M.M. (2008) Influence of soil properties on the abundance of plants species in ferruginous rocky soils vegetation, southeastern Brazil. *Revista Brasil Bot* 3:377–388

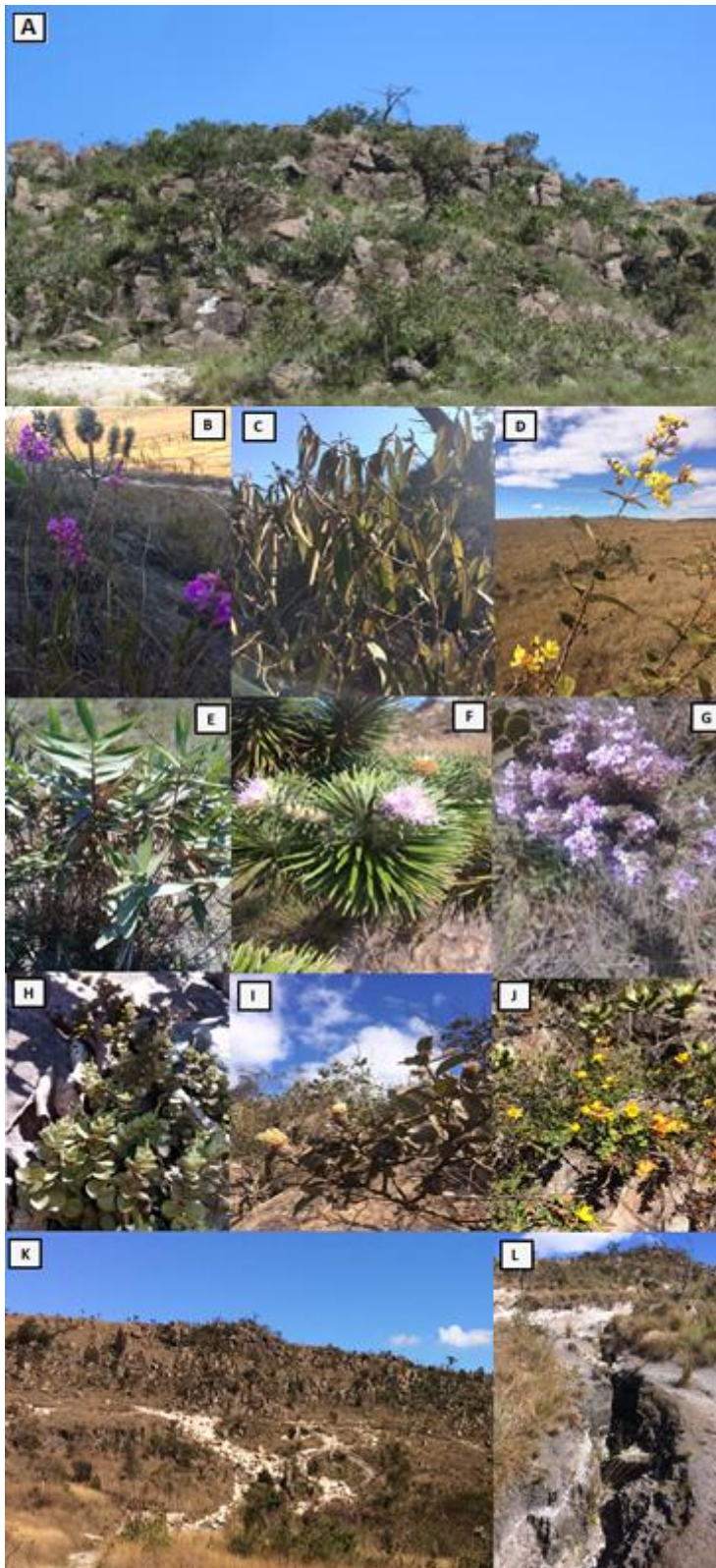
Wanek, W., & Arndt, S. K. (2002). Difference in  $\delta^{15}\text{N}$  signatures between nodulated roots and shoots of soybean is indicative of the contribution of symbiotic  $\text{N}_2$  fixation to plant N. *Journal of Experimental Botany*, 53(371), 1109-1118.

Xu, G.H., Fan, X.R., Miller, A.J. (2012) Plant nitrogen assimilation and use efficiency. *Annu Rev Plant Biol* 63: 153–182. doi: 10.1146/annurev-arplant-042811-105532.

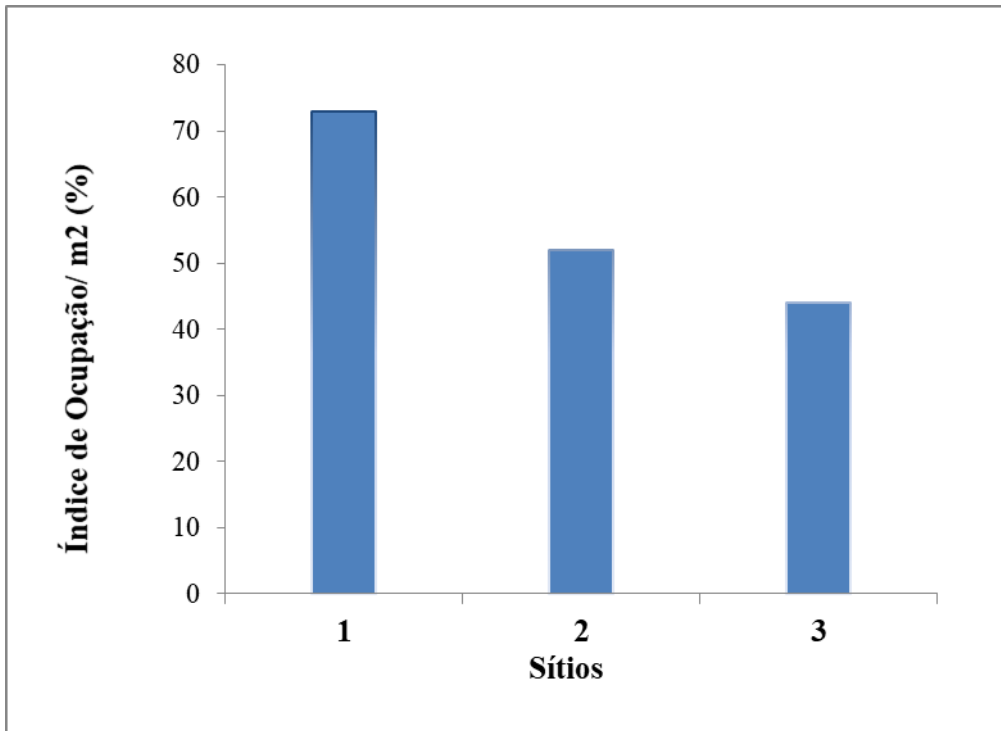
Yukawa, T., Ogura-Tsujita, Y., Shefferson, R. P., & Yokoyama, J. (2009). Mycorrhizal diversity in *Apostasia* (Orchidaceae) indicates the origin and evolution of orchid mycorrhiza. *American Journal of Botany*, 96(11), 1997-2009.



**Figura 1** – Localização da área de estudo. (A) Foto de satélite da localização da Serra da Calçada; (B) Foto de satélite com foco na área de estudo e área impactada; (C) Área de estudo (em verde) e área impactada (em vermelho); (D) Esquema dos sítios (em verde) e parcelas (em vermelho). (imagens obtidas pelo programa Google Earth Pro v 7.3.2)

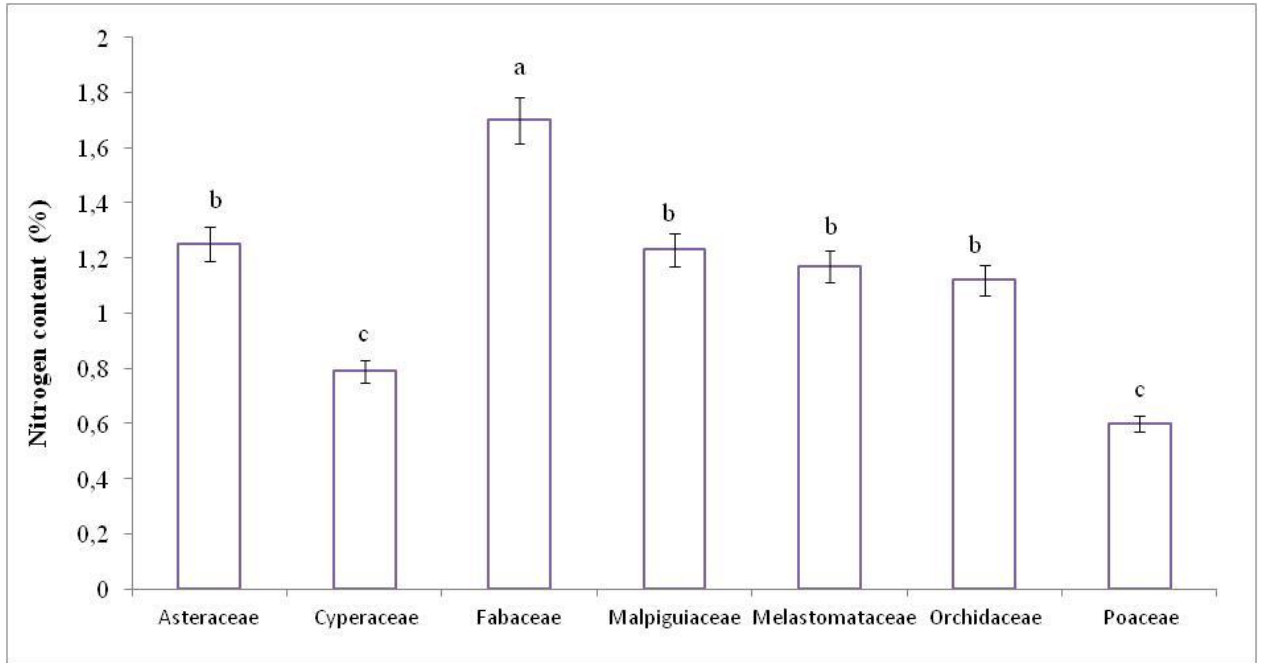


**Figura 2:** Registro da vegetação dominante na área de estudo. (A) Visão geral da área de estudo de Campo Rupestre quartzítico; (B) *Epidendrum campestre*; (C) *Miconia pepericarpa*; (D) *Peixotoa tomentosa*; (E) *Aulonemia effusa*; (F) *Lichynophora vilosissima*; (G) *Lippia rotundifolia*; (H) *Peperomia decora*; (I) *Dasyphyllum vellutinum*; (J) *Chamaecrista mucronata*; (K) Área de estudo (acima) e área impactada (abaixo); (L) Área erodida pela presença de jipes e motocross.

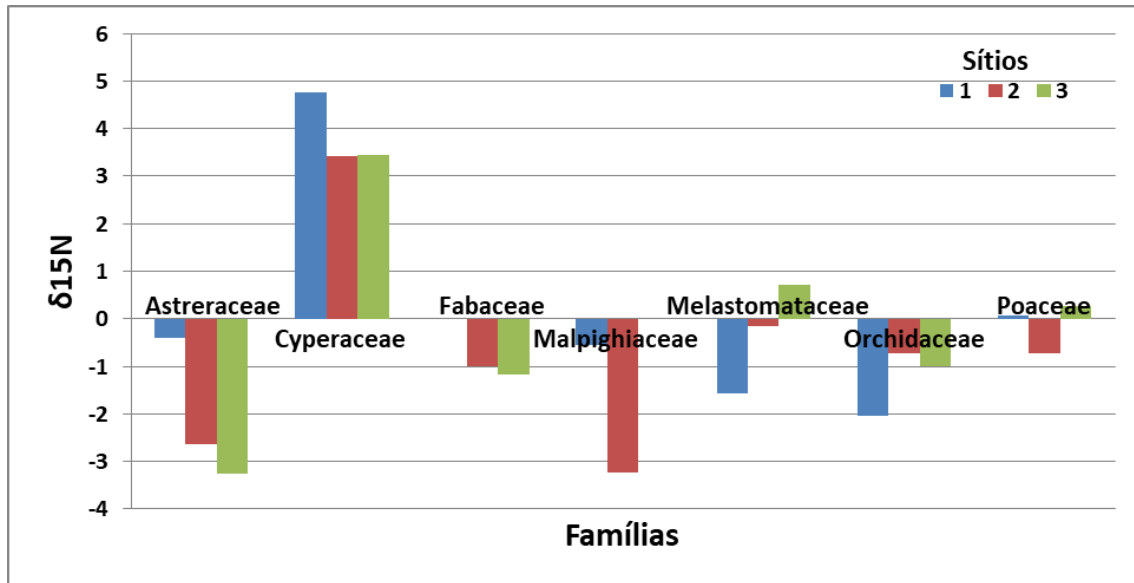


**Figura 3:** Índice de ocupação (%) das espécies da família Poaceae na área estudada.

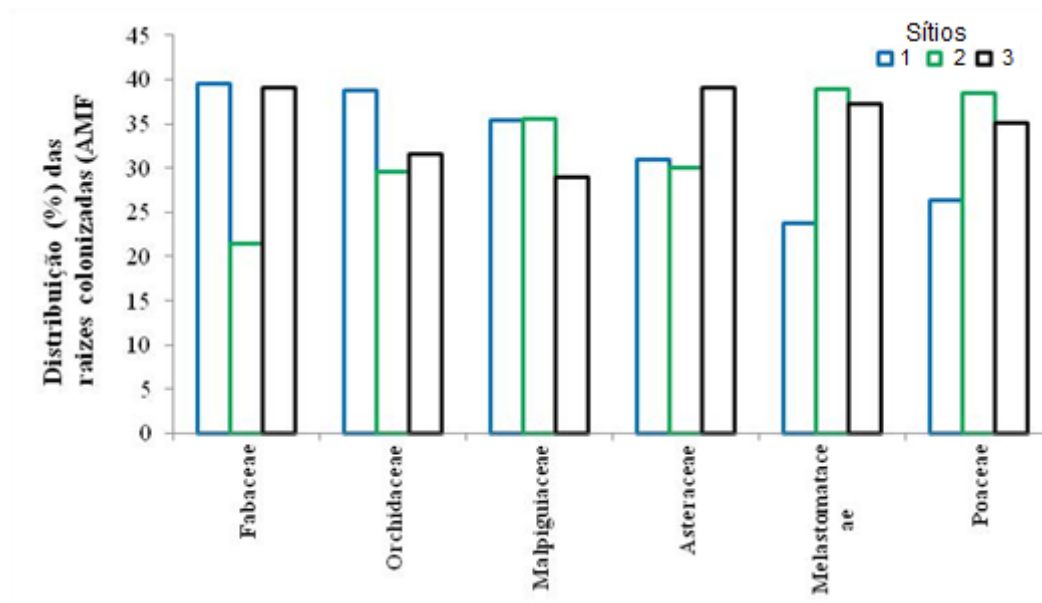




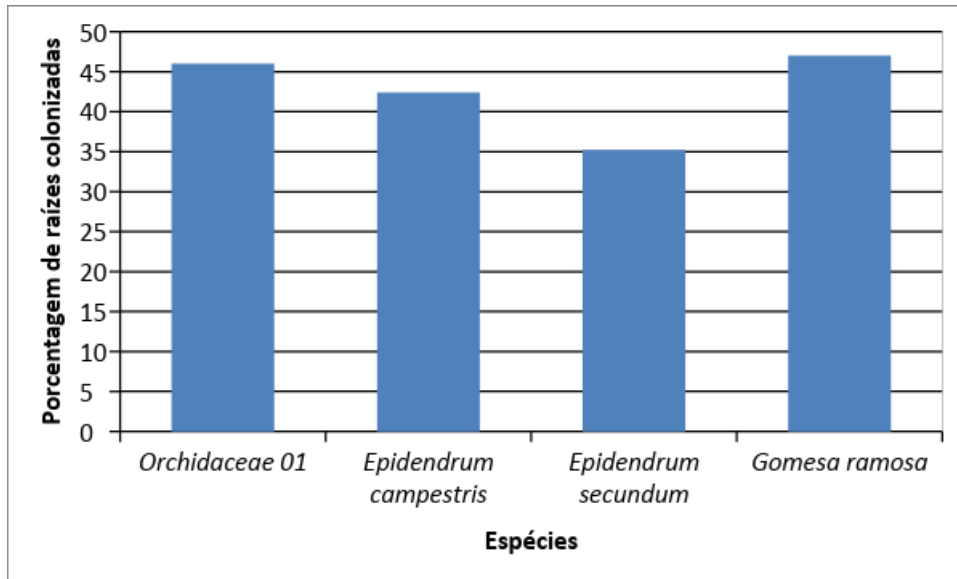
**Figura 4:** Conteúdo de nitrogênio foliar registrado nas famílias dominantes na área. Médias seguidas com a mesma letra não diferem significativamente segundo teste Tuckey ( $p < 5\%$ ).



**Figura 5:** Valores de  $\delta^{15}\text{N}$  das folhas de cada família, por sítio.



**Figura 6:** Porcentagem de raízes de cada família colonizadas por fungos micorrízicos.



**Figura 7:** Porcentagem de raízes colonizadas por fungos micorrízicos para cada espécie de Orchidaceae.

**Tabela 1:** Número de indivíduos coletados de espécies e famílias por quadrante em cada sítio, além do valor total dos três sítios.

| Famílias                           | Sítios |   |   |   |       |   |   |   |   |       |   |   |   |   |       |       |
|------------------------------------|--------|---|---|---|-------|---|---|---|---|-------|---|---|---|---|-------|-------|
|                                    | 1      |   |   |   |       | 2 |   |   |   |       | 3 |   |   |   |       | 1+2+3 |
|                                    | 1      | 2 | 3 | 4 | Total | 1 | 2 | 3 | 4 | Total | 1 | 2 | 3 | 4 | Total | Total |
| Acanthaceae                        | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 1 | 0 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| <i>Ruellia vilosa</i>              | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 1 | 0 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| Anemiaceae                         | 0      | 0 | 1 | 1 | 2     | 0 | 0 | 1 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 3     |
| <i>Anemia raddiana</i>             | 0      | 0 | 1 | 1 | 2     | 0 | 0 | 1 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 3     |
| Apiaceae                           | 0      | 1 | 0 | 0 | 1     | 1 | 0 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 2     |
| <i>Eryngium eurycephalum</i>       | 0      | 1 | 0 | 0 | 1     | 1 | 0 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 2     |
| Aquifoliaceae                      | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 1 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| <i>Ilex nummularia</i>             | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 1 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| Araliaceae                         | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 1 | 0 | 1     | 1     |
| <i>Schefflera vinosa</i>           | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 1 | 0 | 1     | 1     |
| Asteraceae                         | 3      | 2 | 2 | 2 | 9     | 1 | 2 | 2 | 3 | 8     | 1 | 1 | 0 | 0 | 2     | 19    |
| <i>Achyrocline satureoides</i>     | 1      | 0 | 1 | 0 | 2     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 2     |
| <i>Ageratum fastigiatum</i>        | 0      | 0 | 1 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| <i>Aspilia subpetiolata</i>        | 0      | 0 | 0 | 1 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| <i>Chromolaena multiflosculosa</i> | 0      | 1 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| <i>Chromolaena sp.</i>             | 0      | 1 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| <i>Dasyphyllum vellutinum</i>      | 1      | 0 | 0 | 1 | 2     | 0 | 0 | 1 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 3     |
| <i>Eremanthus incanus</i>          | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 1 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| <i>Mikania sessilifolia</i>        | 1      | 0 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| Asteraceae 01                      | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 1 | 0 | 0 | 1     | 1     |
| Asteraceae 02                      | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 1 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| Asteraceae 03                      | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 1 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| Asteraceae 04                      | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 1 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| Asteraceae 05                      | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 1 | 0 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| Asteraceae 06                      | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 1 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| Asteraceae 07                      | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1 | 0 | 0 | 0 | 1     | 1     |
| Asteraceae 08                      | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 1 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| Bromeliaceae                       | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 1 | 0 | 0 | 1     | 1     |
| <i>Dyckia sp.</i>                  | 0      | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 1 | 0 | 0 | 1     | 1     |
| Campanulaceae                      | 0      | 1 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| <i>Siphocampylus nitidus</i>       | 0      | 1 | 0 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| Cyperaceae                         | 1      | 0 | 2 | 1 | 4     | 0 | 0 | 1 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 5     |
| <i>Bulbostylis paradoxa</i>        | 0      | 0 | 1 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |
| <i>Lagenocarpus rigidus</i>        | 1      | 0 | 1 | 1 | 3     | 0 | 0 | 1 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 4     |
| Eriocaulaceae                      | 0      | 0 | 1 | 0 | 1     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0     | 1     |

|                                |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |    |
|--------------------------------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|----|
| <i>Paepalanthus sp.</i>        | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| Fabaceae                       | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 3  |
| <i>Chamaecrista mucronata</i>  | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 3  |
| Iridaceae                      | 1 | 2 | 0 | 0 | 3 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 4  |
| <i>Sisyrinchium vaginatum</i>  | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Trimezia rupestres</i>      | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Iridaceae 01</i>            | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Iridaceae 02</i>            | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| Lamiaceae                      | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3  |
| <i>Hyptis rotundifolia</i>     | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3  |
| Malpighiaceae                  | 1 | 0 | 0 | 1 | 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3  |
| <i>Peixotoa tomentosa</i>      | 1 | 0 | 0 | 1 | 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3  |
| Melastomataceae                | 2 | 1 | 3 | 1 | 7 | 2 | 0 | 1 | 0 | 3 | 2 | 0 | 0 | 0 | 12 |
| <i>Leandra regnelii</i>        | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Leandra sp.</i>             | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Marctia taxifolia</i>       | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Miconia ligustroides</i>    | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Miconia pepericarpa</i>     | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Microlicia glandulifera</i> | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Pleroma frigidum</i>        | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Trembleya laniflora</i>     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Melastomataceae 01</i>      | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Melastomataceae 02</i>      | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Melastomataceae 03</i>      | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Melastomataceae 04</i>      | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| Myrtaceae                      | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 2 | 4  |
| <i>Eugenia bimarginata</i>     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Myrcia mutabilis</i>        | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1  |
| <i>Myrcia obovata</i>          | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1  |
| <i>Myrcia splendens</i>        | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1  |
| Nyctaginaceae                  | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Guapira opposita</i>        | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1  |
| Ochnaceae                      | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Ouratea floribunda</i>      | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| Orchidaceae                    | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 2 | 2 | 1 | 0 | 1 | 0 | 5  |
| <i>Epidendrum campestre</i>    | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 2  |
| <i>Epidendrum secundum</i>     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 2  |
| <i>Gomesa ramosa</i>           | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| Piperaceae                     | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |
| <i>Peperomia decora</i>        | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  |

|                              |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |   |
|------------------------------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Poaceae                      | 1 | 1 | 0 | 2 | 4 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 5 |
| <i>Aulonemia effusa</i>      | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| <i>Axonopus pressus</i>      | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| <i>Panicum sp.</i>           | 1 | 0 | 0 | 1 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 |
| <i>Paspalum seculare</i>     | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| Polygalaceae                 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| <i>Polygala rigida</i>       | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| Primulaceae                  | 2 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 3 |
| <i>Myrsine coriacea</i>      | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| <i>Myrsine emarginella</i>   | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| <i>Myrsine guianensis</i>    | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 |
| Proteaceae                   | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 |
| <i>Roupala montana</i>       | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 |
| Rubiaceae                    | 0 | 1 | 1 | 2 | 4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 4 |
| <i>Borreria capitata</i>     | 0 | 1 | 1 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 |
| <i>Cordia concolor</i>       | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| <i>Psychotria velloziana</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| Smilacaceae                  | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 |
| <i>Smilax oblongifolia</i>   | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 |
| Velloziaceae                 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 |
| Velloziaceae 01              | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 |
| Verbenaceae                  | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 2 |
| <i>Lantana lundiana</i>      | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 |
| <i>Lippia rotundifolia</i>   | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| Vochysiaceae                 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |
| <i>Vochysia thyrsoidea</i>   | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 |

**Tabela 2:** Análise comparativa da ocorrência, abundância e riqueza das famílias com, por sítio. Valores significativos marcados em negrito. Valores calculados pelo teste de Tukey ( $p < 5\%$ ).

| Famílias        | Ocorrência |     |     |             | Abundância |     |   |              | Riqueza |     |   |              |
|-----------------|------------|-----|-----|-------------|------------|-----|---|--------------|---------|-----|---|--------------|
|                 | Sítios     |     |     |             | Sítios     |     |   |              | Sítios  |     |   |              |
|                 | 1          | 2   | 3   | Valor de p  | 1          | 2   | 3 | Valor de p   | 1       | 2   | 3 | Valor de p   |
| Acanthaceae     | 0,4        | 0,4 | 0,2 | 0,755       | 1          | 1,3 | 1 | 0,849        | 0,5     | 0,5 | 1 | 1            |
| Anemiaceae      | 0,6        | 0,2 | 0,2 | 0,326       | 1          | 0,3 | 0 | 0,219        | 0,8     | 0,3 | 0 | 0,3          |
| Apiaceae        | 0,2        | 0,2 | 0   | 0,583       | 3          | 0,3 | 0 | 0,57         | 0,3     | 0,3 | 0 | 0,3          |
| Aquifoliaceae   | 0          | 0,2 | 0   | 0,367       | 0          | 0   | 0 | 0,367        | 0       | 0,3 | 0 | 0,367        |
| Araliaceae      | 0          | 0   | 0,2 | 0,367       | 0          | 0   | 1 | 0,367        | 0       | 0   | 0 | 0,367        |
| Asteraceae      | 0,8        | 0,8 | 0,6 | 0,727       | 5          | 5,5 | 4 | 0,62         | 3       | 3,3 | 1 | <b>0,009</b> |
| Bromeliaceae    | 0          | 0   | 0,2 | 0,367       | 0          | 0   | 1 | 0,367        | 0       | 0   | 0 | 0,367        |
| Campanulaceae   | 0,2        | 0   | 0   | 0,367       | 0          | 0   | 0 | 0,367        | 0,3     | 0   | 0 | 0,367        |
| Cyperaceae      | 0,8        | 1   | 0,5 | 0,294       | -          | -   | - | -            | 1,8     | 1,8 | 1 | 0,85         |
| Eriocaulaceae   | 0,4        | 0   | 0   | 0,116       | 1          | 0   | 0 | 0,112        | 0,5     | 0   | 0 | 0,11         |
| Fabaceae        | 0,2        | 0,2 | 0,6 | 0,326       | 0          | 0,5 | 1 | 0,532        | 0,3     | 0,3 | 1 | 0,7          |
| Iridaceae       | 0,4        | 0,6 | 0,2 | 0,459       | 2          | 1   | 0 | 0,318        | 0,8     | 1   | 0 | 0,42         |
| Lamiaceae       | 0,6        | 0,4 | 0,2 | 0,459       | 1          | 1   | 0 | 0,491        | 0,8     | 0,5 | 0 | 0,44         |
| Malpighiaceae   | 0,8        | 0,4 | 0,6 | 0,459       | 2          | 0,8 | 1 | 0,319        | 1       | 0,5 | 1 | 0,294        |
| Melastomataceae | 0,8        | 0,4 | 0,2 | 0,178       | 2          | 1,3 | 1 | 0,246        | 2       | 1   | 1 | 0,2          |
| Myrtaceae       | 0          | 0,2 | 0,4 | 0,311       | 0          | 0   | 1 | 0,112        | 0       | 0,3 | 1 | 0,27         |
| Nyctaginaceae   | 0          | 0   | 0,2 | 0,367       | 0          | 0   | 1 | 0,367        | 0       | 0   | 0 | 0,367        |
| Ochnaceae       | 0          | 0,2 | 0   | 0,367       | 0          | 0,3 | 0 | 0,367        | 0       | 0,3 | 0 | 0,367        |
| Orchidaceae     | 0          | 0,4 | 0,4 | 0,28        | 0          | 0,8 | 1 | 0,554        | 0,3     | 0,8 | 1 | 0,6          |
| Piperaceae      | 0          | 0,2 | 0   | 0,367       | 0          | 0,3 | 0 | 0,367        | 0       | 0,3 | 0 | 0,367        |
| Poaceae         | 1          | 1   | 1   |             | -          | -   | - | -            | 6,5     | 5   | 5 | 0,3          |
| Polygalaceae    | 0,4        | 0,4 | 0   | 0,28        | 1          | 0,8 | 0 | 0,267        | 0,5     | 0,5 | 0 | 0,252        |
| Primulaceae     | 0,2        | 0   | 0,2 | 0,583       | 1          | 0   | 0 | 0,573        | 0       | 0   | 0 | 0,367        |
| Proteaceae      | 0          | 0   | 0,2 | 0,367       | 0          | 0   | 0 | 0,367        | 0       | 0   | 0 | 0,367        |
| Rubiaceae       | 0,6        | 0   | 0   | <b>0,03</b> | 2          | 0   | 0 | <b>0,027</b> | 1       | 0   | 0 | 0,027        |
| Smilacaceae     | 0,4        | 0,2 | 0,2 | 0,727       | 1          | 0,3 | 1 | 0,699        | 0,5     | 0,3 | 0 | 0,709        |
| Velloziaceae    | 0          | 0   | 0,2 | 0,367       | 0          | 0   | 0 | 0,367        | 0       | 0   | 0 | 0,25         |
| Verbenaceae     | 0,2        | 0,2 | 0   | 0,583       | 1          | 0,5 | 0 | 0,576        | 0,3     | 0,3 | 0 | 0,576        |
| Vochysiaceae    | 0          | 0,4 | 0   | 0,116       | 0          | 0,5 | 0 | 0,11         | 0       | 0,3 | 0 | 0,367        |



**Tabela 3:** Densidade de famílias, espécies e indivíduos em cada sítio estudado.

|                               | Sítios |     |     |
|-------------------------------|--------|-----|-----|
|                               | 1      | 2   | 3   |
| Famílias                      | 15     | 15  | 10  |
| Famílias por m <sup>2</sup>   | 3      | 3   | 2   |
| Espécies                      | 38     | 21  | 15  |
| Espécies por m <sup>2</sup>   | 7,6    | 4,2 | 3   |
| Indivíduos                    | 65     | 32  | 32  |
| Indivíduos por m <sup>2</sup> | 13     | 6,4 | 6,4 |

**Tabela 4:** Lista de espécies da família Poaceae, em cada sítio, dominantes na área de estudo.

| Espécies de Poaceae   | Sítios |   |   |
|---|--------|---|---|
|   | 1      | 2 | 3 |
| <i>Apochloa euprepes</i> (Renvoize) Zuloaga & Morrone                 |        | X |   |
| <i>Aulonemia effusa</i> cf (Hack.) McClure                            |        |   | X |
| <i>Axonopus pellitus</i> (Nees ex Trin.) Hitchc. & Chase              |        | X | X |
| <i>Axonopus pressus</i> cf (Nesse ex Steud.) Parodi                   | X      |   | X |
| <i>Dichanthelium heliophilum</i> (Chase ex Zuloaga & Morrone) Zuloaga | X      | X | X |
| <i>Digitaria corynotricha</i> (Hack.) Henrard                         |        |   |   |
| <i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase                              | X      | X | X |
| <i>Mesosetum ferrugineum</i> (Trin.) Chase                            |        | X |   |
| <i>Paspalum polyphyllum</i> Nees ex Trin.                             | X      | X |   |
| <i>Schizachyrium sanguineum</i> (Retz.) Alston                        | X      | X |   |
| <i>Schizachyrium tenerum</i> Nees                                     | X      |   |   |
| <i>Sporobolus aeneus</i> (Trin.) Kunth var. <i>Aeneus</i>             | X      | X |   |
| <i>Trachypogon spicatus</i> (L. f.) Kuntze                            | X      | X | X |
| <i>Tristachya leiostachya</i> Nees                                    |        |   |   |

**Tabela 5:** Resultados da análise física do solo, com valores comparativos entre os sítios. Valores de p significativos em negrito. Valores calculados pelo teste de Tukey ( $p < 5\%$ ).

| Variáveis                      | Sítio |       |       |                  | Valor de p para comparação entre pares |                  |              |
|--------------------------------|-------|-------|-------|------------------|--|------------------|--------------|
|                                | 1     | 2     | 3     | Valor de p       | 1 vs 2                                 | 1 vs 3           | 2 vs 3       |
| Argila (%)                     | 4,65  | 4,29  | 2,5   | <b>0,001</b>     | 1                                      | <b>0,002</b>     | <b>0,008</b> |
| Silte (%)                      | 12,77 | 13,65 | 18,24 | <b>&lt;0,001</b> | 1                                      | <b>&lt;0,001</b> | <b>0,001</b> |
| Areia (%)                      | 82,11 | 81,67 | 79,35 | 0,05             | 1                                      | 0,066            | 0,14         |
| Densidade (g/cm <sup>3</sup> ) | 1,2   | 1,07  | 1,03  | <b>0,019</b>     | 0,069                                  | <b>0,026</b>     | 1            |
| Conteúdo de água (%)           | 9,92  | 12,72 | 9,12  | <b>0,005</b>     | <b>0,024</b>                           | 0,667            | <b>0,024</b> |

**Tabela 6:** Resultados da análise química do solo, com valores comparativos entre os sítios. Valores de p significativos em negrito. Valores calculados pelo teste de Tukey ( $p < 5\%$ ). Variáveis em itálico foram analisadas utilizando teste não paramétrico de Kruskal-Wallis ( $p < 0,5\%$ ).

| Variáveis  | Sítios       |              |              |                  | Valor de p para comparação entre pares |                  |              |
|--|--------------|--------------|--------------|------------------|--|------------------|--------------|
|  | 1            | 2            | 3            | Valor de p       | 1 vs 2                                 | 1 vs 3           | 2 s 3        |
| pH   | 4,64         | 4,74         | 4,84         | <b>0,024</b>     | 0,401                                  | <b>0,022</b>     | 0,401        |
| Capacidade de troca catiônica (cmolc/dm <sup>3</sup> ) | 2,3          | 2,36         | 4            | <b>0,001</b>     | 1                                      | <b>0,004</b>     | <b>0,005</b> |
| Matéria orgânica (%)                                   | 2,71         | 3,62         | 4,12         | <b>&lt;0,001</b> | <b>0,004</b>                           | <b>&lt;0,001</b> | 0,126        |
| P* (mg/kg)   | 6,58         | 6,9          | 7,2          | 0,854            | -                                      | -                | -            |
| K* (mg/kg)   | 41,92        | 49,4         | 45,2         | 0,577            | -                                      | -                | -            |
| <i>Ca*</i> (mg/kg)                                     | <i>106,6</i> | <i>126,4</i> | 228          | <b>0,013</b>     | 0,929                                  | <b>0,048</b>     | <b>0,048</b> |
| Mg* (mg/kg)  | 20,2         | 22,2         | 35,2         | <b>0,005</b>     | 1                                      | <b>0,007</b>     | <b>0,019</b> |
| Na* (mg/kg)  | 23           | 22,8         | 22,8         | 0,934            | -                                      | -                | -            |
| S* (mg/Kg)   | 8,66         | 8,33         | 6,33         | 0,339            | -                                      | -                | -            |
| Mn* (mg/kg)  | 11           | 21,33        | 19,33        | 0,336            | -                                      | -                | -            |
| H** (%)  | 50,8         | 48,8         | 48,2         | <b>0,02</b>      | 0,096                                  | <b>0,025</b>     | 1            |
| Fe* (mg/kg)  | 140          | 176,66       | 189          | 0,097            | -                                      | -                | -            |
| Outras bases** (%)                                     | 7,98         | 7,76         | 7,74         | 0,058            | -                                      | -                | -            |
| Zn* (mg/kg)  | 0,92         | 1,82         | 2,21         | <b>0,036</b>     | 0,168                                  | <b>0,045</b>     | 1            |
| Al* (mg/kg)  | 644,66       | 549,33       | 477          | <b>0,002</b>     | <b>0,033</b>                           | <b>0,002</b>     | 0,101        |
| Saturação de bases (V%)                                | 11,4         | 12,66        | 11           | 0,489            | -                                      | -                | -            |
| Saturação de Al (m%)                                   | 64,8         | 58           | 59,66        | 0,178            | -                                      | -                | -            |
| <i>NO3-</i> (mg/kg)                                    | <i>0,69</i>  | <i>1,73</i>  | <i>1,2</i>   | <b>0,015</b>     | <b>0,036</b>                           | 0,178            | 0,88         |
| <i>NH4-</i> (mg/kg)                                    | <i>10,2</i>  | <i>12,64</i> | <i>10,02</i> | 0,968            | -                                      | -                | -            |

**Tabela 7:** Comparação entre famílias em relação ao conteúdo de água presente nas folhas. Valores de p significativos em negrito. Valores calculados pelo teste de Tukey ( $p < 5\%$ ).

| Famílias                         | U    | Valor de p       |
|----------------------------------|------|------------------|
| Asteraceae vs Cyperaceae         | 150  | <b>&lt;0,001</b> |
| Asteraceae vs Fabaceae           | 150  | <b>&lt;0,001</b> |
| Asteraceae vs Malpighiaceae      | 223  | <b>&lt;0,001</b> |
| Asteraceae vs Melastomataceae    | 128  | 0,539            |
| Asteraceae vs Orchidaceae        | 57   | <b>0,02</b>      |
| Asteraceae vs Poaceae            | 220  | <b>&lt;0,001</b> |
| Cyperaceae vs Fabaceae           | 85,5 | <b>0,008</b>     |
| Cyperaceae vs Malpighiaceae      | 20   | <b>0,001</b>     |
| Cyperaceae vs Melastomataceae    | 3    | <b>&lt;0,001</b> |
| Cyperaceae vs Orchidaceae        | 0    | <b>&lt;0,001</b> |
| Cyperaceae vs Poaceae            | 19   | <b>0,001</b>     |
| Fabaceae vs Malpighiaceae        | 6    | <b>&lt;0,001</b> |
| Fabaceae vs Melastomataceae      | 0    | <b>&lt;0,001</b> |
| Fabaceae vs Orchidaceae          | 0    | <b>&lt;0,001</b> |
| Fabaceae vs Poaceae              | 2    | <b>&lt;0,001</b> |
| Malpighiaceae vs Melastomataceae | 18   | <b>&lt;0,001</b> |
| Malpighiaceae vs Orchidaceae     | 0    | <b>&lt;0,001</b> |
| Malpighiaceae vs Poaceae         | 72   | 0,097            |
| Melastomataceae vs Orchidaceae   | 54   | <b>0,014</b>     |
| Melastomataceae vs Poaceae       | 187  | <b>0,001</b>     |
| Orchidaceae vs Poaceae           | 223  | <b>&lt;0,001</b> |

**Tabela 8:** Avaliação comparativa do conteúdo foliar de água de espécies de acordo com sítios. Valores de p significativos em negrito. Valores calculados pelo teste de Tukey ( $p < 5\%$ ). Variáveis em itálico foram analisadas utilizando teste não paramétrico de Kruskal-Wallis ( $p < 5\%$ ).

| Famílias             | Sítios       |              |              |              | Valor de p para comparação entre pares |              |              |
|----------------------|--------------|--------------|--------------|--------------|--|--------------|--------------|
|                      | 1            | 2            | 3            | Valor de p   | 1 vs 2                                 | 1 vs 3       | 2 vs 3       |
| Asteraceae           | 55,12        | 50,26        | 53,58        | 0,266        | -                                      | -            | -            |
| <i>Cyperaceae</i>    | <i>20,4</i>  | -            | <i>19,96</i> | <i>0,916</i> | -                                      | -            | -            |
| Fabaceae             | -            | 11,81        | 8,03         | 0,406        | -                                      | -            | -            |
| <i>Malpighiaceae</i> | <i>25,35</i> | <i>38,26</i> | <i>22,33</i> | <b>0,009</b> | <b>0,048</b>                           | <i>0,929</i> | <b>0,024</b> |
| Melastomataceae      | 47,3         | 41,31        | 56,3         | 0,118        | -                                      | -            | -            |
| Orchidaceae          | 52,57        | 66,65        | 64,54        | 0,078        | -                                      | -            | -            |
| Poaceae              | 26,78        | 40,38        | 35,77        | <b>0,038</b> | <b>0,04</b>                            | 0,24         | 1            |