

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

THAÍS SOTO BONI

**VEGETAÇÃO ESPONTÂNEA E ATIVIDADE MICROBIOLÓGICA
COMO INDICADORES DA RECUPERAÇÃO DE UMA ÁREA
DEGRADADA NO CERRADO**

Ilha Solteira

2017

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

THAÍS SOTO BONI

**VEGETAÇÃO ESPONTÂNEA E ATIVIDADE MICROBIOLÓGICA
COMO INDICADORES DA RECUPERAÇÃO DE UMA ÁREA
DEGRADADA NO CERRADO**

Dissertação apresentada à Faculdade de Engenharia - UNESP – Campus de Ilha Solteira, para obtenção do título de Mestre em Agronomia. Especialidade: Sistemas de Produção.

Profa. Dra. Kátia Luciene Maltoni

Orientadora:

FICHA CATALOGRÁFICA

Desenvolvido pelo Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação

B715v Boni, Thaís Soto.
Vegetação espontânea e atividade microbiológica como indicadores da recuperação de uma área degradada no cerrado / Thaís Soto Boni. -- Ilha Solteira: [s.n.], 2017
107 f. : il.

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista. Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira. Especialidade: Sistemas de Produção, 2017

Orientador: Kátia Luciene Maltoni
Inclui bibliografia

1. Revegetação. 2. Uso de resíduos. 3. Atributos microbiológicos. 4. Florística. 5. Indicadores de recuperação.


CERTIFICADO DE APROVAÇÃO


TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: VEGETAÇÃO ESPONTÂNEA E ATIVIDADE MICROBIOLÓGICA
COMO INDICADORES DA RECUPERAÇÃO DE UMA ÁREA
DEGRADADA NO CERRADO


AUTORA: THAÍS SOTO BONI

ORIENTADORA: KATIA LUCIENE MALTONI

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Mestra em AGRONOMIA,
especialidade: SISTEMAS DE PRODUÇÃO pela Comissão Examinadora:


Profa. Dra. KATIA LUCIENE MALTONI
Departamento de Fitossanidade, Engenharia Rural e Solos / Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira


Profa. Dr. LUCIOLA SANTOS LANNES
Departamento de Biologia e Zootecnia / Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira


Prof. Dr. IRAÊ AMARAL GUERRINI
Departamento de Solos e Recursos Ambientais / Faculdade de Ciências Agronômicas de Botucatu

Ilha Solteira, 17 de fevereiro de 2017

DEDICO

Dedico esse trabalho a todos aqueles que amam o Cerrado, lutam e trabalham para a sua recuperação e conservação.

AGRADEÇO...

À Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira e ao Programa de Pós-graduação em Agronomia, pela estrutura, professores e funcionários.

À toda a minha família, pelo excepcional apoio e incentivo que foram fundamentais para mais essa conquista.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa concedida.

À minha querida orientadora, Prof^ª. Dr^ª. Kátia Luciene Maltoni – minha mãe acadêmica, pelo direcionamento, apoio e acolhimento desde o início da graduação.

À Prof^ª. Dr^ª. Maria José Neto, pela grande ajuda na identificação das espécies vegetais espontâneas.

À Prof^ª. Dr^ª. Ana Maria Rodrigues Cassiolato, pelo auxílio em todas as horas de dúvida quanto às queridas análises microbiológicas.

Ao técnico José Antonio Agustini, pela importante ajuda em campo.

Ao técnico e amigo Diego Gonçalves Feitosa, pela incondicional ajuda, apoio e amizade.

À amiga Adriana Avelino Santos, que acompanhou de perto meus dias no laboratório, tanto me ajudou nas análises microbiológicas e me incentivou quando eu mais precisava.

À amiga Kellian Kenji G. da S. Mizobata, que compartilhou comigo o desafio da recuperação e monitoramento da área experimental desde a graduação.

Ao meu namorado, José Daniel Soler Garves, pelo apoio, companheirismo e compreensão.

À todas as pessoas que tornaram este trabalho possível e que de alguma forma contribuíram para o meu crescimento e aprendizagem.

*“Não existe esta coisa de homem feito por si mesmo. Somos formados por milhares de outros.
Cada pessoa que alguma vez tenha feito um gesto bom por nós, ou dito uma palavra de
encorajamento para nós, entrou na formação do nosso caráter e nossos pensamentos, tanto
quanto do nosso sucesso.”*

George Matthew Adams

“A única forma de alcançar o impossível é pensar que é possível”

Alice no País das Maravilhas

RESUMO

Para recuperação de áreas de solo degradado, com exposição do subsolo, tem-se adotado a revegetação, para introdução de matéria orgânica, formação de serapilheira e recuperação da comunidade microbiana do solo. Esta, por meio das relações complexas que estabelece com o solo e as raízes das plantas contribuirão melhorando as condições edáficas, comprometidas pela degradação. As comunidades microbianas são influenciadas por variações na temperatura, umidade e atmosfera do solo, bem como pelas reduções da cobertura vegetal, disponibilidade de nutrientes, estabilidade estrutural do solo, entre outros fatores, que podem ser modificados pelo uso e degradação do mesmo. Este trabalho objetivou avaliar a recuperação do subsolo exposto, em área degradada no Cerrado, por meio do recobrimento da superfície, do levantamento da vegetação espontânea, das condições de fertilidade do solo e da atividade microbiológica. A técnica de revegetação adotada para recuperação constou de mecanização/escarificação da área (0,40 m de profundidade), incorporação de resíduos orgânico - RO (macrófitas aquáticas) nas doses 0, 16, e 32 Mg ha⁻¹ e agroindustrial - RA (cinza), nas doses 0, 15, 30 e 45 Mg ha⁻¹, como condicionantes do subsolo, e reintrodução da vegetação, com plantio de mudas de 10 diferentes espécies arbóreas nativas do Cerrado (espaçamento 4,0 x 5,0 m). Transcorridos 4 e 5 anos da intervenção, avaliou-se o desempenho da técnica proposta. A avaliação do recobrimento da superfície foi realizada por análise de imagens obtidas com câmera fixada paralelamente à superfície e sempre à mesma altura (1,6 m). O levantamento da vegetação espontânea, em março de 2013, foi realizado na forma de censo, identificação completa (100 %) dos indivíduos presentes na área experimental - AE. Em março de 2015 as avaliações da vegetação espontânea, e do solo, foram realizadas em todas as 36 parcelas (20 x 30 m) da AE, e a identificação das espécies foi realizada em sub-parcelas de 5 x 5 m (estrato herbáceo - gramíneas, ervas e trepadeiras), e o estrato arbustivo-arbóreo foi avaliado na parcela toda (20 x 30 m). Análises de fertilidade e microbiológicas (respiração basal (C-CO₂ liberado); carbono da biomassa microbiana (CBM); determinação dos quocientes metabólico (*q*CO₂) e microbiano (*q*Mic) e da estrutura das comunidades de fungos e bactérias) foram conduzidas. O processo de recuperação estabelecido aumentou a biomassa das gramíneas e o recobrimento vegetal da área, na presença dos resíduos e diminuiu a variação na temperatura do solo. O modelo de recuperação adotado propiciou o estabelecimento de 72 espécies regenerantes (65 nativas e 7 exóticas), na área degradada, tendo a maior diversidade de espécies sido observada nos tratamentos onde o solo degradado foi condicionado. A fertilidade da AE ainda está comprometida, no entanto o pH aumentou e o Al diminuiu, sinalizando positivamente. As

variáveis microbiológicas mostraram tendência de incremento em sua atividade na área em recuperação, em relação à área degradada sem intervenção. A extração de DNA não foi eficaz para o solo do Cerrado e nem para os solos degradados, devido à baixa concentração de microrganismos, o que poderá ser abordado em novos estudos.

Palavras-chave: Subsolo exposto. Resíduos. Recobrimento vegetal. Temperatura do solo. Florística.

ABSTRACT

For reclamation of degraded soil areas with subsoil exposure, the revegetation has been adopted, to introduce organic matter enhance, litter formation and recovery of soil microbial community. This, through the complex relationships that microbes establish with the soil material and the plant roots, will contribute to improve the soil conditions, compromised by degradation. Microbial communities are influenced by variations of soil temperature, moisture and atmosphere, as well as by reductions in soil plant cover, nutrient availability, soil structural stability, among other factors, that can be modified by soil use and degradation. The main aim of this work was to evaluate the recovery process of an exposed subsoil in a Cerrado degraded area, through the evaluation of surface cover, spontaneous vegetation survey, soil fertility conditions and microbiological activity. The re-vegetation technique adopted for recovery consisted of area mechanization/scarification (0.40 m depth), incorporation of organic residues - RO (aquatic macrophytes) at 0, 16, and 32 Mg ha⁻¹ and agroindustrial - RA (ash) at 0, 15, 30 and 45 Mg ha⁻¹, as subsoil conditioners, and reintroduction of vegetation, with seedling of 10 different tree species native from Cerrado (4.0 x 5.0 m spacing). After, elapsed 4 and 5 years of the intervention, the performance of the proposed technique was evaluated. The surface covering evaluation was performed by analyzing images obtained with a camera fixed parallel to the surface and always at the same height (1.6 m). The survey of spontaneous vegetation, in March 2013, was carried out as a census, complete identification (100%) of the individuals present in the experimental area - AE. In March of 2015, the evaluations of spontaneous vegetation and soil were performed in all 36 plots (20 x 30 m) of the AE, and the species identification was carried out in subplots of 5 x 5 m (herbaceous stratum - grasses, weeds and climbers), and the shrub-tree stratum was evaluated in the whole plot (20 x 30 m). Fertility and microbiological analyzes (basal respiration (C-CO₂ released), microbial biomass carbon (MBC), determination of metabolic (qCO₂) and microbial (qMic) quotients and of structure of fungal and bacterial communities) were conducted. The established recovery process increased the grasses biomass and plant vegetal cover in the area upon the addition of residues, and decreased the variation in soil temperature. The recovery model adopted allowed the establishment of 72 regenerating species (65 natives and 7 exotics) in the degraded area, with the greatest diversity of species being observed in the treatments where the degraded soil was conditioned. The fertility of the EA is still committed, however the pH increased and Al decreased, signaling positively. Microbiological variables showed a tendency to increase their activity in the recovering area, in relation to degraded area without intervention. The DNA

extraction was not effective to Cerrado soil or degraded soils, due to the low concentration of microorganisms, which could be approached in new studies.

Key-words: Exposed subsoil. Waste. Plant covering. Soil temperature. Floristics.

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1 - INTRODUÇÃO	12
1.1 REVISÃO DE LITERATURA	13
1.2 OBJETIVO GERAL	17
1.3 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	17
1.4 MATERIAL E MÉTODOS	18
1.4.1 Histórico da Área	18
1.4.2 Dados Climatológicos	22
REFERÊNCIAS	24
CAPÍTULO 2 - RECOBRIMENTO VEGETAL E ATIVIDADE MICROBIOLÓGICA: IMPORTÂNCIA NO PROCESSO DE RECUPERAÇÃO DE ÁREA DEGRADADA NO CERRADO	28
2.3 INTRODUÇÃO	28
2.2 MATERIAL E MÉTODOS	29
2.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	31
2.4 CONCLUSÕES	42
REFERÊNCIAS	43
CAPÍTULO 3 - ATRIBUTOS QUÍMICOS E MICROBIOLÓGICOS DO SOLO COMO INDICADORES DE RECUPERAÇÃO DE ÁREA DEGRADADA NO CERRADO	46
3.1 INTRODUÇÃO	46
3.2 MATERIAL E MÉTODOS	48
3.2.1 Coleta, análises de fertilidade e granulometria	48
3.2.2 Quantificação da respiração basal (C-CO₂ liberado)	47
3.2.3 Quantificação do carbono da biomassa microbiana (CBM)	50
3.2.4 Determinação dos quocientes metabólico (qCO₂) e microbiano (qMic)	51
3.2.5 Determinação da estrutura das comunidades de fungos e bactérias usando ARISA	51
3.2.6 Análise estatística	52
3.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	52
3.4 CONCLUSÕES	62
REFERÊNCIAS	63

	CAPÍTULO 4 - COMPOSIÇÃO FLORÍSTICA DA VEGETAÇÃO ESPONTÂNEA DE UMA ÁREA DE CERRADO EM PROCESSO DE RECUPERAÇÃO	68
4.1	INTRODUÇÃO	68
4.2	MATERIAL E MÉTODOS	70
4.3	RESULTADOS E DISCUSSÃO	71
4.4	CONCLUSÕES	96
	REFERÊNCIAS	96
	CAPÍTULO 5 - CONSIDERAÇÕES FINAIS	103
	ANEXO A – Caracterização inicial da área.	104
	ANEXO B – Teores de nutrientes do resíduo orgânico (macrófitas aquáticas) (MALAVOLTA et al.,1997).	105
	ANEXO C - Composição química do resíduo agroindustrial (cinza), determinada em termos de óxidos totais.	106
	ANEXO D – Elementos de interesse, disponíveis no resíduo agroindustrial (cinza) (RAIJ et al., 2001).	107

CAPÍTULO 1 - INTRODUÇÃO

Como parte do processo de expansão de infraestruturas energéticas, a construção da Usina Hidrelétrica (UHE) de Ilha Solteira, na divisa dos estados de São Paulo e Mato Grosso do Sul, ocorrida na década de 60, gerou extensões significativas de áreas antropizadas (aproximadamente 8.000.000 m²). Nessas áreas ocorreu a remoção da vegetação (cerrado) e de camadas de solo e subsolo, que variam em profundidade de 1 a 12 m, para utilização no barramento da água e nas demais obras, durante o estabelecimento da UHE.

A remoção da vegetação e do solo deixou à superfície um resíduo geológico de baixa resiliência, que se assemelha aos de ocorrência em áreas mineradas, os quais se encontram desprovidos de atributos edáficos que viabilizariam a colonização vegetal espontânea. De modo que, essas áreas permanecem, ainda hoje, sem recobrimento vegetal e expostas a severos processos erosivos, demandando intervenções para sua recuperação.

É importante ressaltar que este tipo de degradação é observado em obras associadas à construção de UHE, em áreas de mineração, bem como em outras obras, onde existe demanda de material para terrapleno. A remoção da vegetação e do solo é um aspecto pouco abordado na avaliação dos impactos da construção de uma UHE, porém de alta relevância, pois além de eliminar o potencial do uso do solo naquele sítio, extingue o habitat de muitas espécies relevantes ao funcionamento do ecossistema incluem-se aqui, além da vegetação, a fauna, macro e microfauna do solo.

Cenários como esse, onde os substratos remanescentes, estão desprovidos de atributos (físicos, químicos e microbiológicos) indispensáveis à colonização vegetal, e suscetíveis à ação dos processos erosivos, intensificam ainda mais os problemas edáficos, cujas principais consequências observadas a campo são os baixos teores de matéria orgânica e nutrientes, reduzida atividade microbiológica, elevada densidade do solo, baixa velocidade de infiltração da água e ausência de estrutura estável.

Para recuperação deste tipo de degradação ambiental, onde ocorre exposição do subsolo, é essencial reintroduzir a vegetação na tentativa de induzir os processos fundamentais ao funcionamento do ecossistema, como produção de matéria orgânica e atividade microbiológica no solo, por exemplo. Entretanto a reintrodução da vegetação só é possível com uma condição mínima de fertilidade do solo, entre outros. Para isso, a mecanização e a adição de insumos que promovam o condicionamento do subsolo criando condições para o crescimento da biomassa vegetal e microbiana são necessárias.

Como alternativas aos insumos convencionais, pode-se utilizar resíduos como macrófitas aquáticas, removidas de unidades geradoras em UHE e cinza, oriunda da queima, em caldeira, do bagaço da cana de açúcar. Estes podem ser adicionados ao solo como condicionantes, uma vez que contêm macro e micronutrientes, para estimular as atividades dos organismos presentes no sistema, desde que não contenham elementos contaminantes.

A mecanização, a introdução de condicionantes (resíduos) e a reintrodução da vegetação por meio de espécies arbóreas nativas, foram as práticas adotadas para recuperação da área degradada. Após a adoção desta metodologia faz-se necessário monitorar o desempenho da técnica proposta, para isto, propõe-se avaliar o recobrimento da superfície, a atividade microbiana e o surgimento da vegetação espontânea na área submetida a este processo de recuperação.

1.1 REVISÃO DE LITERATURA

O Cerrado, segundo maior bioma da América Latina, é reconhecido como a savana mais rica do mundo (MENDONÇA et al., 2008). Possui uma grande diversidade de habitats, que determinam uma notável alternância de espécies entre diferentes fitofisionomias (RIBEIRO; WALTER, 1998). Apesar do reconhecimento de sua importância biológica, o bioma encontra-se muito ameaçado.

A combinação da alta riqueza de espécies, alto grau de endemismo e elevado nível de ameaça levou a inclusão do Cerrado na lista das 35 áreas consideradas críticas para a conservação da biodiversidade no mundo, denominadas *hotspots* (MYERS et al., 2000; SLOAN et al., 2014).

O Cerrado manteve-se inalterado até a década de 50, contudo, a partir de 1960, com a interiorização da capital brasileira, a implantação de novas infraestruturas viárias e energéticas, bem como o incentivo ao aumento da produção agrícola, passou a ocorrer uma remoção acelerada de áreas nativas e uma severa fragmentação deste ecossistema (VASCONCELOS; SANTOS, 2003; AGUIAR; CAMARGO, 2004), intensificando a necessidade de conhecimento do bioma, com a finalidade de auxiliar futuros trabalhos de manejo e reflorestamento das áreas degradadas (TEIXEIRA et al., 2004).

Em 1965, na região Noroeste do Estado de São Paulo, divisa com Mato Grosso do Sul, foi estabelecida a Usina Hidrelétrica de Ilha Solteira (CESP, 1988), a qual gerou extensas áreas degradadas (áreas de empréstimo), de onde foram removidos a vegetação e os horizontes superficiais do solo (cortes com 10 a 12 m de profundidade), o que resultou em insignificante

regeneração natural, ao longo de aproximadamente 50 anos, mesmo dentro do bioma Cerrado, mantendo o subsolo exposto.

De acordo Viani, Durigan e Melo (2010), nessas condições de degradação (terraplanagem e cortes), o cerrado apresenta potencial natural de regeneração de médio a lento, e destacam a importância da dispersão zoocórica nesses ecossistemas.

A exposição do subsolo, observada na área de empréstimo descrita, se assemelha à degradação observada em áreas mineradas, como relatado por Pedrol et al. (2010), que destacam, além do comprometimento de aspectos físicos e químicos, também a estética da paisagem.

Em áreas como estas os substratos remanescentes, além de apresentarem atributos físicos e químicos impróprios à colonização vegetal espontânea, encontram-se também suscetíveis à ação dos processos erosivos, bem como a um conjunto de problemas edáficos (RODRIGUES; MALTONI; CASSIOLATO, 2007; PEDROL et al., 2010).

A combinação de ações de preparo do solo, manejo do hábitat e a introdução de espécies nativas permitem gradativamente a entrada de espécies no ecossistema e o retorno de algumas características do sítio original (PRIMACK; MASSARDO, 2001).

Para recuperação de áreas de solo degradado, com exposição do subsolo, tem-se utilizado a revegetação, a qual possibilita a produção de matéria orgânica, a formação de serrapilheira e a recuperação da comunidade microbiana do solo (BOSSIO et al., 2005), cujo papel é fundamental nas transformações que equilibram e sustentam os ecossistemas naturais, contribuindo para o restabelecimento da inter-relação da vegetação com a morfologia, a química e a biologia do solo (GARAY et al., 2003; SILVA; CORREA, 2010).

A revegetação com espécies arbóreas contribui para a conservação da biodiversidade (LINDENMAYER; HOBBS, 2004), e redução da concentração de CO₂ e N₂O da atmosfera (LIVESLEY et al., 2009) e quando conduzida com espécies nativas pode trazer outras vantagens, pois estas já estão adaptadas às condições ambientais presentes e terão maior chance de sobrevivência, fazendo do uso de espécies nativa uma alternativa promissora (MUNDIM et al., 2006; LE; SMITH; HERBOHN, 2014), particularmente, para o reflorestamento de áreas com subsolo exposto.

Para reintrodução da vegetação em solos degradados de Cerrado, os quais, via de regra, apresentam baixa fertilidade natural e demarcado regime pluviométrico, é necessário utilizar insumos químicos e orgânicos (PEDROL et al., 2010), fazendo-se necessária a busca por alternativas para introdução de insumos orgânicos que melhorem as condições químicas, físicas e biológicas do solo degradado.

A utilização de resíduos apresenta-se como uma possibilidade promissora na substituição de insumos, caso de macrófitas aquáticas, removidas das unidades geradoras de UHE (VELINI et al., 2005; GUNNARSSON; PETERSEN, 2007), e da cinza, oriunda da queima do bagaço de cana-de-açúcar em caldeiras (FREITAS, 2005; NOVAK et al., 2009), podendo ser adicionados ao solo como condicionantes.

De acordo com Rodrigues, Maltoni e Cassiolato (2007) para recuperar áreas com subsolo exposto é necessário melhorar as condições químicas, mas também as físicas. Pulleman et al. (2008) relatam a importância da inter-relação entre as funções físicas e biológicas do solo, com o balanço de nutrientes e da água, bem como do entendimento do solo como um recurso vivo que se renova em situações ideais de manejo, que preconizam a proteção do solo, o fornecimento ou preservação da matéria orgânica, o estímulo às funções microbianas no solo, proporcionando condições ideais ao crescimento das raízes, e conseqüentemente da vegetação.

Após a intervenção em áreas degradadas, com o objetivo de estimular ou criar condições para sua recuperação, é importante monitorar a área para avaliação dos rumos definidos pela intervenção realizada. De acordo com Vieira e Gandolfi (2006) o monitoramento das comunidades que se formam em áreas recuperadas é uma atividade muito importante, devendo ser efetuada tanto para permitir a correção de eventuais problemas, quanto para a criação de uma base de dados que permitam avaliar e refinar as estratégias para a recuperação dessas áreas.

Este monitoramento deve ocorrer ao longo do tempo, uma vez que a riqueza da comunidade em regeneração aumenta em relação ao tempo transcorrido desde a intervenção ocorrida na área. (VIANI; DURIGAN; MELO, 2010).

O conhecimento da composição florística e da estrutura das fisionomias tem se ampliado bastante, a partir dos estudos sobre levantamentos florísticos e fitossociológicos realizados em diferentes fitofisionomias de Cerrado. (RIBEIRO; FELFILI, 2008).

Estes tipos de levantamentos podem ser utilizados como ferramenta para monitoramento das espécies vegetais. Pinheiro e Durigan (2012) citam o levantamento fitossociológico como forma de coletar e analisar informações sobre como estas espécies estão agrupadas na natureza, entende-se dessa forma que o reconhecimento das espécies contribuirá para o entendimento do processo em desenvolvimento na área em recuperação.

Diante do incremento das áreas degradadas no Cerrado, apesar das práticas de recuperação terem evoluído ao longo dos anos e aumentando os conhecimentos relacionados ao processo de recuperação (PINTO et al., 2011), as informações referentes às espécies de regeneração natural, que se desenvolvem nestes locais, são ainda pouco conhecidas.

A avaliação do desempenho das espécies introduzidas no plantio é importante, como também a avaliação das espécies capazes de surgir naturalmente na área degradada (CORTES, 2012), indicando o potencial de contribuição destas no processo de recuperação.

O conhecimento das espécies capazes de se estabelecer em áreas degradadas e da capacidade de regeneração das áreas, com diferentes históricos de degradação, pode inclusive propiciar a redução dos custos nas intervenções antrópicas necessárias à recuperação. (SOUZA FILHO et al., 2007).

O entendimento da contribuição da vegetação espontânea na ocupação destas áreas e o estudo da comunidade microbiológica podem ser úteis como critério para detectar alterações impactantes, bem como para dar indicações da recuperação em situações de degradação, particularmente a comunidade microbiológica, pois permite, num curto tempo, observar mudanças, positivas ou negativas, ocorridas no solo (ARAÚJO; MONTEIRO, 2007), possibilitando seu uso como indicador de mudanças que possam estar ocorrendo em áreas em processo de recuperação.

As comunidades microbianas do solo possuem composição muito diversa e desempenham papel fundamental na ciclagem de nutrientes, decomposição e mineralização da matéria orgânica, mobilização de nutrientes e fixação de carbono. (STRICKLAND; ROUSK, 2010). Estas são reconhecidas como componentes essenciais da vida no solo, desta forma o estudo de sua diversidade tem sido sugerido, para avaliar a qualidade do solo, e a redução da biomassa microbiana para indicar a perda de qualidade deste. (CHAPMAN; CAMPBELL; ARTZ, 2007).

Alterações na quantidade dos microrganismos podem ter efeitos significativos sobre o ecossistema do solo, sobre o estoque de carbono em agroecossistemas, entre outros. (STRICKLAND; ROUSK, 2010). Estas alterações podem ser avaliadas por meio da quantificação da respiração do solo. (ANDERSON; DOMSCH, 1989). Jiao, Wen e An (2011) mostraram que a fertilidade de um solo degradado se recupera com o aumento da idade da vegetação introduzida, e também está relacionada aos microrganismos do solo. (CHAPMAN; CAMPBELL; ARTZ, 2007).

Ambientes de baixo pH e reduzida fertilidade apresentam uma tendência à dominância de fungos. (LISBOA et al., 2014). A homogeneização da vegetação pode ser acompanhada da homogeneização da comunidade microbiana do solo (RODRIGUES et al., 2013), assim, em contraste espera-se que a introdução de diferentes espécies arbóreas possa melhorar a diversidade microbiológica do solo em áreas degradadas. Carson et al. (2010) corroboram esta hipótese ao relatar que a estrutura da comunidade de fungos do solo apresentou incrementos

em sua diversidade após conversão de uma área de pastagem para reflorestamento com espécies florestais exóticas.

A vegetação introduzida, bem como a espontânea, recobre o solo e podem auxiliar na incorporação de matéria orgânica ao solo, promovendo a ciclagem de nutrientes, aumentando a estabilidade dos agregados do solo por meio de suas raízes e evitando perdas por erosão. (ABREU; REICHERT; REINERT, 2004; RUIZ-COLMENERO et al., 2013; TANG; LI, 2014).

Considerando os aspectos abordados, nota-se que tanto a vegetação espontânea, quanto os microrganismos, assim como a fertilidade do solo, têm importante papel na recuperação de solos degradados, e seu monitoramento ao longo do tempo poderá trazer conhecimentos para que as ações de recuperação de áreas degradadas possam ser aprimoradas.

1.2 OBJETIVO GERAL

Avaliar a recuperação do solo em área degradada, mediante adição de resíduos, por meio do levantamento da vegetação espontânea, das condições de fertilidade do solo e da atividade microbiológica.

1.3 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Avaliação do recobrimento da superfície da área degradada;

Levantamento da vegetação espontânea em área degradada submetida a processo de recuperação;

Avaliação da atividade microbiológica para diagnóstico da condição de recuperação da área degradada.

1.4 MATERIAL E MÉTODOS

1.4.1 Histórico da Área

Os trabalhos foram conduzidos em condições de campo, em área experimental estabelecida na Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão, da Faculdade de Engenharia – UNESP/Campus de Ilha Solteira, localizada no município de Selvíria, MS, em área degradada, na década de 60, pela construção da UHE de Ilha Solteira (SP), de onde foram removidos a vegetação nativa (Cerrado) e horizontes do solo, deixando exposto o subsolo, que permaneceu sem cobertura vegetal até 2011, devido à baixa resiliência do solo, em função da intensidade do impacto, com alguns de seus atributos químicos apresentados no Anexo A.

Para fins de redação e discussão adotaremos ao longo do texto o termo solo degradado como menção ao subsolo exposto.

A área experimental foi instalada em 2011 para realização do experimento: “Utilização de resíduos da agroindústria e de atividades hidrelétricas na recuperação de áreas de empréstimo: Revegetação com espécies nativas de cerrado e constituição de horizonte superficial no subsolo exposto”, financiado pelo CNPq (Número do processo: 561842/2010-8 Edital/Chamada: Edital 26/2010). Este projeto foi finalizado em Fevereiro de 2014, fazendo-se necessário dar continuidade e aprimorar o monitoramento da área.

O experimento ocupa uma área contínua de 34.000 m² (3,4 ha), localizada à margem direita do Rio Paraná, a jusante da UHE, sob Latitude 20° 23' 02" Sul e Longitude 51° 24' 24" Oeste (Figura 1).

Nesta área foram estabelecidos 12 tratamentos, com o objetivo geral de criar no solo degradado condições para dar suporte à vegetação nativa, no caso o Cerrado.

A área foi gradeada (grade pesada/0,40 m de profundidade), para rompimento do selamento e revolvimento superficial, e escarificada (0,37 m de profundidade). Os resíduos orgânico (RO) - macrófitas aquáticas e agroindustrial (RA) - cinza da queima do bagaço da cana-de-açúcar, foram distribuídos a lanço, com aplicador de calcário, e incorporados ao solo degradado com grade média (0,30 m).

O RO foi composto por uma mistura de macrófitas aquáticas contendo *Egeria densa* Planch., *Egeria najas* Planch., *Ceratophyllum demersum* L., *Eichhornia azurea* Kunth, *Eichhornia crassipes* (Martius) Solms-Laubach, *Pistia stratiotes* L. e *Typha latifolia* L., como relatado por Thomaz et al. (2008), removidas do reservatório da Usina Hidrelétrica de Jupia secas ao sol durante 120 dias. Este foi analisado nutricionalmente segundo metodologia descrita por Malavolta et al. (1997) (ANEXO B). O resíduo agroindustrial (RA) utilizado foi a cinza

oriunda da queima do bagaço da cana-de-açúcar na produção de açúcar e álcool da Usina Alcoolvale, localizada em Aparecida do Taboado - MS, este resíduo foi seco a pleno sol por 30 dias e analisado quimicamente de acordo com Raij et al. (2001) (ANEXO C e D).

As doses de RO utilizadas foram 0, 16 e 32 Mg ha⁻¹ e as de RA foram 0, 15, 30 e 45 t ha⁻¹, que combinadas, produziram 12 tratamentos com 03 repetições, que resultaram no estabelecimento de 36 parcelas de 20 x 30 m (600 m²), separadas por faixas de 05 m de largura (Tabela 1). Mecanizada a área, incorporados os resíduos (Novembro/2011) esta permaneceu em pousio por 03 meses.

Em fevereiro/2012 foram introduzidas na área experimental mudas de ocorrência no Cerrado da região (Tabela 2), com plantio conduzido em covas (0,40 m de profundidade), com espaçamento de 4,0 x 5,0 m sendo 1080 o número de mudas utilizadas, onde cada parcela do experimento recebeu três indivíduos de cada espécie. O espaçamento adotado visava deixar espaço para a entrada de outras espécies na área (Figura 2) e as mudas tinham pelo menos 0,30 m de altura, no momento do plantio.

Transcorridos 4 e 5 anos, a área foi avaliada quanto à ocorrência de vegetação espontânea, atividade microbiológica, fertilidade e recobrimento da superfície.

Quadro 1 - Descrição dos tratamentos gerados pela combinação de doses dos resíduos orgânico e agroindustrial.

Identificação	Combinação das doses
RO00+RA00	RO 00 Mg ha ⁻¹ e RA 00 Mg ha ⁻¹
RO00+RA15	RO 00 Mg ha ⁻¹ e RA 15 Mg ha ⁻¹
RO00+RA30	RO 00 Mg ha ⁻¹ e RA 30 Mg ha ⁻¹
RO00+RA45	RO 00 Mg ha ⁻¹ e RA 45 Mg ha ⁻¹
RO16+RA00	RO 16 Mg ha ⁻¹ e RA 00 Mg ha ⁻¹
RO16+RA15	RO 16 Mg ha ⁻¹ e RA 15 Mg ha ⁻¹
RO16+RA30	RO 16 Mg ha ⁻¹ e RA 30 Mg ha ⁻¹
RO16+RA45	RO 16 Mg ha ⁻¹ e RA 45 Mg ha ⁻¹
RO32+RA00	RO 32 Mg ha ⁻¹ e RA 00 Mg ha ⁻¹
RO32+RA15	RO 32 Mg ha ⁻¹ e RA 15 Mg ha ⁻¹
RO32+RA30	RO 32 Mg ha ⁻¹ e RA 30 Mg ha ⁻¹
RO32+RA45	RO 32 Mg ha ⁻¹ e RA 45 Mg ha ⁻¹

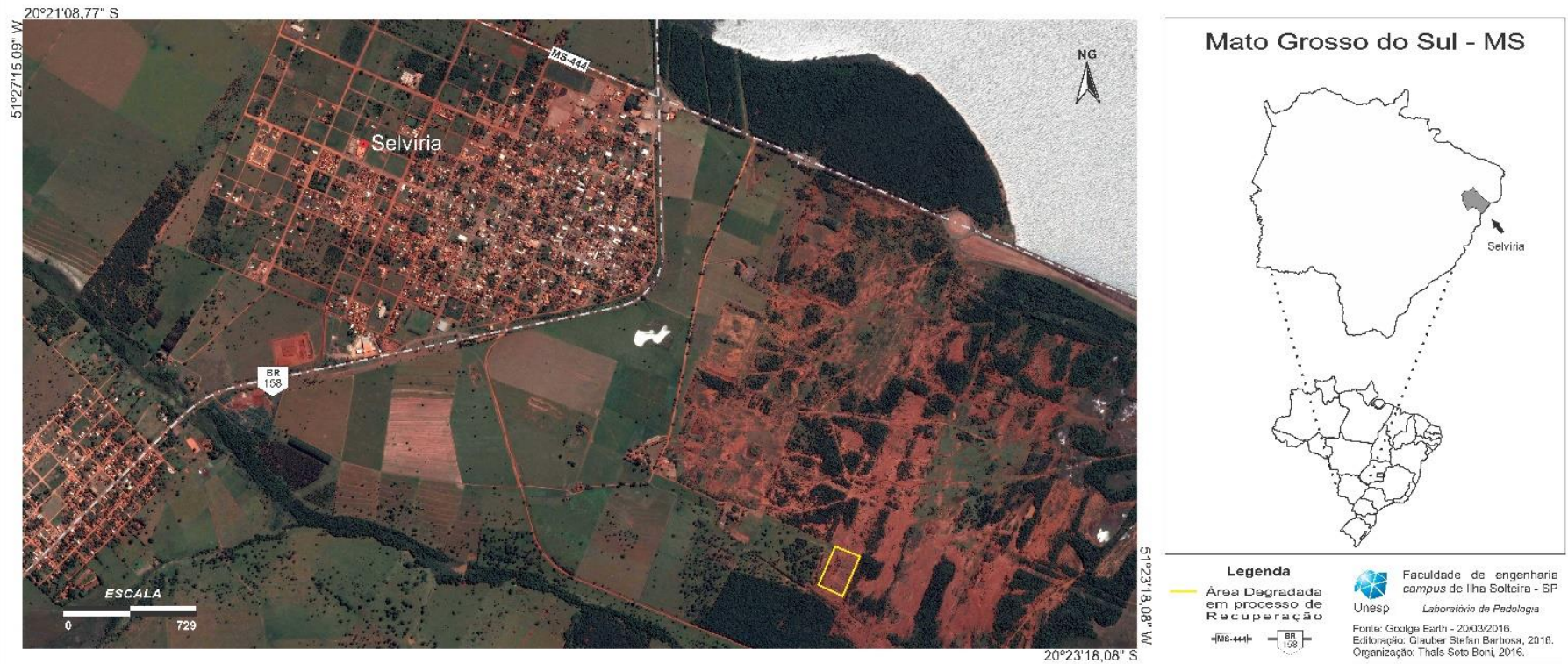
Fonte: Elaboração própria.

Quadro 2 - Espécies nativas de Cerrado utilizadas no plantio em fevereiro de 2012 na área experimental.

Família	Nome científico	Nome popular
Anacardiaceae	<i>Astronium fraxinifolium</i> Schott	Gonçalo Alves
Annonaceae	<i>Xylopia aromatica</i> Lam. (Mart.)	Pimenta de Macaco
Apocynaceae	<i>Hancornia speciosa</i> Gom.	Mangaba
Bignoniaceae	<i>Tabebuia caraiba</i> Mart.	Ipê Amarelo
Euphorbiaceae	<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Canudo de Pito
Fabaceae	<i>Acacia polyphylla</i> DC.	Monjoleiro
	<i>Anadenanthera falcata</i> (Benth.) Speg.	Angico do Cerrado
	<i>Dipteryx alata</i> Vogel	Baru
	<i>Hymenaea stigonocarpa</i> Mart.	Jatobá do Cerrado
Myrtaceae	<i>Psidium guineense</i> Swartz	Araçá do Campo

Fonte: Elaboração própria.

Figura 1 - Mapa de localização da área experimental, em Selvíria/MS.



Fonte: Google Earth (2016).

Figura 2 - Área experimental em diferentes fases: (a) antes do estabelecimento do experimento, (b) após a aplicação dos resíduos (novembro/2011), (c) plantio das mudas (fevereiro/2012) e (d) área experimental com 5 anos em campo (2016).

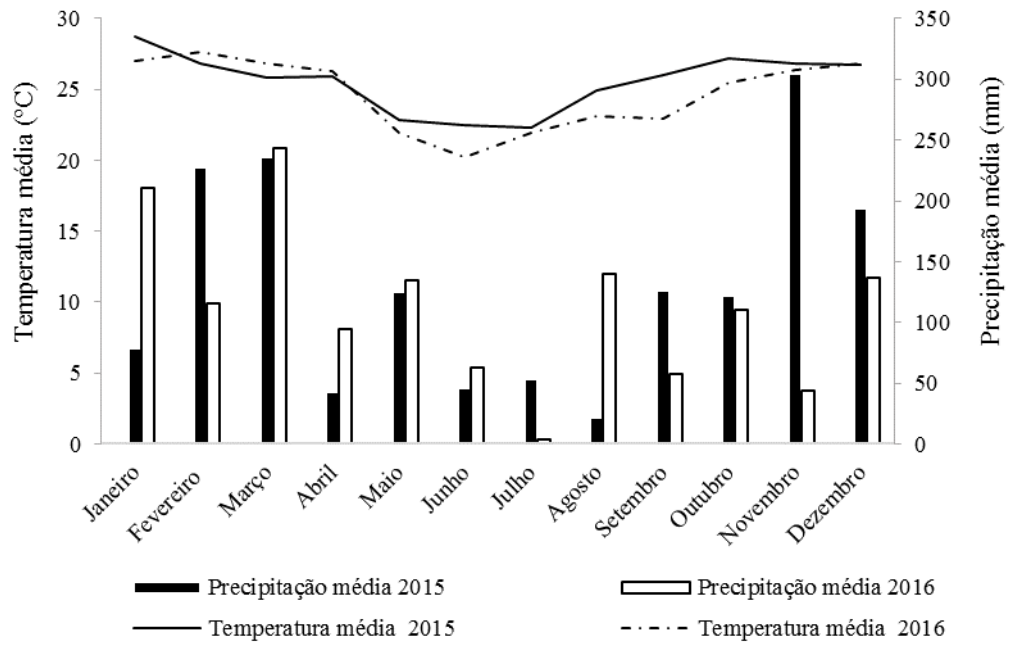


Fonte: Laboratório de Pedologia – Unesp/FEIS.

1.4.2 Dados Climatológicos

A altitude média na região é de 335 m, o clima foi classificado como Aw (clima tropical com estação seca no inverno), segundo classificação de Köppen, com temperatura média anual de 23,7°C e precipitação média anual de 1.300 mm, mais informações sobre temperatura e precipitação médias para os anos de 2015 e 2016 estão apresentadas na Figura 3. Os solos de ocorrência comum na região são Argissolos e Latossolos Vermelhos Distróficos, em acordo com a classificação atual (EMBRAPA, 2013).

Figura 3 - Temperatura e Precipitação médias mensais dos anos de 2015 e 2016.



Fonte: Laboratório de Hidráulica e Irrigação – Unesp/FEIS (2017).

REFERÊNCIAS

- ABREU, M. F.; ANDRADE, J. C.; FALCÃO, A. A. Protocolos de análises químicas. In. ABREU, M. F.; ANDRADE, J. C. **Análise química de resíduos sólidos para monitoramento e estudos agroambientais**. Campinas: Instituto Agrônomo, 2006. p. 121-158.
- ABREU, S. L.; REICHERT, J. M.; REINERT, D. J. Escarificação mecânica e biológica para a redução da compactação em Argissolo franco-arenoso sob plantio direto. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. Viçosa, MG, v. 28, n. 3, p. 519-531, 2004.
- AGUIAR, L. M. S.; CAMARGO, A. (Orgs.). **Ecologia e caracterização do cerrado**. Brasília, DF: Embrapa, Informação Tecnológica, 2004. 249 p.
- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. Ratios of microbial biomass carbon to total organic in arable soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 21, n. 4, p. 471-479, 1989.
- ARAÚJO, A. S. F. E; MONTEIRO, R. T. R. Indicadores biológicos de qualidade do solo. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 23, n. 3, p. 66-75, 2007.
- BOSSIO, D. A.; GIRVAN, M. S.; VERCHOT, L.; BULLIMORE, J.; BORELLI, T.; ALBRECHT, A.; SCOW, K. M.; BALL, A. S.; PRETTY, J. N.; OSBORN, A. M. Soil microbial community response to land use change in an agricultural landscape of Western Kenya. **Microbial Ecology**, New York, v. 49, p. 50-62, 2005.
- CARSON, J.K.; GLEESON, D.B.; CLIPSON, N.; MURPHY, D.V. Afforestation alters community structure of soil fungi. **Fungal Biology**, London, v. 114, p. 580-584, 2010.
- CESP. **Ilha Solteira: a cidade e a usina**. São Paulo: CESP, 1988. 93 p.
- CHAPMAN, S. J., CAMPBELL, C. D., ARTZ, R. R. E., 2007. Assessing CLPPs using MicroResp™. A comparison with biology and multi-SIR. **Journal of Soils Sediments**, Heidelberg, v. 7, n. 6, p. 406-410, 2007.
- CORTES, J. M. **Desenvolvimento de espécies nativas do Cerrado a partir do plantio de mudas e da regeneração natural em uma área em processo de recuperação**. 2012. 89 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) – Faculdade de Tecnologia, Universidade de Brasília, Planaltina, 2012.
- EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA - EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisas de Solos. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. 3.ed. Rio de Janeiro, 2013. 353 p.
- FILHO, P. C. S.; BECHARA, F. C.; FILHO, E. M. C.; BARRETTO, K. D. Regeneração Natural após Diferentes Níveis de perturbação em Sub-Bosque de *Eucalyptus* sp. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 5, supl. 1, p. 96-98, 2007.

FREITAS, E. de S. **Caracterização da cinza do bagaço da cana-de-açúcar do município de Campos dos Goytacazes para uso na construção civil**. 2005. 81 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campos dos Goytacazes, 2005.

GARAY, I.; KINDEL, A.; CARNEIRO, R.; FRANCO, A. A.; BARROS, E.; ABBADIE, L. Comparação da matéria orgânica e de outros atributos do solo entre plantações de *Acacia mangium* e *Eucalyptus grandis*. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, MG, v. 27, n. 4, p. 705-712, 2003.

GUNNARSSON, C. C.; PETERSEN, C. M. Water hyacinths as a resource in agriculture and energy production: A literature review. **Waste Management**, Kidlington, v. 27, p. 117-129, 2007.

JIAO, F.; WEN, Z. M.; AN, S. S. Changes in soil properties across a chronosequence of vegetation restoration on the Loess Plateau of China. **Catena**, Amsterdam, v. 86, n. 2, p. 110-116, 2011.

LE, H. D.; SMITH, C.; HERBOHN, J. What drives the success of reforestation projects in tropical developing countries? The case of the Philippines. **Global Environmental Change**, Kidlington, v. 24, p. 334-348, 2014.

LINDENMAYER, D. B.; HOBBS, R. J. Fauna conservation in Australian plantation forests a review. **Biological Conservation**, Amsterdam, v. 119, p. 151-168, 2004.

LISBOA, F. J. G.; CHAER, G. M.; FERNANDES, M. F.; BERBARAR, L. L.; MADARI, B. E. The match between microbial community structure and soil properties is modulated by land use types and sample origin within an integrated agroecosystem. **Soil Biology & Biochemistry**, Kidlington, v. 78, p. 97-108, 2014.

LIVESLEY, S. J.; KIESE, R.; MIEHLE, P.; WESTON, C. J.; BUTTERBACH-BAHL, K.; ARNDT, S. K. Soil-atmosphere exchange of greenhouse gases in a *Eucalyptus marginata* woodland, a clover-grass pasture, and *Pinus radiata* and *Eucalyptus globulus* plantations. **Global Change Biology**. Chichester, v. 15, p. 425-440, 2009.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional das plantas: princípios e aplicações**. 2. ed. Piracicaba: Potafós, 1997. 319 p.

MENDONÇA, R. C.; FELFILI, J. M.; WALTER, B. M. T.; SILVA JÚNIOR, M. C.; REZENDE, A. V.; FILGUEIRA, J. S.; NOGUEIRA, P. E. Flora vascular do cerrado: um 'checklist' com 11.430 espécies. In: SANO, S. M.; ALMEIDA, S. P.; RIBEIRO, J. F. (Ed). **Cerrado ambiente e flora**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2008.

MUNDIM, T. G.; FELFILI, J. M.; PINTO, J. R. R.; FAGG, C. W. Avaliação de espécies nativas do bioma Cerrado usadas na revegetação de áreas degradadas do Cerrado Stricto sensu. **Boletim do Herbário Ezechias Paulo Heringer**, Recife, v. 18, 2006, p. 47-64.

MYERS, N.; MITTERMEIER, R. A.; MITTERMEIER, C. G.; FONSECA, G. A. B.; KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, New York, v. 403, p.853-858, 2000.

NOVAK, J. M.; BUSSCHER, W. J.; LAIRD, D. L.; AHMEDNA, M.; WATTS, D. W.; NIANDOU, M. A. S. Impact of biochar amendment on fertility of a southeastern coastal plain soil. **Soil Science**, Philadelphia, v. 174, n. 2, p.105-112, 2009.

PEDROL, N.; PUIG, C. G.; SOUZA, P.; FORJÁN, R.; VEGA, F. A.; ASENSIO, V.; GONZÁLEZ, L.; CERQUEIRA, B.; COVELO, E. F.; ANDRADE, L. Soil fertility and spontaneous revegetation in lignite spoil banks under different amendments. **Soil and Tillage Research**, Amsterdam, v. 110, n. 1, p.134-142, 2010.

PINHEIRO, E.S; DURIGAN, G. Diferenças Florísticas e Estruturais entre Fitofisionomias do Cerrado em Assis, SP, Brasil. **Revista Árvore**, Viçosa, MG, v. 36, n. 1, p. 181-193, 2012.

PINTO, J. R. R.; BORDINI, M. C. P.; PORTO, A. C.; SOUSA-SILVA, J. C. Princípios e técnicas usadas na recuperação de áreas degradadas. In: FAGG, C. W.; MUNHOZ, C. B. R.; SOUSA-SILVA, J. C. **Conservação de áreas de preservação permanente do Cerrado**. Brasília, DF: CRAD, 2011. p. 149-184.

PRIMACK, R.; MASSARDO, F. Restauración ecológica. In: PRIMACK, R. et al. (Ed.). **Fundamentos de conservación biológica: perspectivas latinoamericanas**. México: Fondo de Cultura Económica, 2001. p. 559-579.

PULLEMAN, M.; HELLIN, J.; VELÁZQUEZ, D. F.; BÁEZ, W. L. Soil quality and farm profitability: A win-win situation. **Leisa Magazine (Living Soils)**, Wageningen, v. 24, n. 2, p. 6-8, 2008.

RAIJ, B. van; ANDRADE, J. C.; CANTARELLA, H. & QUAGGIO, J. A., **Análise química para avaliação da fertilidade de solos tropicais**. Campinas, Instituto Agronômico, 2001, 284 p.

RIBEIRO, G. H. P. M.; FELFILI, M. J. Regeneração natural em diferentes ambientes da Mata de Galeria do Capetinga na Fazenda Água Limpa. **Revista Cerne**, Lavras, v. 15, n. 1, p. 1-9, 2008.

RIBEIRO R. F., WALTER B. M. T. Fitofisionomias do bioma Cerrado. In: SANO, S.M.; ALMEIDA, S.P., Ed. **Cerrado: ambiente e flora**. Planaltina: EMBRAPA-CPAC, 1998. p. 89-166.

RODRIGUES, G. B.; MALTONI, K. L.; CASSIOLATO, A. M. R. Dinâmica da regeneração do subsolo de áreas degradadas dentro do bioma cerrado. **Agriambi**, Campina Grande, v. 11, n. 1, p. 73–80, 2007.

RODRIGUES, J. L.; PELLIZARI, V. H.; MUELLER, R.; BAEK, K.; JESUS EDA, C.; PAULA, F. S.; MIRZA, B.; HAMAOUJI JR, G. S.; TSAI, S. M.; FEIGL, B.; TIEDJE, J. M.; BOHANNAN, B. J.; NUSSLEIN, K. Conversion of the Amazon rainforest to agriculture results in biotic homogenization of soil bacterial communities. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, Kirksville, v. 110, p. 988-993, 2013.

RUIZ-COLMENERO, M.; BIENES, R.; ELDRIDGE, D. J.; MARQUES, M. J. Vegetation cover reduces erosion and enhances soil organic carbon in a vineyard in the central Spain. **Catena**, Amsterdam, v. 104, p. 153-160, 2013.

SILVA, L. C. R.; CORREA, R. S. Evolução da qualidade do substrato de uma área minerada no cerrado revegetada com *Stylosanthes* sp. **Rev. Bras. Eng. Agríc. Ambient.** Campina Grande, v. 14, n. 8, p. 835-841, 2010.

SLOAN, S.; CLINTON, N.; JENKINS, C. N.; JOPPA, L. N.; DAVID L. A.; GAVEAU, D. L. A.; LAURANCE, W. F. Remaining natural vegetation in the global biodiversity hotspots. **Biological Conservation**, Amsterdam, v. 177, p. 12–24, 2014.

STRICKLAND, M. S.; ROUSK, J. Considering fungal: bacterial dominance in soils – methods controls, and ecosystem implications. **Soil Biol. Biochem.**, Kidlington, v. 42, p. 1385–1395. 2010.

TANG, G.; LI, K. Soil amelioration through afforestation and self-repair in a degraded valley-type savanna. **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, v. 320, p. 13-20, 2014.

TEIXEIRA, M. I. J. G.; ARAUJO, A. R. B.; VALERI, S. V.; RODRIGUES, R. R. Florística e fitossociologia de área de cerrado S.S. no município de Patrocínio Paulista, nordeste do Estado de São Paulo. **Bragantia**, Campinas, v. 63, n. 1, p. 1-11, 2004.

THOMAZ, S. M.; ESTEVES, S. A.; MURPHY, K. J.; SANTOS, A. M.; CALIMAN, A.; GUARIENTO, R. D. Aquatic macrophytes in the tropics: ecology of populations and communities, impacts of invasions and use by man. In: DEL-CLARO, K.; SCARANO, F. R.; LUETTGE, H. (Ed.) **Encyclopedia of Life System Support, Tropical Biology and Conservation management**. Brasília, DF: UNESCO, 2008. v. 4, p. 1252-1280.

VASCONCELOS, V. F.; SANTOS, R. J. A chegada do projeto Prodecer-I em Irai de Minas e os migrantes. In: SIMPÓSIO REGIONAL DE GEOGRAFIA, 2., 2003, Brasília, DF. **Proceedings...** Brasília: UFUB, 2003. p. 1-15.

VELINI, E. D.; CORRÊA, M. R.; TANAKA, R. H.; BRAVIN, L. F.; ANTUNIASSI, U. R.; CARVALHO, R. T.; GALO, M. L. B. T. Avaliação operacional do controle mecânico de plantas aquáticas imersas no Reservatório de Jupia. **Planta Daninha**, Viçosa, MG, v. 23, n. 2, p. 277-285, 2005.

VIANI, R. A. G.; DURIGAN, G.; MELO, A. C. G. de. A regeneração natural sob plantações florestais: desertos verdes ou redutos de biodiversidade? **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 20, n. 3, p. 533-552, 2010.

VIEIRA, D. C. M.; GANDOLFI, S. Chuva de sementes e regeneração natural sob três espécies arbóreas em uma floresta em processo de restauração. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 29, n. 4, p. 541-554, 2006.

CAPÍTULO 2 - RECOBRIMENTO VEGETAL E ATIVIDADE MICROBIOLÓGICA: IMPORTÂNCIA NO PROCESSO DE RECUPERAÇÃO DE ÁREA DEGRADADA NO CERRADO

2.1 INTRODUÇÃO

Após o condicionamento do solo e a introdução de algumas espécies arbóreas nativas, espera-se que seja possível o estabelecimento de outras espécies, contribuindo para aumentar o recobrimento da superfície, melhorar a diversidade e reduzir processos erosivos (OHSOWSKI, et al., 2012).

A inter-relação entre as funções físicas e biológicas do solo, com o balanço de nutrientes e da água, e o entendimento do solo como um recurso vivo, que se renova em situações ideais de manejo (PULLEMAN et al., 2008), preconizam a proteção do mesmo, o fornecimento e preservação da matéria orgânica, e o estímulo às funções microbianas no solo, para proporcionar condições ideais ao crescimento das raízes e, conseqüentemente, da vegetação.

O conhecimento da contribuição da vegetação espontânea na ocupação de áreas degradadas e o estudo da comunidade microbiológica podem ser úteis como critério para detectar alterações impactantes, bem como para dar indicações da recuperação em áreas degradadas (MUÑOZ-ROJAS et al., 2016), possibilitando seu uso como indicador de mudanças em curso em áreas em processo de recuperação.

O reflorestamento com espécies nativas e o enriquecimento deste com espécies de surgimento espontâneo aumentam o recobrimento da superfície e tendem a recuperar as propriedades do solo, melhorando sua sustentabilidade. Isto é atribuído aos resíduos orgânicos diversificados produzidos pelas diferentes espécies nativas, contribuindo para o restabelecimento da comunidade microbiana e seus processos cíclicos (BINI et al., 2011).

A sucessão secundária em ambientes secos é, normalmente, impulsionada pela interação entre as plantas e a comunidade microbiana do solo (LOZANO et al., 2014), as plantas aportam matéria orgânica ao solo, esta, por sua vez, melhora o reservatório de nutrientes importantes aos microrganismos e plantas, conserva a umidade e reduz as variações na temperatura do solo (PAUL, 2016).

Assim, o recobrimento vegetal e a atividade microbiológica podem ser ferramentas úteis na identificação do estágio em que se encontra a recuperação de solos degradados, uma vez que estes têm seu desenvolvimento influenciado por variações na umidade e temperatura do solo.

Desta forma tem-se por hipótese que o recobrimento vegetal e a atividade microbiológica são importantes agentes no processo de recuperação de áreas degradadas e estão inter-relacionados às variações de umidade e temperatura do solo, o que pode contribuir ou dificultar o processo de recuperação.

O objetivo deste trabalho foi avaliar o progresso produzido pelo processo de recuperação estabelecido em uma área degradada, utilizando-se como parâmetros o recobrimento vegetal do solo, a matéria orgânica, a quantificação da atividade microbiana, a biomassa da parte aérea de gramíneas espontâneas e as variações na temperatura do solo.

2.2 MATERIAL E MÉTODOS

O monitoramento da área quanto ao recobrimento proporcionado pela vegetação espontânea foi conduzido durante a estação seca (setembro/2015) e chuvosa (março/2016). Esta avaliação foi realizada em acordo com metodologia proposta por Godoy et al. (2012), onde imagens digitais foram obtidas com câmera fixada na extremidade de estrutura construída na forma de “L” invertido, paralelamente à superfície e sempre da mesma altura (1,6 m), evitando a sombra do fotógrafo ou da câmera (Figura 4).

Figura 4 - Estrutura utilizada para obtenção das imagens do recobrimento vegetal da área experimental.



Fonte: Elaboração própria.

Cada imagem obtida cobre uma área aproximada de 2 m². Este monitoramento foi conduzido nas 36 parcelas experimentais, com 05 repetições por parcela. As imagens obtidas foram analisadas para estimativa da porcentagem de área de superfície recoberta por vegetação, utilizando o software APS ASSESS 2.0 (LAMARI, 2008).

A quantificação da biomassa das gramíneas foi realizada em subparcelas de 2 x 2 m, uma em cada parcela experimental. Em maio/2015 foram realizadas em subparcelas localizadas no canto superior esquerdo da parcela e em maio/2016 no canto inferior direito, seguindo metodologia adaptada de Munhoz e Araújo (2011). As gramíneas, presentes nestas subparcelas, foram cortadas, ao nível do solo, pesadas, secas em estufa a 60 °C até obtenção de peso constante, e novamente pesadas, para obtenção da biomassa seca (MARAFON, 2012).

A área foi monitorada para temperatura na estação seca (setembro/2015) e chuvosa (março/2016), as medidas, realizadas com termômetro de haste, ocorreram ao amanhecer (7:30h) e a tarde (15h), na profundidade de 0,05 m, com 05 repetições por parcela (COSTA; GODOY, 1962).

A Respiração Basal, ou seja, a quantificação do Carbono do CO₂ (C-CO₂) liberado, foi realizada em amostras de solo compostas (6 amostras simples) coletadas em cada uma das 36 parcelas experimentais, na profundidade de 0,0 a 0,10 m.

Para quantificação do C-CO₂ liberado foram utilizados 100 g do material amostrado, este foi peneirado, ainda úmido, pesado e colocado em jarros de vidro com tampa de rosca,

tendo a umidade do solo corrigida para 70%. No centro de cada jarro foi depositado um frasco contendo 10 mL de NaOH 0,1 mol L⁻¹, e os jarros foram hermeticamente fechados.

O tempo de incubação foi determinado por meio de uma curva de calibração, resultante de um monitoramento em dias alternados. A titulação do NaOH livre foi realizada com HCl (0,1 mol L⁻¹) e o indicador fenolftaleína (1%). Como controle foram preparados jarros de vidro, sem amostra, contendo frascos com NaOH. A titulação da base livre permitiu calcular, por subtração, a quantidade de CO₂ que reage com NaOH (ANDERSON; DOMSCH, 1989) e, conseqüentemente, o C-CO₂ liberado com a respiração microbiana.

A matéria orgânica do solo foi determinada nas mesmas amostras, seguindo metodologia proposta por Raij et al. (2001).

Na época da coleta, o pH(CaCl₂) do solo (RAIJ et al., 2001) se encontrava fortemente ácido, variando de 4,3 a 5,1 (IBGE, 2015). A temperatura do solo em setembro/2015 variou pela manhã de 23,4 a 31,8 °C, mínima e máxima, respectivamente, e no período da tarde variou de 33,9 a 51,3 °C. Em março/2016, a temperatura variou pela manhã de 26,6 a 34,3 °C e no período vespertino de 34,7 a 49,2 °C, média de 180 observações. A umidade foi avaliada, por meio de cálculo gravimétrico (EMBRAPA, 2011), na profundidade de 0 a 0,05 m, nas mesmas épocas de coleta, em setembro variou de 5,8 a 13 % e em março de 5 a 12,5 %.

Os dados foram avaliados por meio de análises de variância e teste de média Tukey a 5% de probabilidade, ou por meio de regressão, utilizando o programa SISVAR (FERREIRA, 2011). As análises de correlação de Pearson entre variáveis foram realizadas por meio do software estatístico SAS 9.4 (STATISTICAL ANALYSIS SYSTEM, 2012) e uma análise de componentes principais (PCA), foi conduzida no programa estatístico Statistica 13.1 (STATSOFT, 2016), produzindo uma representação bidimensional (*biplo*t), dos componentes principais, permitindo a visualização dos tratamentos aplicados ao solo e das variáveis analisadas.

2.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

O recobrimento vegetal, a variação na temperatura do solo e a atividade microbiana apresentaram diferenças significativas entre as épocas de amostragem. A incorporação dos resíduos, tanto orgânico (RO) como agroindustrial (RA), influenciaram o comportamento do recobrimento vegetal, da biomassa seca da parte aérea das gramíneas e da matéria orgânica (Tabela 3).

As avaliações conduzidas em 2016 mostraram, em relação a 2015, pequenos incrementos no recobrimento vegetal e redução na variação da temperatura (Figuras 5a e 5b), ausência de mudanças na biomassa seca da parte aérea das gramíneas e na matéria orgânica, enquanto a atividade microbiana (C-CO₂) diminuiu (Tabela 3). A decomposição e consumo da matéria orgânica adicionada e a falta de reposição desta e, conseqüentemente, de nutrientes, além das elevadas temperaturas a que os microrganismos estão expostos (49 a 51,3 °C) explicam a redução da atividade microbiana, variáveis também citadas por Hamdi et al. (2011) e Tripathi et al. (2015) para justificar a redução na população de alguns microrganismos e o comprometimento da atuação destes na relação solo-planta.

A vegetação apresenta efeitos positivos em processos de recuperação de solos, pois como evidenciaram Muñoz-Rojas et al. (2016), promovem entradas adicionais de matéria orgânica e incrementos na cobertura vegetal, os quais contribuem para otimizar o sucesso da recuperação.

Neste trabalho, a adição de material orgânico ao solo degradado ocorreu em novembro/2011, transcorridos 5 anos (2016) os efeitos deste aporte podem estar desaparecendo, indicando necessidade de nova intervenção, para garantir a continuidade do processo de recuperação.

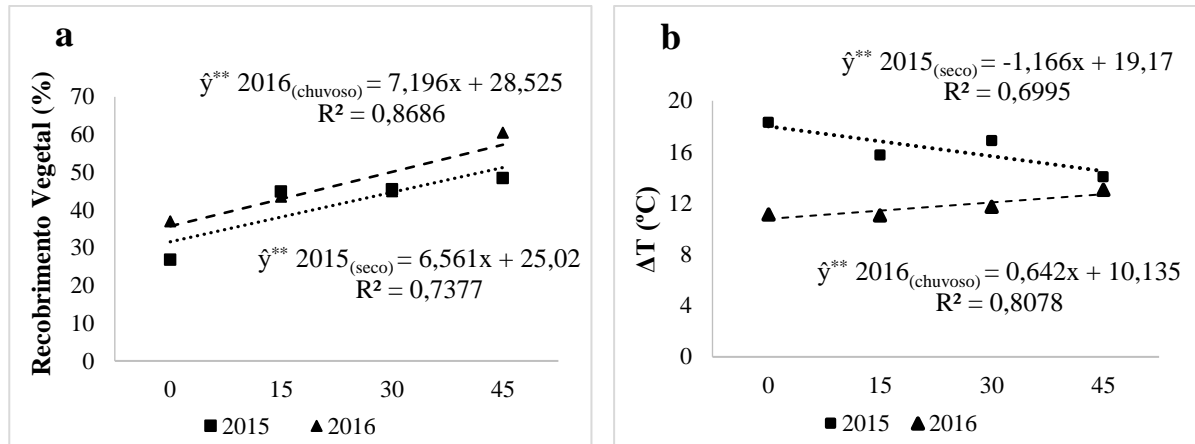
Tabela 3 - Valores médios para recobrimento vegetal (RVEG), biomassa seca, da parte área das gramíneas (GRAM), variação de temperatura (ΔT), atividade microbiana (C-CO₂) e matéria orgânica (MO), do subsolo exposto, por resíduos e tempo, valores de F e coeficiente de variação (CV).

Fontes de Variação	RVEG %	GRAM [#] g m ⁻²	ΔT °C	C-CO ₂ $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ g}^{-1}$ solo dia ⁻¹	MO g dm ⁻³
Tempo (TP)					
2015	41,43b	3,08a	16,26b	8,14a	9,03a
2016	46,52a	2,75a	11,74a	6,39b	9,25a
Resíduo Orgânico (RO)					
0 Mg ha ⁻¹	26,30b	2,24a	14,29a	6,24a	8,79b
16 Mg ha ⁻¹	53,54a	3,09a	14,12a	7,16a	9,08ab
32 Mg ha ⁻¹	52,08a	3,43a	13,59a	8,40a	9,54a
Resíduo Agroindustrial (RA)					
0 Mg ha ⁻¹	31,92	1,93	14,72	5,97	8,83
15 Mg ha ⁻¹	44,22	2,67	13,41	7,76	9,77
30 Mg ha ⁻¹	45,22	2,97	14,30	7,31	9,50
45 Mg ha ⁻¹	54,52	4,10	13,56	8,02	8,44
Valores de F					
BL ⁺⁺	6,101 ^{ns}	0,374 ^{ns}	0,132 ^{ns}	0,529 ^{ns}	3,294 ^{ns}
TP	19,644 [*]	1,402 ^{ns}	93,721 ^{**}	8,870 [*]	1,882 ^{ns}
RO	237,162 ^{**}	6,616 ^{ns}	0,8022 ^{ns}	4,523 ^{ns}	7,265 [*]
RA	13,344 ^{**}	10,799 ^{**}	4,253 ^{ns}	2,397 ^{ns}	12,893 ^{**}
ROxRA	5,063 ^{**}	0,626 ^{ns}	0,686 ^{ns}	1,342 ^{ns}	3,573 [*]
ROxTP	0,533 ^{ns}	0,821 ^{ns}	0,008 ^{ns}	0,632 ^{ns}	1,389 ^{ns}
RAxTP	3,445 ^{**}	1,247 ^{ns}	18,466 ^{**}	0,497 ^{ns}	1,161 ^{ns}
CV (%)	18	50	20	38	9
Média Geral	43,97	11,69	13,99	7,27	9,14

Nota: #Dados transformados para $\sqrt{(x+0,5)}$. Médias observadas seguidas de mesma letra, nas colunas, por fonte de variação, não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey a 5 %. ^{ns}=valores não significativos; ^{**} e ^{*}= valores significativos para $P \leq 0,01$ e $\leq 0,05$, respectivamente. ⁺⁺ Os resultados para blocos não foram significativos, portanto não serão discutidos. ΔT = Temperatura às 15h – Temperatura às 07:30.

Fonte: Elaboração própria.

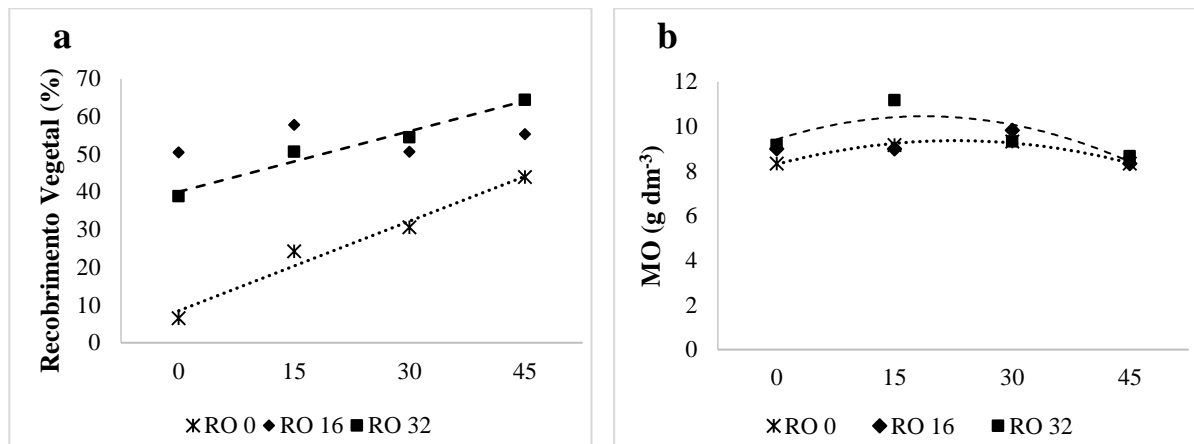
Figura 5 - Desdobramentos da interação tempo (2015 e 2016) e resíduo agroindustrial (RA) para (a) recobrimento vegetal - % e (b) variação da temperatura do solo - °C).



Fonte: Elaboração própria.

A adição dos resíduos (RO e RA) influenciou positivamente o recobrimento vegetal (RVEG) (Tabela 3 e Figura 5a), quase dobrando a cobertura da superfície, o que pode ser atribuído ao aporte de material orgânico e nutrientes proporcionado pelos resíduos e importantes para o desenvolvimento da vegetação (NAJAR et al., 2015; EGGLESTON; LIMA, 2015). Além da contribuição destes resíduos para a redução da densidade do solo, aumentar a disponibilidade de água e melhorar a aeração do mesmo, mostrando efeitos positivos também sobre a produção de biomassa seca da parte aérea das gramíneas (OHSOWSKI et al., 2012).

Figura 6 - Desdobramentos da interação resíduo orgânico (RO) e agroindustrial (RA) para (a) recobrimento vegetal e (b) matéria orgânica do solo.



$$\hat{y}_{(0 \text{ Mg ha}^{-1})} = 11,88x - 3,4 \quad R^2 = 0,9703$$

$$\hat{y}_{(16 \text{ Mg ha}^{-1})} \text{ ns}$$

$$\hat{y}_{(32 \text{ Mg ha}^{-1})} = 8,031x + 32 \quad R^2 = 0,9669$$

$$\hat{y}_{(0 \text{ Mg ha}^{-1})} = -0,46x^2 + 2,316x + 6,45 \quad R^2 = 0,9866$$

$$\hat{y}_{(16 \text{ Mg ha}^{-1})} \text{ ns}$$

$$\hat{y}_{(32 \text{ Mg ha}^{-1})} = -0,665x^2 + 2,991x + 7,095 \quad R^2 = 0,6487$$

Fonte: Elaboração própria.

A biomassa seca das gramíneas (GRAM) respondeu com incrementos positivos e lineares às doses de RA ($\hat{y}^{**} = 7,5970 + 0,1818 x$, para $P \leq 0,01$, com $R^2 = 0,9512$), mas não apresentou resposta significativa ao RO, mostrando que transcorridos 5 anos os efeitos deste já não são significativos, necessitando de nova aplicação ou indicando que as doses iniciais não foram adequadas para garantir subsídios ao incremento de GRAM (NGUYEN et al., 2016).

Reard e Wuest (2016) encontraram efeitos de condicionantes orgânicos por longos períodos (7 anos), e associaram isso ao tipo de material orgânico aplicado, a frequência de aplicação e a relação C/N do material, enquanto Cezar et al. (2005) trabalhando com resíduos orgânicos (macrófitas aquáticas) observaram redução de 50% nos conteúdos de C das macrófitas aos 90 dias.

Transcorridos 5 anos da adição dos resíduos, estes mostram pequenas variações na MO e incrementos no recobrimento vegetal, particularmente onde foram aplicadas 32 Mg ha⁻¹ de RO (Tabela 3 e Figuras 6a e b), interferindo na atividade dos microrganismos e no estabelecimento da vegetação, uma vez que os microrganismos não estão, em geral, adaptados a ambientes onde estão combinados pouca matéria orgânica, solo ácido, baixa umidade e elevadas temperaturas (BINKLEY; FISHER, 2012), características correntes na área experimental.

A variação na temperatura (ΔT) apresenta redução em relação às épocas de amostragem (Tabela 3). Em 2015, no período seco, o valor de ΔT foi maior que em 2016, em época chuvosa,

o que está diretamente relacionado ao comportamento do clima atmosférico, e associado à aplicação dos resíduos, pois o recobrimento vegetal ainda não é suficiente para reduzir as oscilações na temperatura do subsolo.

A ΔT apresenta interação com as doses de RA utilizadas e os tempos de amostragem (Figura 6b). No período seco, o aumento das doses de RA reduziu em média 4 °C na ΔT , enquanto no período chuvoso, aumentou 2 °C, em relação às doses de RA. No período mais seco, onde as temperaturas atmosféricas são mais elevadas, a adição do RA contribuiu para melhorar as condições do solo, para os microrganismos por exemplo, pois as temperaturas neste período chegaram a 51,3 °C à tarde, desta forma uma redução de 4 °C pode ser vista como ganho em qualidade ambiental, embora ainda incipiente, o que pode comprometer a atividade microbiana (HAMDI et al., 2011), quando tão elevada, justificando a reduzida atividade observada (Tabela 3).

A presença de RO, após 5 anos, não apresenta mais efeitos intensos sobre GRAM, ΔT e C-CO₂, mas aponta o tratamento RO de 32 Mg ha⁻¹, como ligeiramente superior, o que pode ser relacionado aos 05 anos transcorridos, com conseqüente decomposição do material incorporado (Tabela 3).

De modo geral, as variáveis analisadas apresentam baixas correlações, à exceção do recobrimento vegetal e da matéria orgânica, ambos com alta correlação entre as épocas de amostragem (Tabela 4). Apesar das baixas correlações, é possível verificar tendências, onde o RVEG, a GRAM e a C-CO₂ correlacionam-se positivamente entre si e são inversamente proporcionais ΔT (TRIPATHI et al., 2015), assim como a MO que apresenta correlação, na época chuvosa, com a C-CO₂ do mesmo período.

A análise das componentes principais, ferramenta que permite agrupar as variáveis e contribuir para uma interpretação integrada das mesmas, mostrou que, para o ano de 2015 (Tabela 5), as três componentes principais (PC1, PC2 e PC3) somadas explicaram 81,54 % da variabilidade total dos dados. Para o ano de 2016, as componentes principais selecionadas (PC1, PC2 e PC3) e somadas, explicaram 81,61 % da variabilidade total dos dados (Tabela 6).

Tabela 4 - Matriz de correlação linear simples entre as variáveis recobrimento vegetal (RVEG), biomassa seca das gramíneas (GRAM), variação da temperatura do solo (ΔT), atividade microbiana (C-CO₂) e matéria orgânica do solo (MO), nos anos de 2015 (15) e 2016 (16).

	RVEG (15)	RVEG (16)	GRAM (15)	GRAM (16)	ΔT ₍₁₅₎	ΔT ₍₁₆₎	C-CO ₂ (15)	C-CO ₂ (16)	MO ₍₁₅₎	MO ₍₁₆₎
RVEG ₍₁₅₎	1,0									
RVEG ₍₁₆₎	0,762**	1,0								
GRAM ₍₁₅₎	0,375*	0,497**	1,0							
GRAM ₍₁₆₎	0,296 ^{ns}	0,422*	0,073 ^{ns}	1,0						
ΔT ₍₁₅₎	-0,420*	-0,460**	-0,530**	-0,1216 ^{ns}	1,0					
ΔT ₍₁₆₎	0,007 ^{ns}	0,148 ^{ns}	0,397*	0,081 ^{ns}	-0,246 ^{ns}	1,0				
C-CO ₂ ₍₁₅₎	0,174 ^{ns}	0,147 ^{ns}	0,097 ^{ns}	-0,094 ^{ns}	-0,350*	-0,104 ^{ns}	1,0			
C-CO ₂ ₍₁₆₎	0,413*	0,336*	0,398*	-0,115 ^{ns}	-0,443**	0,078 ^{ns}	0,172 ^{ns}	1,0		
MO ₍₁₅₎	0,237 ^{ns}	-0,012 ^{ns}	-0,056 ^{ns}	0,030 ^{ns}	0,076 ^{ns}	-0,507**	0,014 ^{ns}	0,209 ^{ns}		
MO ₍₁₆₎	0,335*	0,014 ^{ns}	-0,060 ^{ns}	0,104 ^{ns}	0,170 ^{ns}	-0,311 ^{ns}	-0,0249 ^{ns}	0,370*	0,630**	1,0

Nota: ^{ns}=valores não significativos; ** e * = valores significativos para $P \leq 0,01$ e $\leq 0,05$, respectivamente.

Fonte: Elaboração própria.

A primeira componente (PC1) de 2015 explica 40,41 % da variabilidade total dos dados, fazem parte desta RVEG (0,72), GRAM (0,74) e ΔT (-0,84), a última apresentando correlação negativa com as demais.

O comportamento antagônico entre ΔT e RVEG e GRAM indicam que o aumento da cobertura do subsolo pelo crescimento das gramíneas e de espécies espontâneas reduz a variação da temperatura, além de proteger o solo de processos erosivos, melhorando as condições ambientais para os microrganismos (OHSOWSKI, et al., 2012), os quais são influenciados, segundo Vargas e Sholles (2000) por variações na temperatura, por reduções na cobertura vegetal, na disponibilidade de nutrientes, entre outros fatores edáficos, corroborando a observação feita neste trabalho.

A segunda componente principal, constituída apenas pela MO (0,93), explica 22,56 % da variabilidade dos dados e a terceira componente explica 18,57 % da variabilidade, com C-CO₂ (-0,85) apresentando correlação negativa (Tabela 3), indicando MO e C-CO₂ como os principais agentes do processo em curso (MUÑOZ-ROJAS et al., 2016). Estas variáveis guardam estreita relação entre si, uma vez que a atividade microbiana, considerando as demais condições ambientais favoráveis, será mais intensa, quanto maior for a quantidade de MO presente no material (KHAN et al., 2016).

Tabela 5 - Componentes principais (PC1, PC2, PC3) da análise multivariada e seus coeficientes de correlação entre as variáveis analisadas, recobrimento vegetal (RVEG), biomassa seca das gramíneas (GRAM), variação da temperatura (ΔT), atividade microbiana (C-CO₂) e matéria orgânica (MO), do subsolo exposto, no ano de 2015, em relação aos tratamentos utilizados, variância explicada (VE %) e auto-valor (AV).

Componentes Principais	PC1	PC2	PC3
AV	2,02	1,13	0,93
VE (%)	40,41	22,56	18,57
Correlações			
RVEG	0,72*	0,40	0,16
GRAM	0,74*	-0,18	0,45
ΔT	-0,84*	0,21	0,02
C-CO₂	0,48	-0,07	-0,85*
MO	0,07	0,93*	-0,06
Interpretação	Recobrimento + Gramíneas + Temperatura	Matéria orgânica	Atividade microbiana

Nota: * = correlações consideradas na interpretação do componente principal ($r > |0,60|$).

Fonte: Elaboração própria.

Desta forma, nota-se que em 2015 o recobrimento vegetal, a produção de biomassa, com consequente aporte de matéria orgânica, contribuiu para intensificar a atividade microbiológica, o que é retratado pelos valores de C-CO₂ (Tabela 3).

A primeira componente principal, para 2016 (Tabela 6), é composta pelo RVEG (0,80) e pelo C-CO₂ (0,65), explicando 31,80 % da variabilidade total dos dados da área. Sua relação é positiva, indicando que incrementos ocorridos no recobrimento vegetal melhoram as condições ambientais do subsolo propiciando o desenvolvimento e a atividade dos microrganismos, como relatado também por Frazão et al., 2010 em estudo comparativo entre diferentes usos do solo.

A segunda componente principal explica 28,22 % da variabilidade dos dados, constituída pela GRAM (0,68) e pela MO (-0,73), em correlação negativa, indicando que já pode estar ocorrendo acúmulo de biomassa vegetal no solo. Embora a produção de biomassa no ano de 2016 tenha sido menor a MO está retratando inclusive o que havia sido depositado no ano anterior, que devido à baixa atividade microbiológica pode ter permanecido no solo, embora em pequenos teores, mas explicando o comportamento antagônico observado.

A terceira componente explica 21,59 % da variabilidade, representada pela ΔT (0,65), apresentando correlação negativa com a GRAM (-0,52) e a C-CO₂, (-0,59) o que corrobora os resultados anteriores.

A representação gráfica (*biplot*) para 2015 (entre PC1 e PC2) (Figura 6) permitiu caracterizar as variáveis que mais discriminaram para formação dos agrupamentos 1, 2 e 3, explicando 62,97% do total da variabilidade. A ΔT permitiu discriminar o agrupamento 1, cujos tratamentos são RO00+RA00, RO00+RA15, RO00+RA30 e RO32+RA00 Mg ha⁻¹, tratamentos onde não houve a introdução de algum dos dois resíduos, reduzindo assim a entrada de compostos e matéria orgânica, o que pode aumentar a temperatura do solo e permite inferir que em conjunto os resíduos contribuíram para diminuir a variação da temperatura do subsolo exposto, ao longo do dia.

Tabela 6 - Componentes principais (PC1, PC2, PC3) da análise multivariada e seus coeficientes de correlação entre as variáveis analisadas, recobrimento vegetal (RVEG), biomassa seca das gramíneas (GRAM), variação da temperatura (ΔT), atividade microbiana (C-CO₂) e matéria orgânica (MO), do subsolo exposto, no ano de 2016, em relação aos tratamentos utilizados, variância explicada (VE %) e auto-valor (AV).

Componentes Principais	PC1	PC2	PC3
AV	1,59	1,41	1,08
VE (%)	31,80	28,22	21,59
Correlações			
RVEG	0,80*	0,34	0,02
GRAM	0,12	0,68*	-0,52
ΔT	0,54	0,40	0,65*
C-CO₂	0,65*	-0,36	-0,59
MO	0,46	-0,73*	0,17
Interpretação	Recobrimento + Atividade Microbiana	Gramíneas + Matéria Orgânica	Temperatura

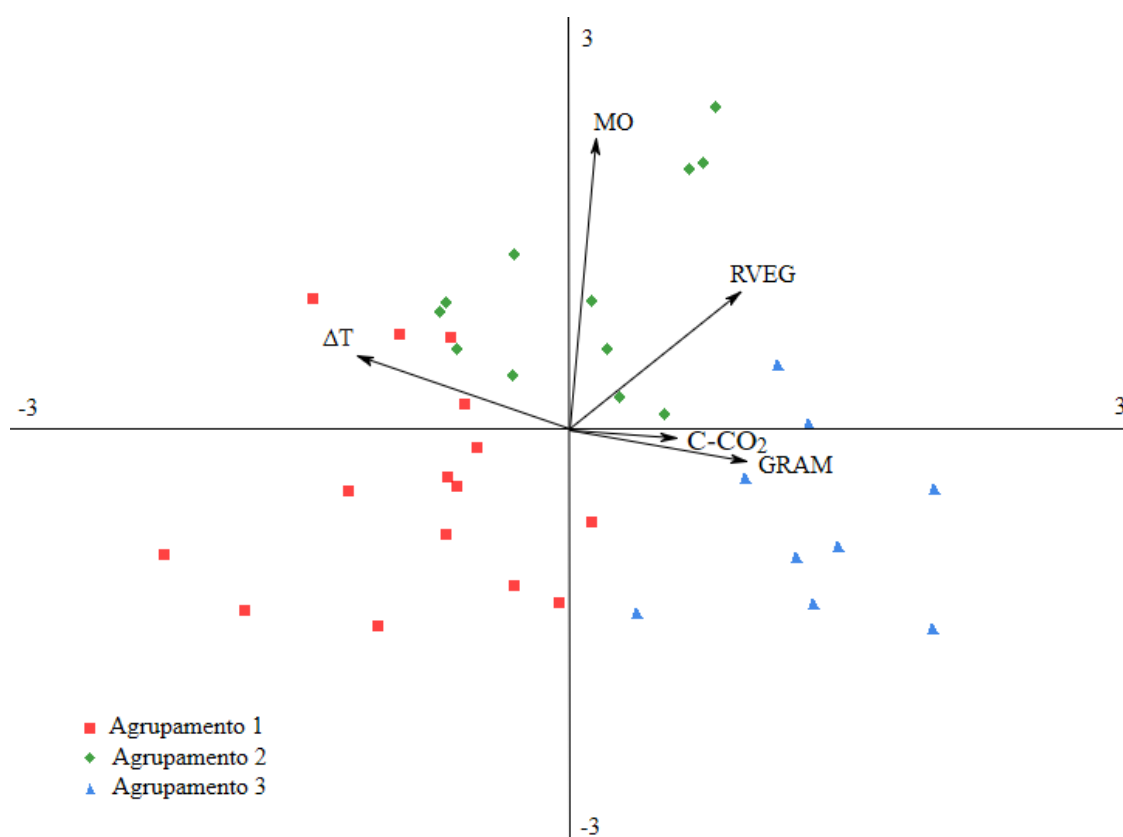
Nota: * = correlações consideradas na interpretação do componente principal ($r > |0,60|$).

Fonte: Elaboração própria.

O agrupamento 2 traz as doses intermediárias, discriminadas pela MO e RVEG. O condicionamento do subsolo com os resíduos melhorou as condições edáficas e os conteúdos de matéria orgânica, o que promoveu incrementos no recobrimento vegetal da superfície, e que também contribui para reduzir as oscilações de temperatura, ao longo do dia.

Em relação ao agrupamento 3, representado pelos tratamentos RO16+RA45 e RO32+RA45 Mg ha⁻¹, estes foram influenciados pelas variáveis GRAM e C-CO₂. A introdução combinada dos resíduos teve efeitos significativos para algumas variáveis, já estudadas na área, e promoveu incrementos na biomassa das gramíneas e na vegetação que vem surgindo naturalmente, cujas raízes e exsudatos podem contribuir às atividades microbiológicas.

Figura 7 - *Biplot* das variáveis analisadas, recobrimento vegetal (RVEG), biomassa seca das gramíneas (GRAM), variação da temperatura do solo (ΔT), atividade microbiana (C-CO₂), e matéria orgânica (MO), para 2015, em relação aos tratamentos utilizados.



Fonte: Elaboração própria.

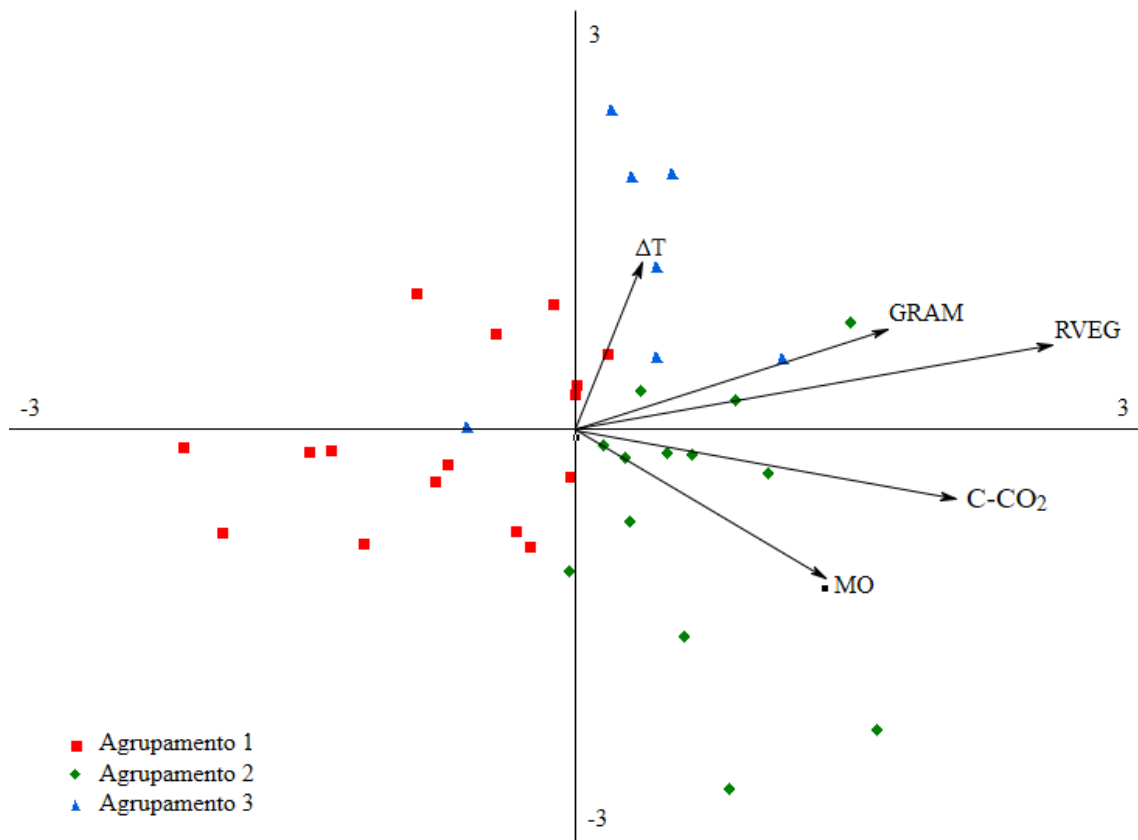
O *Biplot* (entre PC1 e PC2) para os dados de 2016 (Figura 7) apresenta resultados diferentes dos de 2015, explicando 60,02% do total da variabilidade. O agrupamento 1, com os tratamentos RO00+RA00, RO00+RA15, RO00+RA30, RO16+RA45 e RO32+RA00 Mg ha⁻¹, não sofreu influência destacada das variáveis analisadas em sua discriminação.

Enquanto que no agrupamento 2 ficaram as doses intermediárias e equilibradas de resíduos RO16+RA00, RO16+RA15, RO16+RA30, RO32+RA15 e RO32+RA30 Mg ha⁻¹, sendo RVEG, C-CO₂, GRAM e MO as variáveis responsáveis pela discriminação deste grupo.

Essas se relacionam positivamente devido a presença dos resíduos e a melhora proporcionada pela introdução dos mesmos.

No agrupamento 3 encontram-se os tratamentos RO00+RA45 e RO32+RA45 Mg ha⁻¹, os quais foram influenciados pela ΔT , sugerindo efeitos da presença do RA na temperatura do solo, podendo estes efeitos estarem relacionados à coloração do RA, cabendo maior detalhamento em estudos posteriores.

Figura 8 - *Biplot* das variáveis analisadas, recobrimento vegetal (RVEG), biomassa seca das gramíneas (GRAM), variação da temperatura do solo (ΔT), atividade microbiana (C-CO₂), e matéria orgânica (MO), para 2016, em relação aos tratamentos utilizados.



Fonte: Elaboração própria.

2.4 CONCLUSÕES

O recobrimento vegetal aumentou em duas vezes sua área na presença dos resíduos e diminuiu a variação na temperatura do solo na área experimental.

A atividade microbiológica não foi influenciada pelos resíduos.

As elevadas temperaturas e suas variações foram um dos fatores responsáveis pela redução da atividade microbiológica, após 5 anos.

O processo de recuperação estabelecido aumentou a biomassa das gramíneas e o recobrimento vegetal da área.

REFERÊNCIAS

- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. Ratios of microbial biomass carbon to total organic in arable soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 21, p. 471-479, 1989.
- BINI, D.; SANTOS, C. A.; CARMO, K. B.; KISHINO, N.; ANDRADE, G.; ZANGARO, W.; NOGUEIRA, M. A. Effects of land use on soil organic carbon and microbial processes associated with soil health in southern Brazil. **European Journal of Soil Biology**, Issy les Moulineaux, v. 55, p. 117-123, 2013.
- BINKLEY, D.; FISHER, R. **Ecology and management of forest soils**. 4 ed., John Wiley & Sons. West Sussex, UK, 2012.
- CEZAR, V. R. S.; VILLAS BOAS, R. L.; CORRÊA, M. R.; NEGRISOLI, E.; VELINI, E. D. Avaliação da degradação de macrófitas aquáticas descartadas em ambiente protegido. **Planta Daninha**, Viçosa, MG, v. 23, p. 255-261, 2005.
- COSTA, A. O. I.; GODOY, H. Contribuição para conhecimento do clima e do solo de Ribeirão Preto. **Bragantia**, Campinas, v. 21, p. 689-742, 1962.
- EGGLESTON, G.; LIMA, I. Sustainability issues and opportunities in the sugar and sugar-bioproduct industries. **Sustainability**, New Rochelle, v. 7, p. 12209-12235, 2015.
- EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Manual de métodos de análise de solo**. 2.ed. rev. Rio de Janeiro, 2011. 225 p.
- FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistic analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 35, p. 1039-1042, 2011.
- GODOY, L. J. G.; VILLAS BOAS, R. L.; BACKES, C. Produção de tapetes de grama Santo Agostinho submetida a doses de nitrogênio. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 33, p. 1703-1716, 2012.
- HAMDI, S.; CHEVALLIER, T.; AÏSSA, N. B.; HAMMOUDA, M. B.; GALLALI, T.; CHOTTE, J. L.; BERNOUX, M. Short-term temperature dependence of heterotrophic soil respiration after one-month of pre-incubation at different temperatures. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 43, p. 1752-1758, 2011.
- IBGE. Coordenação de Recursos Naturais e Estudos Ambientais. **Manual Técnico de Pedologia**. 3.ed. Rio de Janeiro. (Manuais Técnicos em Geociências, 4), 2015.
- ILUNGA, E. I. wa; MAHY, G.; PIQUERAY, J.; SÉLECK, M.; SHUTCHA, M. N.; MEERTS, P.; FAUCON, M. P. Plant functional traits as a promising tool for the ecological restoration of degraded tropical metal-rich habitats and revegetation of metal-rich bare soils: A case study in copper vegetation of Katanga, DRC. **Ecological engineering**, Amsterdam, v. 82, p. 214-221, 2015.
- KHAN, K. S.; MACK, R.; CASTILLO, X.; KAISER, M.; JOERGENSEN, R. G. Microbial biomass, fungal and bacterial residues, and their relationships to the soil organic matter C/N/P/S ratios. **Geoderma**, Amsterdam, v. 271, p. 115-123, 2016.

LAMARI, L. **ASSESS 2.0**: image analysis software for disease quantification. Saint Paul: APS, 2008.

LOZANO, Y. M.; HORTAL, S.; ARMAS, C.; PUGNAIRE, F. I. Interactions among soil, plants, and microorganisms drive secondary succession in a dry environment. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 78, p. 298-306, 2014.

MARAFON, A. C. **Análise quantitativa de crescimento em cana-de-açúcar**: uma introdução ao procedimento prático. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Documento, 168), 2012.

MUNHOZ, C. B. R.; ARAÚJO, G. M., Métodos de amostragem do estrato Herbáceo-subarbustivo. In: FELFILI, J. M., EISENLOHR, P. V., MELO, M. M. R. F., ANDRADE, L. A.; MEIRA NETO, J. A. A. (Ed.). **Fitossociologia no Brasil**: métodos e estudos de casos. Viçosa, MG: Editora UFV, 2011. p. 213-230.

MUÑOZ-ROJAS, M.; ERICKSON, T. E.; DIXON, K. W.; MERRITT, D. J. Soil quality indicators to assess functionality of restored soils in degraded semiarid ecosystems. **Restoration Ecology**, Hoboken, v. 24, n. S2, p. S43-S52, 2016.

NAJAR, I. A.; KHAN, A. B.; HAI, A. Effect of macrophyte vermicompost on growth and productivity of brinjal (*Solanum melongena*) under field conditions. **International Journal of Recycling of Organic Waste in Agriculture**, Heidelberg, v. 4, p. 73-83, 2015.

NGUYEN, T. T.; CAVAGNARO, T. R.; NGO, H. T. T.; MARSCHNER, P. Soil respiration, microbial biomass and nutrient availability in soil amended with high and low C/N residue—Influence of interval between residue additions. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 95, p. 189-197, 2016.

OHSOWSKI, B. M.; KLIRONOMOS, J. N.; DUNFIELD, K. E.; HART, M. M. The potential of soil amendments for restoring severely disturbed grasslands. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 60, p. 77-83, 2012.

PAUL, E. A. The nature and dynamics of soil organic matter: Plant inputs, microbial transformations, and organic matter stabilization. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 98, p. 109-126, 2016.

PULLEMAN, M.; HELLIN, J.; VELÁZQUEZ, D. F.; BÁEZ, W. L. Soil quality and farm profitability: A win-win situation. **Leisa Magazine (Living Soils)**, Wageningen, v. 24, n. 2, p. 6-8, 2008.

RAIJ, B. van; ANDRADE, J. C.; CANTARELLA, H. & QUAGGIO, J. A., **Análise química para avaliação da fertilidade de solos tropicais**. Campinas: Instituto Agronômico, 2001. 284 p.

STATISTICAL ANALYSIS SYSTEM. **User's guide**: statistics. Cary: SAS Institute, 2012.

STATSOFT. **Statistica 13.1**. Tulsa: StatSoft, 2016.

TRIPATHI, V.; ABHILASH, P. C; SINGH, H. B; SINGH, N.; PATRA, D. D. Effect of temperature variation on lindane dissipation and microbial activity in soil. **Ecological Engineering**, Amsterdam, v. 79, p. 54-59, 2015.

VARGAS, L. K., SCHOLLES, D. Biomassa microbiana e produção de C-CO₂ e N mineral de um solo Podzólico Vermelho-Escuro submetido a diferentes sistemas de manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, MG, v. 24, n. 1, p. 35–42, 2000.

CAPÍTULO 3 - ATRIBUTOS QUÍMICOS E MICROBIOLÓGICOS DO SOLO COMO INDICADORES DE RECUPERAÇÃO DE ÁREA DEGRADADA NO CERRADO

3.1 INTRODUÇÃO

A revegetação ainda é o meio mais comum de se pensar na proteção ou recuperação do solo degradado, no entanto o sucesso da revegetação depende de quão comprometida está a qualidade do mesmo (POWLSON et al., 1987). Esta por sua vez, está relacionada aos atributos do solo e estes, em sua maioria, são influenciados pelos conteúdos de matéria orgânica (RODRIGUES et al., 2011).

O comportamento efêmero de parte da matéria orgânica gera necessidade de constante incorporação desta ao solo, no entanto sua decomposição é um processo dependente da atividade da comunidade microbiana. Assim, a abundância e as atividades bioquímicas e metabólicas dos microrganismos podem ser consideradas indicadoras da qualidade do solo (ARAÚJO; MONTEIRO, 2007), para o sucesso da revegetação de uma área (POWLSON et al., 1987), devido às rápidas respostas que proporciona às mudanças ambientais (ARAÚJO; MONTEIRO, 2007).

Os microrganismos atuantes nos processos de decomposição e mineralização da matéria orgânica, na mobilização de nutrientes e na fixação de carbono, são fundamentais na ciclagem de nutrientes (STRICKLAND; ROUSK, 2010; DENG et al., 2016). Esses processos são influenciados diretamente pelas condições do ambiente no qual os microrganismos estão inseridos, alterando diretamente a disponibilidade, a qualidade e a quantidade dos nutrientes no solo (LISBOA et al., 2012).

Assim, pode-se afirmar que as comunidades microbianas são influenciadas pelas variações ocorridas na temperatura, na umidade e na atmosfera do solo, bem como pelas reduções na cobertura vegetal, na disponibilidade de nutrientes, na estabilidade estrutural no solo, fatores que podem ser modificados pelo uso e degradação do mesmo (VARGAS; SCHOLLES, 2000; SIX et al., 2006).

Alterações no pH também podem induzir mudanças na estrutura das comunidades microbianas, particularmente na relação fungos – bactérias (HÖGBERG et al., 2007; FIERER et al., 2009; ROUSK et al., 2009; DENG et al., 2010). Estas alterações são de grande importância, uma vez que interferem na biomassa e na estrutura das comunidades microbianas, que podem afetar os ciclos do C e N do solo (WARING et al., 2013), produzindo resultados positivos ou negativos, dependendo de como estes interagirem com a vegetação introduzida e com as propriedades atuais do solo que se pretende recuperar.

A revegetação pode aumentar os teores de matéria orgânica no solo, por meio da introdução de folhas e raízes no sistema, além dos resíduos adicionados no plantio. No entanto os incrementos em matéria orgânica e, conseqüentemente, no C do solo terão seu acúmulo definido pela relação entre a entrada de biomassa e a decomposição microbiana (DAWSON; SMITH, 2007; SIMPSON et al., 2007). A biomassa microbiana, no entanto, pode ser influenciada pela qualidade da serapilheira e do material orgânico do solo (FRAZÃO et al., 2010), os quais dependem da vegetação e dos resíduos introduzidos.

Do exposto, observa-se que o estudo da microbiota do solo tem papel relevante na detecção de alterações impactantes, bem como para indicar a recuperação de áreas degradadas, permitindo, num curto tempo, observar mudanças ocorridas no solo (ARAÚJO; MONTEIRO, 2007).

A determinação do carbono da biomassa microbiana e da respiração basal, por unidade de biomassa, são utilizados como indicadores da atividade microbiana, a qual também pode ser mensurada por meio dos quocientes metabólico e microbiano. Segundo CHAPMAN; CAMPBELL; ARTZ, (2007) a redução da biomassa microbiana indica a perda de qualidade do solo. Valores da ordem de 101 a 1.201 $\mu\text{g C g}^{-1}$ solo são considerados adequados para o Cerrado em áreas de vegetação nativa (KASCHUK; ALBERTON; HUNGRIA, 2010).

Em geral, os microrganismos apresentam-se em maior concentração na camada superficial do solo, onde ocorrem deposição e entrada de material orgânico e, conseqüentemente, maiores teores matéria orgânica (MEDEIROS et al., 2017).

O quociente metabólico ($q\text{CO}_2$) expressa quanto de CO_2 é liberado pela biomassa microbiana em função do tempo, este representa a taxa de respiração específica da biomassa microbiana (ALVES et al., 2011), enquanto o quociente microbiano ($q\text{Mic}$) indica o percentual de reserva do carbono orgânico total no solo, áreas degradadas apresentam baixos valores de quociente microbiano, indicando menor reserva de compostos orgânicos nessas áreas (CARNEIRO et al., 2009). Nos solos de Cerrado, em áreas preservadas, isto é, sob vegetação nativa, Kaschuk, Alberton e Hungria (2010) encontraram valores de $q\text{Mic}$ da ordem de 0,9 a 5,5 %.

Os efeitos das mudanças no uso do solo têm sido avaliados por meio da atividade microbiológica e, mais recentemente, pelas características das comunidades microbiológicas, analisadas por meio do sequenciamento do DNA. (RAMPELOTTO et al., 2013; LAMMEL et al., 2015), esta análise permite avaliar a diversidade dos organismos presentes.

O objetivo deste capítulo foi avaliar, por meio da atividade microbiana e de atributos químicos do solo, uma área degradada submetida a ações de recuperação, comparativamente a uma área de Cerrado conservado e uma área degradada sem intervenção.

3.2 MATERIAL E MÉTODOS

3.2.1 Coleta, análises de fertilidade e granulometria

A avaliação dos atributos químicos do solo (fósforo (P), carbono orgânico (CO), Soma de Bases_(K + Ca + Mg) (SB), alumínio (Al)) foi realizada de acordo com Raij et al. (2001) durante a estação chuvosa (Março/2016), na profundidade de 0,0 a 0,10 m, em amostras compostas, oriundas de 6 amostras simples, sendo uma amostra composta por parcela da área experimental (AE). O pH foi determinado em água (EMBRAPA, 2011) e o Nitrogênio (N) pelo método Kjeldahl (MALAVOLTA; VITTI; OLIVEIRA, 1997). A análise granulométrica foi realizada nas mesmas amostras (Tabela 7) (EMBRAPA, 2011).

Como referência, todas as análises aqui descritas foram conduzidas em solo de área de Cerrado conservado (CER) e em solo de área degradada sem nenhuma intervenção (ADSI), de maneira a permitir uma análise comparativa que indique o progresso, ou não, do processo de recuperação da área. (Figura 9).

Tabela 7 - Composição granulométrica do solo da área experimental (AE), da área degradada sem intervenção (ADSI) e do remanescente de cerrado (CER).

	Argila	Areia	Silte
	----- g kg ⁻¹ -----		
AE	481	409	110
ADSI	452	404	144
CER	309	581	109

Fonte: Elaboração própria.

3.2.2 Quantificação da respiração basal (C-CO₂ liberado)

Para quantificação do C-CO₂ liberado foram utilizadas 100 g do solo amostrado, este foi peneirado, pesado e colocado em jarros de vidro com tampa de rosca, a umidade foi corrigida para 70%, no centro do jarro foi depositado um frasco contendo 10 mL de NaOH 0,1 mol L⁻¹, e os jarros foram, então, hermeticamente fechados (Figura 10).

O tempo de incubação foi determinado por meio da curva de calibração, resultante de um monitoramento realizado em dias alternados. A titulação do NaOH livre, utilizou HCl ($0,1 \text{ mol L}^{-1}$) e o indicador fenolftaleína (1%). Como controle foram preparados jarros de vidro, sem solo, contendo frascos com NaOH. A titulação da base livre permitiu calcular, por subtração, a quantidade de CO_2 que reagiu com NaOH (ANDERSON; DOMSCH, 1989) e, conseqüentemente, o C- CO_2 liberado com a respiração microbiana.

Figura 9 - Áreas de coleta: (a) Área experimental (RO00 + RA00), (b) Área experimental (RO16 + RA45), (c) Remanescente de Cerrado conservado a esquerda da estrada (CER) e (d) Área degradada sem intervenção (ADSI), em 2016.



Fonte: Elaboração própria.

Figura 10 - Jarros em incubação para posterior titulação e determinação do C-CO₂ liberado pela respiração microbiana.



Fonte: Elaboração própria.

3.2.3 Quantificação do carbono da biomassa microbiana (CBM)

Para a quantificação do CBM, utilizando o método de fumigação-extração (VANCE; BROOKES; JENKINSON, 1987), foram utilizadas 2 amostras de 10 g de solo, por repetição, sendo uma fumigada com clorofórmio (VANCE et al., 1987) Figura 3a. Após a extração, o carbono desprendido com a morte dos microrganismos, pela fumigação, foi comparado às amostras não fumigadas, e determinado por leitura em espectrofotômetro (Figura 11b), no comprimento de onda de 495 nm (SILVA et al., 2016).

Figura 11 - Metodologia do CBM: (a) Fumigação das amostras em dessecador com clorofórmio e (b) determinação de carbono da biomassa microbiana em espectrofotômetro.



Fonte: Elaboração própria.

3.2.4 Determinação dos quocientes metabólico (qCO_2) e microbiano ($qMic$)

O qCO_2 representa a quantidade de C-CO₂ liberado por unidade de CBM, sendo estimada pela razão C-CO₂ liberado/CBM, ou seja: $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado $\text{g solo seco}^{-1}/\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$, enquanto o $qMic$ foi calculado pela relação entre CBM e carbono orgânico total (COT) do solo (ANDERSON; DOMSCH, 1993), expresso em porcentagem.

3.2.5 Determinação da estrutura das comunidades de fungos e bactérias usando ARISA

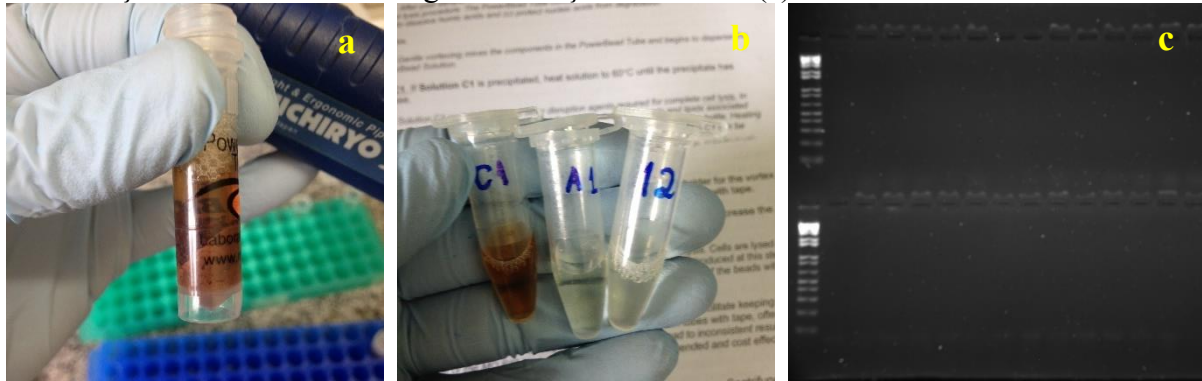
As análises de DNA devido ao elevado custo foram conduzidas apenas nas amostras de CER, ADSI e em alguns tratamentos da AE. Para seleção dos tratamentos priorizaram-se as situações mais contrastantes, isto é, os tratamentos: RO00+RA00, RO32+RA00, RO00+RA45 e RO32+RA45 Mg ha^{-1} .

O DNA total do solo foi extraído usando-se o Kit de isolamento de DNA MoBio PowerSoil™ (Carlsbad, CA, EUA) utilizando-se 0,5 g de amostra de solo (Figura 12 a e b).

A reação de polimerase em cadeia ARISA (PCR) foi conduzida de acordo com Gleeson et al. (2005) com dois conjuntos de iniciadores (*primers*): a) para análise da estrutura de comunidades de fungos, utilizou-se a região ITS (região de espaçamento intergênico) do DNA ribossômico – rDNA (GARDES; BRUNS, 1993; CARSON et al., 2010; SICILIANO et al., 2014): ITS1-F (CTTGGTCATTTAGAGGAAGTAA) e ITS4 (TCCTCCGCTTATTGATATGC) (WHITE et al., 1990); b) para análise da estrutura de comunidades de bactérias, utilizaram-se os iniciadores 27F e 519R que amplificam a região 16S do rDNA (LEGENDRE et al., 2002; SICILIANO et al., 2014).

Os produtos de PCR se obtidos seriam quantificados de acordo com Dunbar, Ticknor e Kuske (2001) Figura 12 c.

Figura 12 - Determinação do DNA (a) homogenização das amostras com beads, (b) diferenciação das amostras ao longo da extração do DNA e (c) resultado da PCR.



Fonte: Elaboração própria.

3.2.6 Análise estatística

Os dados obtidos foram avaliados por meio de análise de variância seguida de teste de média, Dunnett ($P \leq 0,05$), e correlação de Pearson, utilizando-se o programa estatístico SAS 9.4 (STATISTICAL ANALYSIS SYSTEM, 2012).

3.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Avaliando comparativamente ao solo do CER, a ADSI (Tabela 8) apresenta resultados estatisticamente diferentes nas variáveis analisadas (P, SB, N, CO, C-CO₂ liberado, CBM e q_{Mic}) e valores maiores para q_{CO_2} e semelhantes para Al. Fato atribuído a ausência de vegetação, dificultando o aporte de matéria orgânica e nutrientes ao subsolo exposto, é uma área bastante compactada, assemelha-se a áreas mineradas (PEDROL et al., 2010), onde intervenções mecânicas são necessárias para dar início às mudanças no ambiente “solo”, para torná-lo apto a receber e dar condições ao desenvolvimento da vegetação.

Por outro lado, na AE as variações decorrentes das intervenções realizadas produziram para pH, SB, Al, q_{CO_2} e q_{Mic} pelo menos um tratamento estatisticamente semelhante ao CER, esta observação permite afirmar que a área sinaliza com mudanças positivas.

No caso do Al notou-se redução abaixo do observado para o CER, o que precisa ser avaliado, pois pouco se conhece das plantas nativas do Cerrado em relação ao Al (HARIDASAN, 2008).

Diante destes resultados fica claro que a área degradada ainda precisa de muitas transformações edáficas para ser considerada recuperada, nestas poucas avaliações nota-se

necessidade de introduzir N e P, o que poderia ser feito via aporte de material orgânico, neste trabalho os resíduos foram introduzidos para condicionar o solo e permitir o estabelecimento da vegetação, o que contribuiria para melhorar o aporte de matéria orgânica, o recobrimento da superfície e as condições químicas para atuação dos microrganismos e assim reestabelecer os ciclos biogeoquímicos necessários ao ambiente solo, após alguns anos os efeitos dos condicionantes já não são claramente notados nos resultados de fertilidade do solo.

A Correlação de Pearson (Tabela 9), envolvendo os dados de todos os tratamentos (CER, AE e ADSI) mostra relação positiva entre C-CO₂ liberado e P, SB, N, CO e CBM, dados confirmados pela literatura (ROUSK et al., 2009; DENG et al., 2010; SINGH; SINGH; KASHYAP, 2010; SHARMISTHA; MARSCHNER, 2016; MEDEIROS et al., 2017).

O mesmo comportamento foi observado para CBM, que se correlaciona também ao C-CO₂ liberado, uma vez que a respiração do solo indica a atividade dos microrganismos (SILVA et al., 2013) e o carbono da biomassa microbiana expressa a quantidade de carbono que está imobilizado nas células da microbiota (INSAM; DOMSCH, 1988).

O CO apresenta correlação com P, SB e N, mostrando ser fonte destes e com o C-CO₂ liberado e o CBM, pois é a base para o condicionamento do ambiente microbiológico. Fica clara a demanda de nutrientes e CO para melhorar a atividade microbiana do solo.

Tabela 8 - Valores médios para Fósforo (P), Soma de Bases (SB), Alumínio (Al), Nitrogênio (N), Carbono Orgânico (CO), pH, C-CO₂ liberado (C-CO₂), CBM, qCO₂ e qMic do solo, por tratamento de resíduos (área experimental) e em campo (Cerrado conservado - CER e Área degradada sem intervenção - ADSI), bem como p valor e coeficientes de variação (CV).

Fontes de Variação	P (mg dm ⁻³)	SB (mmolc dm ⁻³)	Al	N (g Kg ⁻¹)	CO (g dm ⁻³)	pH (em H ₂ O)	C-CO ₂ [#]	CBM [#]	qCO ₂ [#]	qMic (%)
CER	7,66	17,33	9,00	1,54	14,88	5,10	17,67	3,47	5,09	0,23
RO00 + RA00	1,00 ^{***}	2,00 ^{***}	7,33	0,60 ^{***}	5,02 ^{***}	4,61 ^{***}	3,05 ^{***}	1,29 ^{***}	2,79	0,26
RO00 + RA15	1,00 ^{***}	4,66 ^{***}	4,00 ^{***}	0,56 ^{***}	5,22 ^{***}	4,82 ^{***}	6,51 ^{***}	0,81 ^{***}	8,18	0,15
RO00 + RA30	1,00 ^{***}	4,66 ^{***}	3,33 ^{***}	0,49 ^{***}	5,41 ^{***}	4,98	5,53 ^{***}	1,20 ^{***}	5,49	0,22
RO00 + RA45	1,00 ^{***}	8,33 ^{***}	3,33 ^{***}	0,49 ^{***}	4,83 ^{***}	5,02	6,17 ^{***}	0,69 ^{***}	8,88	0,14
RO16 + RA00	1,00 ^{***}	3,00 ^{***}	6,66	0,42 ^{***}	5,41 ^{***}	4,78 ^{***}	5,62 ^{***}	0,71 ^{***}	11,32	0,13
RO16 + RA15	1,00 ^{***}	3,66 ^{***}	3,33 ^{***}	0,53 ^{***}	5,22 ^{***}	4,92	5,22 ^{***}	1,70 ^{***}	3,29	0,33
RO16 + RA30	1,00 ^{***}	5,00 ^{***}	2,66 ^{***}	0,53 ^{***}	6,18 ^{***}	5,13	7,78 ^{***}	0,87 ^{***}	9,13	0,14
RO16 + RA45	1,00 ^{***}	3,33 ^{***}	4,33 ^{***}	0,39 ^{***}	5,02 ^{***}	4,97	8,41 ^{***}	1,31 ^{***}	6,77	0,26
RO32 + RA00	1,00 ^{***}	4,00 ^{***}	4,00 ^{***}	0,65 ^{***}	5,02 ^{***}	4,87	5,53 ^{***}	0,58 ^{***}	10,68	0,11
RO32 + RA15	1,00 ^{***}	7,66 ^{***}	2,00 ^{***}	0,77 ^{***}	6,38 ^{***}	5,15	8,66 ^{***}	1,91 ^{***}	4,73	0,30
RO32 + RA30	1,00 ^{***}	3,66 ^{***}	3,33 ^{***}	0,63 ^{***}	5,60 ^{***}	5,10	8,01 ^{***}	1,70 ^{***}	4,85	0,30
RO32 + RA45	1,00 ^{***}	5,33 ^{***}	2,66 ^{***}	0,49 ^{***}	5,02 ^{***}	5,05	6,17 ^{***}	0,73 ^{***}	10,09	0,15
ADSI	1,00 ^{***}	2,33 ^{***}	8,66	0,49 ^{***}	5,60 ^{***}	4,81 ^{***}	6,02 ^{***}	0,11 ^{***}	53,71 ^{***}	0,02 ^{***}
p valor		0,001	0,001	0,001	0,512	0,015	0,001	0,001	0,6342	0,5675
Média Geral		5,35	4,61	6,06	10,83	4,95	7,17	1,22	10,35	0,19
CV (%)		63	40	10	25	3	28	30	69	38

Nota: ***= diferença significativa entre as médias dos tratamentos e médias da testemunha (CER) pelo teste de Dunnett para $P \leq 0,05$, respectivamente. RO = resíduo orgânico; RA = resíduo agroindustrial. #= C-CO₂: µg C-CO₂ liberado g solo seco⁻¹; CBM: µg de C g solo fresco⁻¹; qCO₂: µg C-CO₂ liberado g solo seco⁻¹/µg de CBM g solo fresco⁻¹.
Fonte: Elaboração própria.

Tabela 9 - Matriz de correlação linear simples entre as variáveis Fósforo (P), Soma de Bases (SB), Alumínio (Al), Nitrogênio (N), Carbono Orgânico (CO), pH, C-CO₂ liberado (C-CO₂), CBM, *q*CO₂ e *q*Mic do solo, por tratamento de resíduos (área experimental), em Cerrado conservado (CER) e Área degradada sem intervenção (ADSI).

		P	SB	Al	N	CO	pH	C-CO₂[#]	CBM[#]	<i>q</i>CO₂[#]	<i>q</i>MIC
		(mg dm ⁻³)	(mmol _c dm ⁻³)		(g Kg ⁻¹)	(g Kg ⁻¹)	(em H ₂ O)				(%)
P	(mg dm ⁻³)	1,000									
SB		0,686^{**}	1,000								
Al	mmol _c dm ⁻³	0,458^{**}	-0,029 ^{ns}	1,000							
N	(g Kg ⁻¹)	0,828^{**}	0,675^{**}	0,328 ^{ns}	1,000						
CO	(g Kg ⁻¹)	0,965^{**}	0,732^{**}	0,382 ^{ns}	0,841^{**}	1,000					
pH	(em H ₂ O)	0,812[*]	0,317 ^{ns}	0,646 ^{ns}	0,782 ^{ns}	0,701 ^{ns}	1,000				
C-CO₂[#]		0,786^{**}	0,570^{**}	0,202 ^{ns}	0,719^{**}	0,811^{**}	0,735 ^{ns}	1,000			
CBM[#]		0,735^{**}	0,494 ^{**}	0,182 ^{ns}	0,681^{**}	0,733^{**}	0,783 ^{ns}	0,639^{**}	1,000		
<i>q</i>CO₂[#]		-0,105 ^{ns}	-0,153 ^{ns}	0,306 ^{ns}	-0,136 ^{ns}	-0,072 ^{ns}	-0,785 ^{ns}	-0,004 ^{ns}	-0,474 ^{ns}	1,000	
<i>q</i>Mic	(%)	0,095 ^{ns}	-0,003 ^{ns}	-0,119 ^{ns}	0,156 ^{ns}	0,075 ^{ns}	0,808 ^{ns}	0,115 ^{ns}	0,726^{**}	-0,599^{**}	1,000

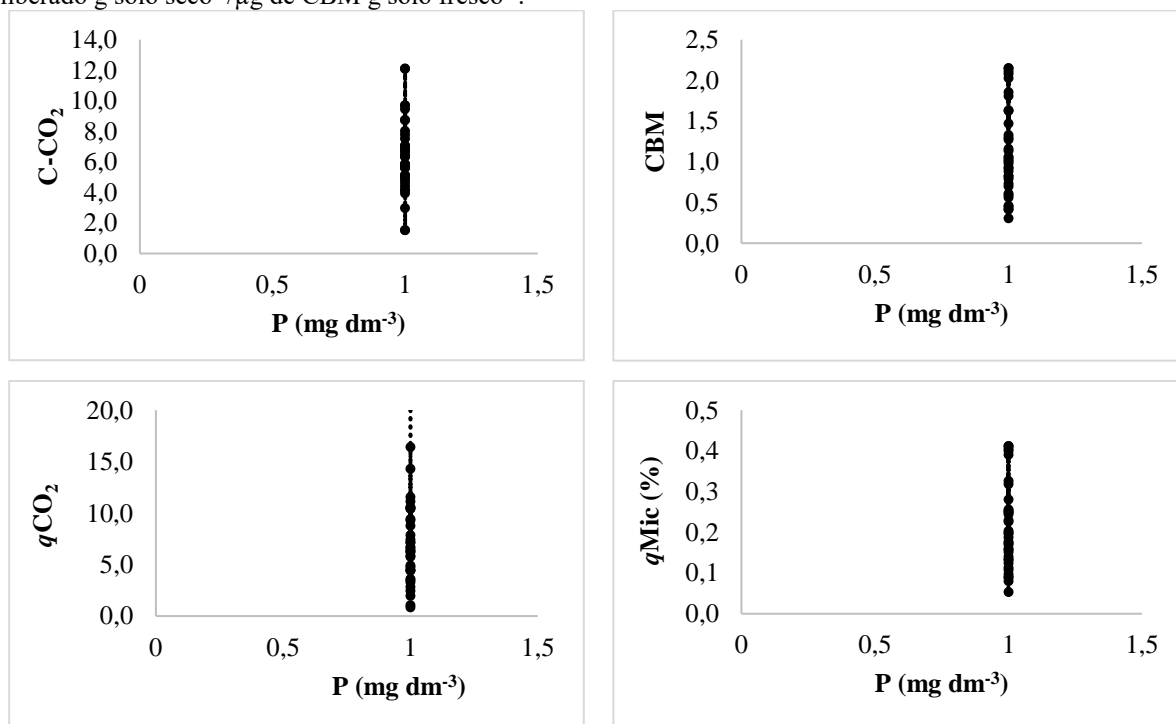
Nota: ^{ns}=valores não significativos; ^{**} e ^{*}= valores significativos para P ≤ 0,01 e ≤ 0,05, respectivamente. [#]= C-CO₂: μg C-CO₂ liberado g solo seco⁻¹; CBM: μg de CBM g solo fresco⁻¹; *q*CO₂: μg C-CO₂ liberado g solo seco⁻¹/μg de CBM g solo fresco⁻¹.

Fonte: Elaboração própria.

Avaliando as alterações ocorridas dentro da AE (sem CER e ADSI) (Figuras 13 a 20) nota-se que as variáveis microbiológicas (C-CO₂ liberado, CBM, *q*MIC e *q*CO₂) apresentaram pequenas modificações, estas, no entanto não foram definidas pelo P do solo, que em avaliação pelo método da resina (Tabela 8), apresentou teores incipientes do elemento na área experimental (Figura 13).

Os baixos teores de P podem ter sido limitantes à atividade dos microrganismos. A baixa disponibilidade de P é descrita na literatura como uma limitação ao desenvolvimento das comunidades microbianas (VARGAS; SCHOLLES, 2000; LISBOA et al., 2012) e consequentemente sua atividade.

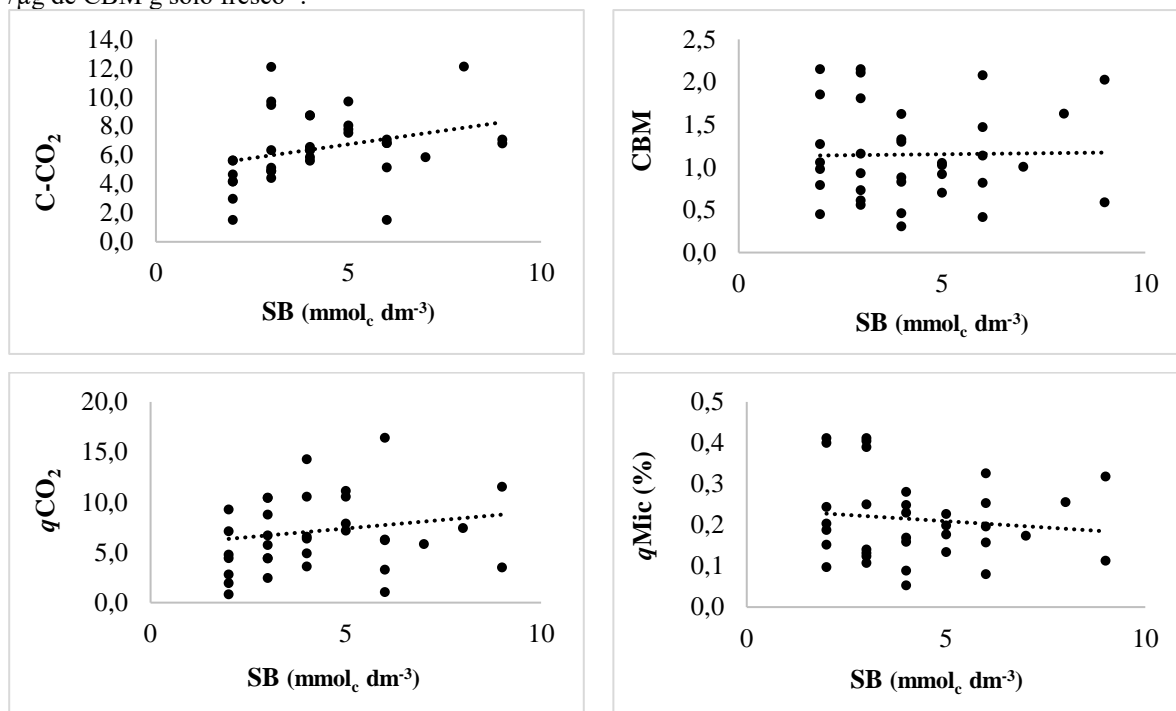
Figura 13 - Relações entre C-CO₂ liberado, CBM, *q*CO₂, *q*MIC e P do solo, para a área experimental. C-CO₂: µg C-CO₂ liberado g solo seco⁻¹; CBM: µg de CBM g solo fresco⁻¹; *q*CO₂: µg C-CO₂ liberado g solo seco⁻¹/µg de CBM g solo fresco⁻¹.



Fonte: Elaboração própria.

No entanto, independentemente dos teores de P, foram observadas alterações tanto no C-CO₂ liberado, quanto no CBM do solo degradado. Além do P, Lisboa et al., (2012) cita a importância dos nutrientes para o desenvolvimento das comunidades microbianas, todavia neste trabalho os efeitos positivos da soma de bases (K, Ca e Mg) não foram claros (Figura 14).

Figura 14 - Relações entre C-CO₂ liberado, CBM, qCO₂, qMIC do solo e Soma de bases (SB). C-CO₂: μg C-CO₂ liberado g solo seco⁻¹; CBM: μg de CBM g solo fresco⁻¹; qCO₂: μg C-CO₂ liberado g solo seco⁻¹/μg de CBM g solo fresco⁻¹.



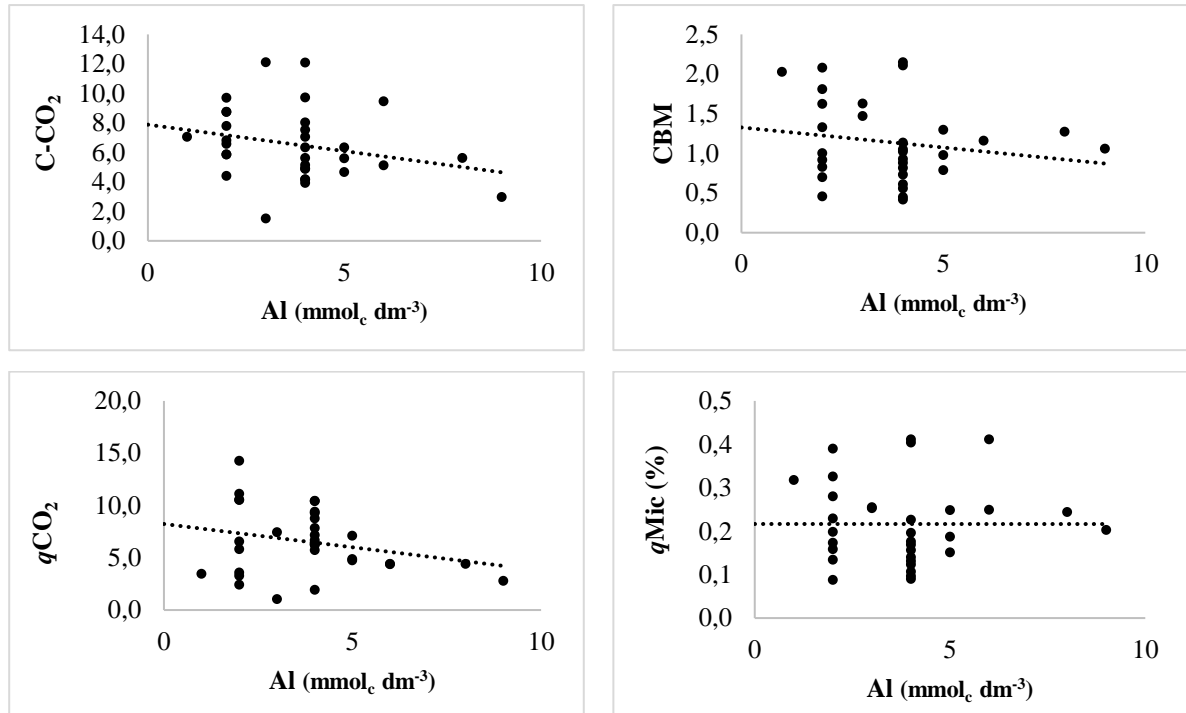
Fonte: Elaboração própria.

Os teores de Al mostraram exercer, sobre a comunidade microbiana, influencia com tendência negativa (Figura 15). Ao considerar as condições de estresse presentes, devido à baixa disponibilidade de nutrientes (SHARMISTHA; MARSCHNER, 2016) e quase ausência de P (1 mg dm⁻³), o que de acordo com JING et al., (2017) representa um fator limitante a sobrevivência dos microrganismos no solo, os teores de Al presentes podem comprometer, ainda mais, o desenvolvimento destas comunidades.

O N disponível também não mostrou efeitos importantes (Figura 16). Já o CO sinaliza sua importância, isto é, aumentando o CO observam-se ganhos na atividade microbiana, por meio das medidas de C-CO₂ liberado e CBM (Figura 9). Medeiros et al. (2017) também observaram que incrementos nos teores de CO do solo aumentaram a atividade microbiana, em média 20 g Kg⁻¹ de CO chegou a CBM de 60 mg Kg⁻¹ solo, e Alves et al. verificaram respiração de 32 mg C kg⁻¹ solo em solo de vegetação nativa.

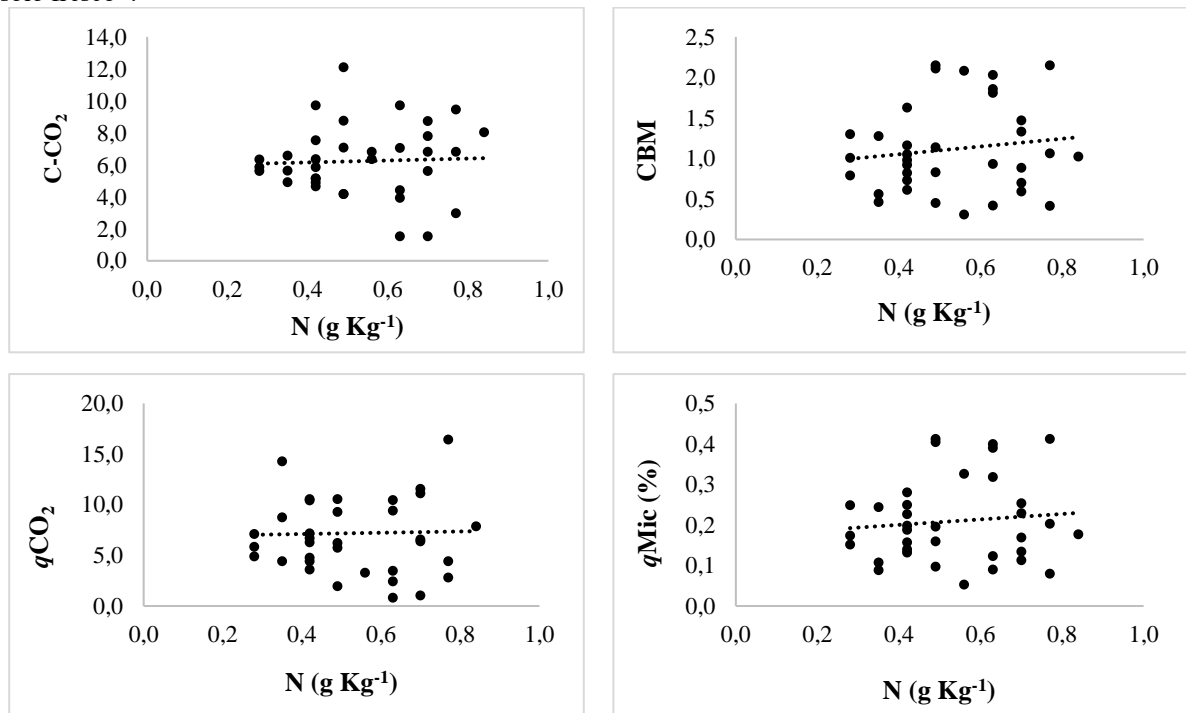
A pequena elevação no pH, de 4,4 para 5,3, (Figura 18) também sinaliza um ganho na atividade microbiana e no CBM, o que já foi relatado em outros trabalhos, onde a entrada de materiais orgânicos, e até mesmo do fogo, promoveram incrementos no pH e posteriormente aumento na comunidade microbiana (ZIMMERMAN; FREY, 2002; AROCENA; OPIO, 2003; MAZZETTO et al., 2016).

Figura 15 - Relações entre C-CO₂ liberado, CBM, q_{CO_2} , q_{MIC} do solo e Al. C-CO₂: $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado g solo seco⁻¹; CBM: $\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$; q_{CO_2} : $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado g solo seco⁻¹/ $\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$.



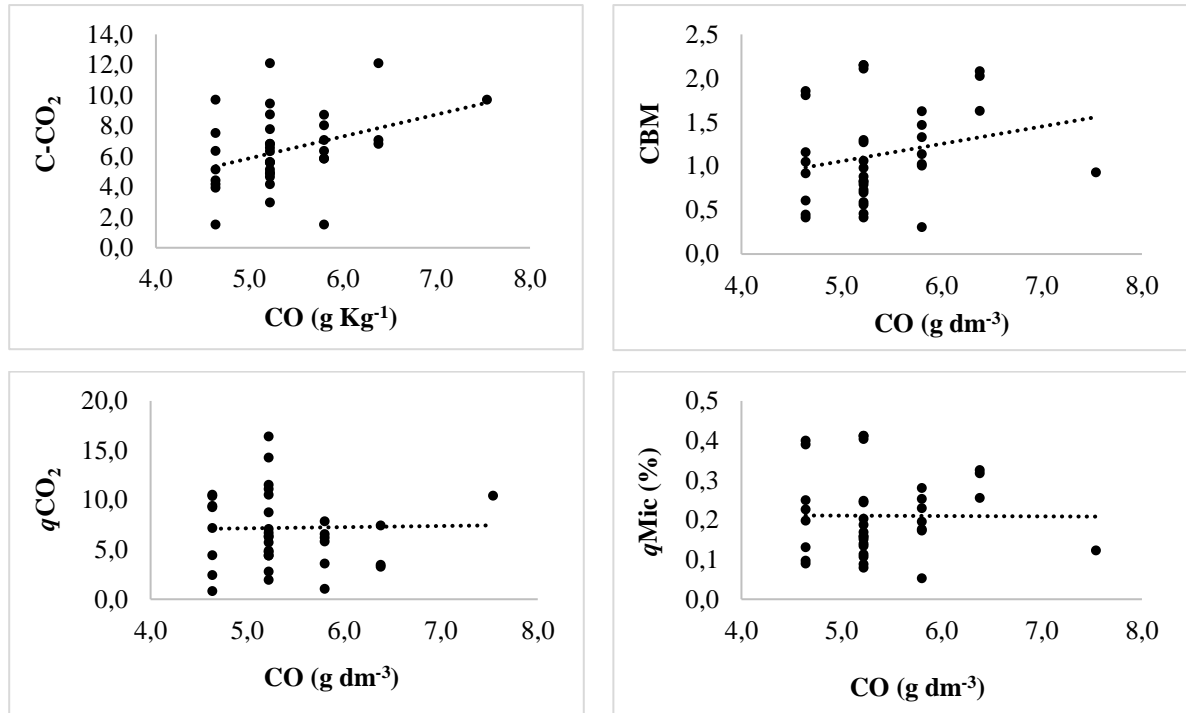
Fonte: Elaboração própria.

Figura 16 - Relações entre C-CO₂ liberado, CBM, q_{CO_2} , q_{MIC} do solo e N. C-CO₂: $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado g solo seco⁻¹; CBM: $\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$; q_{CO_2} : $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado g solo seco⁻¹/ $\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$.



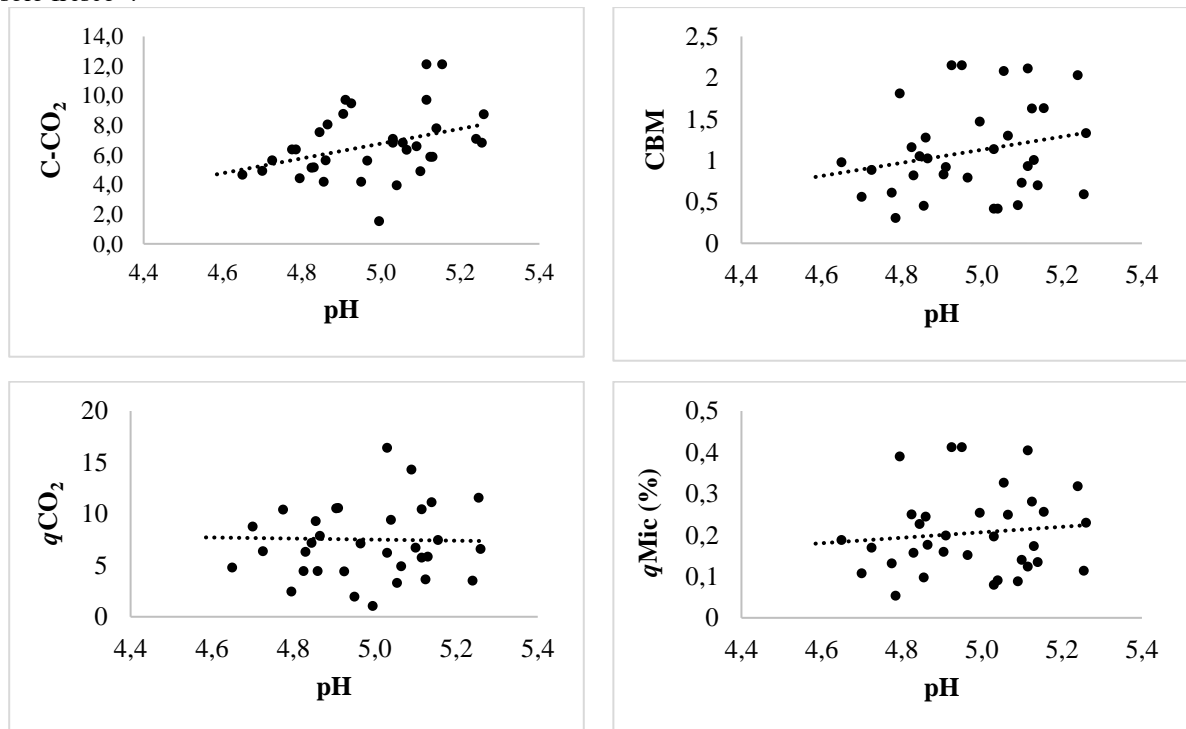
Fonte: Elaboração própria.

Figura 17 - Relações entre C-CO₂ liberado, CBM, q_{CO_2} , q_{MIC} do solo e CO. C-CO₂: $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado g solo seco^{-1} ; CBM: $\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$; q_{CO_2} : $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado $\text{g solo seco}^{-1}/\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$.



Fonte: Elaboração própria.

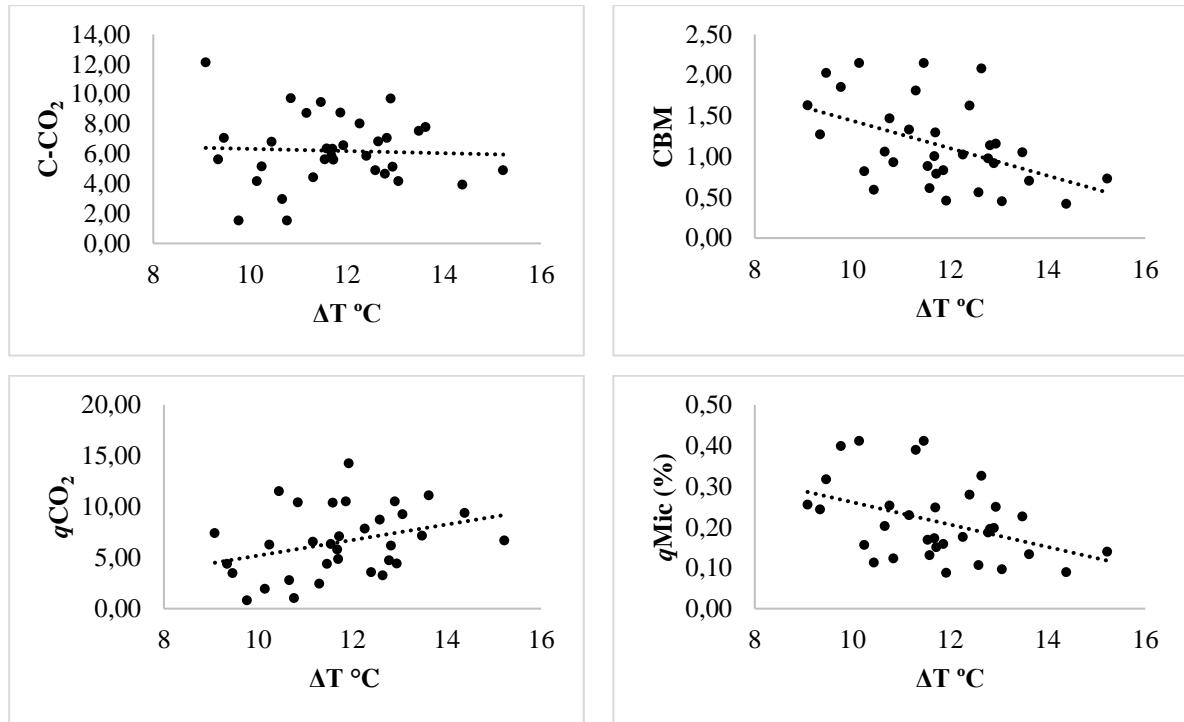
Figura 18 - Relações entre C-CO₂ liberado, CBM, q_{CO_2} , q_{MIC} do solo e pH. C-CO₂: $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado g solo seco^{-1} ; CBM: $\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$; q_{CO_2} : $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado $\text{g solo seco}^{-1}/\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$.



Fonte: Elaboração própria.

A variação de temperatura ao longo do dia indica efeitos negativos para CBM (Figura 19), considerando que a temperatura variou de 27 a 49,2 °C, associado às demais condições relatadas, pode-se inferir que ainda não há, na área degradada, um ambiente favorável à atividade microbiana.

Figura 19 - Relações entre C-CO₂ liberado, CBM, q_{CO_2} , q_{MIC} do solo e ΔT . C-CO₂: $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado g solo seco^{-1} ; CBM: $\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$; q_{CO_2} : $\mu\text{g C-CO}_2$ liberado $\text{g solo seco}^{-1}/\mu\text{g de CBM g solo fresco}^{-1}$.



Fonte: Elaboração própria.

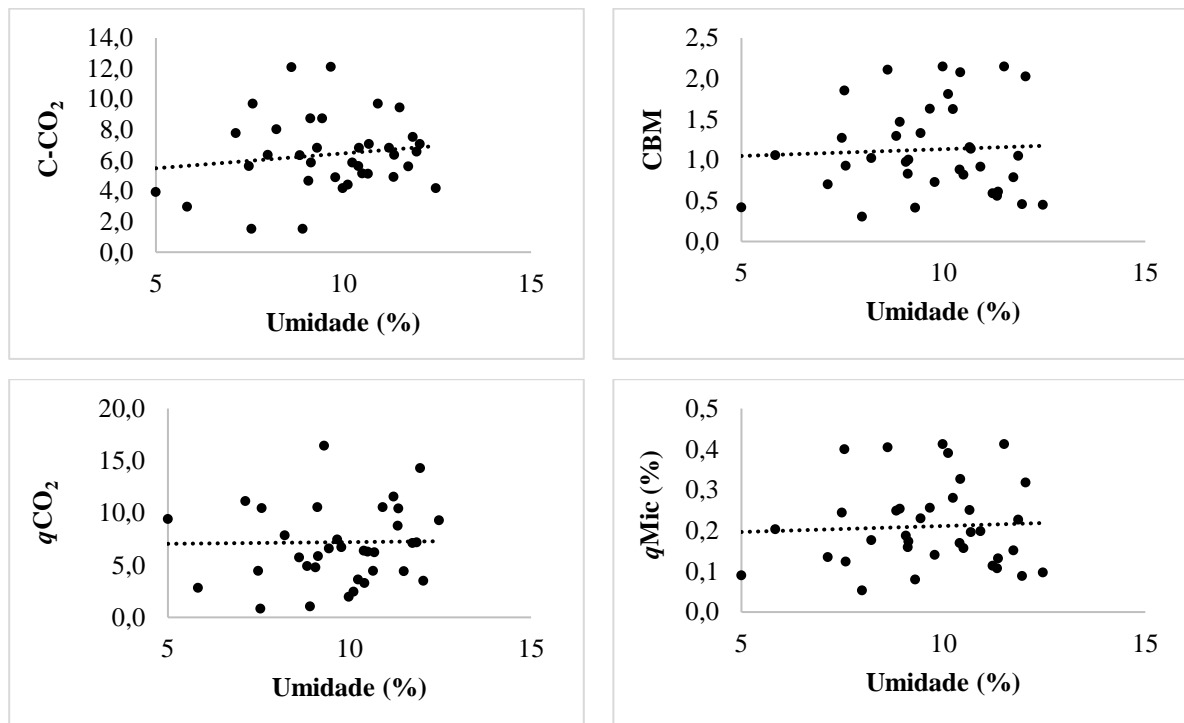
O comportamento das variáveis microbiológicas não apresentou tendências claras em relação às variações de umidade (Figura 20), porém a umidade está adequada ao ambiente de Cerrado como também relatado por Hernández-Hernández et al. (2002) que observaram médias de umidade do solo na ordem de 10 % no verão, período chuvoso. Singh, Singh e Kashyap (2010) observaram umidade de 18%, em savana, valores próximos aos observados neste trabalho (4,5 a 13 %), explicando a ausência de alterações importantes devido à umidade.

Ao se avaliar os tratamentos introduzidos na área degradada e a área degradada sem intervenção frente ao Cerrado conservado (Tabela 8) observa-se que a atividade microbiana é mais intensa neste último, porém comparado com áreas agrícolas também apresenta baixa atividade, segundo Gomes et al. (2015) áreas com cultivo de milho em sucessão a adubos verdes em apresentam em média 20 $\mu\text{g C g}^{-1}$ solo seco, valores superiores aos obtidos para o Cerrado avaliado neste trabalho (em média 17,67 $\mu\text{g C g}^{-1}$ solo seco). O CBM e a respiração do solo

sofrem alterações sazonais, podendo ser atribuídas às diferentes umidades do solo (SILVA et al., 2012) ou à variação de temperatura (RODRIGUES et al., 2015).

Cabe observar que as condições do solo sob CER são de modo geral melhores do que na AE, e esta melhor do que a ADSI, exceto para Al, pH, relação C:N, qCO_2 e $qMic$, sugerindo que o ambiente ainda não está adequado para garantir o estabelecimento e estabilização dos microrganismos no solo degradado, porém dá sinais de reação.

Figura 20 - Relações entre C-CO₂ liberado, CBM, qCO_2 , $qMIC$ e umidade do solo. C-CO₂: μg C-CO₂ liberado g solo seco⁻¹; CBM: μg de CBM g solo fresco⁻¹; qCO_2 : μg C-CO₂ liberado g solo seco⁻¹/ μg de CBM g solo fresco⁻¹.



Fonte: Elaboração própria.

Em solos férteis, de uso agrícola ou florestal, é comum a obtenção de altas concentrações de DNA utilizando kits de extração tradicionais como o FastDNA™ SPIN Kit (MP Bio, Santa Ana, CA, EUA) e PowerLyzer® PowerSoil® (MoBio, San Diego, CA, EUA). Esses kits requerem uma pequena amostra inicial de 0,5 grama e resultam em altas concentrações de DNA variando de 5 a 30 μg DNA por grama de solo. Entretanto, no caso dos solos presentes na área em recuperação e mesmo no CER, as concentrações de DNA variaram de muito baixa a indetectável devido ao baixo teor de C e falta de estruturação do subsolo.

Dessa forma não foi possível realizar PCR com sucesso como observado na Figura 4c. Será necessário para obtenção de melhores resultados conduzir novos testes utilizando métodos

de extração que partam de uma amostra de maior volume. Como proposta sugere-se a utilização do kit de extração de DNA PowerMax[®] (MoBio, San Diego, CA, EUA), que foi especificamente otimizado para lidar com solos que possuem baixas concentrações de DNA (PACCHIONI et al., 2014).

3.4 CONCLUSÕES

As variáveis microbiológicas mostram tendências positivas na área degradada submetida ao processo recuperação, em relação à área degradada sem intervenção, porém distante do observado para o Cerrado.

As intervenções realizadas na área degradada produziram para pH, SB, Al, qCO_2 e $qMic$ ao menos um tratamento semelhante ao CER, sinalizando com mudanças positivas e reforçando o uso das variáveis microbianas como indicadoras da qualidade dos solos.

As condições ambientais do subsolo exposto, sob intervenção, ainda não estão adequadas ao desenvolvimento satisfatório da comunidade microbiana.

As condições de fertilidade do solo degradado ainda não permitiram o estabelecimento e a estabilização dos microrganismos, no entanto o pH aumentou e o Al diminuiu, na área degradada submetida ao processo de recuperação.

Os microrganismos estão presentes nos solos em estudo, contudo em pequena quantidade, não permitindo acessar o DNA dos mesmos.

REFERÊNCIAS

- ALVES, T. S.; CAMPOS, L. L., NETO, N. E., MATSUOKA, M., & LOUREIRO, M. F. Biomassa e atividade microbiana de solo sob vegetação nativa e diferentes sistemas de manejo. **Acta Scientiarum. Agronomy**, Maringá, PR, v. 33, n. 2, p. 341-347, 2011.
- ANDERSON, J. P. E.; DOMSCH, K. H. The metabolic quotient of CO₂ (qCO_2) as a specific activity parameter to assess the effects of environmental condition, such as pH, on the microbial of forest soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 25, n. 3, p. 393-395, 1993.
- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. Ratios of microbial biomass carbon to total organic in arable soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 21, n. 4, p. 471-479, 1989.
- ARAÚJO, A. S. F. E.; MONTEIRO, R. T. R. Indicadores biológicos de qualidade do solo. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 23, n. 3, p. 66-75, 2007.
- AROCENA, J. M.; OPIO, C. Prescribed fire-induced changes in properties of sub-boreal forest soils. **Geoderma**, Amsterdam, v. 113, p. 1–16, 2003.
- CARNEIRO, M. A. C.; SOUZA, E. D. D.; REIS, E. F. D.; PEREIRA, H. S.; AZEVEDO, W. R. D. Atributos físicos, químicos e biológicos de solo de cerrado sob diferentes sistemas de uso e manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, MG, v. 33, p. 147-157, 2009.
- CARSON, J. K.; GLEESON, D. B.; CLIPSON, N.; MURPHY, D. V. Afforestation alters community structure of soil fungi. **Fungal Biology**, London, v. 114, p. 580-584, 2010.
- CHAPMAN, S. J., CAMPBELL, C. D., ARTZ, R. R. E. Assessing CLPPs using MicroResp™. A comparison with biology and multi-SIR. **Journal of Soils Sediments**. Heidelberg, v. 7, n. 6, p. 406–410, 2007.
- DAWSON, J.J.C.; SMITH, P. Carbon losses from soil and its consequences for land-use management. **Science of The Total Environment**, Amsterdam, v. 382, p. 165–190, 2007.
- DENG, Q.; ZHOU, G.Y.; LIU, J. X.; LIU, S. Z.; DUAN, H. L.; ZHANG, D. Q. Responses of soil respiration to elevated carbon dioxide and nitrogen addition in young subtropical forest ecosystems in China. **Biogeosciences**, Goettingen, v. 7, p. 315–328, 2010.
- DENG, Q.; CHENG, X.; HUI, D.; ZHANG, Q.; LI, M.; ZHANG, Q. Soil microbial community and its interaction with soil carbon and nitrogen dynamics following afforestation in central China. **Science of The Total Environment**, Amsterdam, v. 541, p. 230-237, 2016.
- DUNBAR, J.; TICKNOR, L.O.; KUSKE, C. R. Phylogenetic specificity and reproducibility and new method for analysis of terminal restriction fragment profiles of 16S rRNA genes from bacterial communities. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 67 p. 190-197, 2001.
- EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Manual de métodos de análise de solo**. 2 ed. rev. Rio de Janeiro, 2011. 225 p.

FIERER, N.; STRICKLAND, M. S.; LIPTZIN, D.; BRADFORD, M. A.; CLEVELAND, C.C. Global patterns in belowground communities. **Ecology Letters**, Chichester, v. 12, p. 1238–1249, 2009.

FRAZÃO, L. A.; PICCOLO, M. de C.; FEIGL, B. J.; CERRI, C. C.; CERRI, C. E. P. Inorganic nitrogen, microbial biomass and microbial activity of a sandy Brazilian cerrado soil under different land uses. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Amsterdam, v. 135, p. 161–167, 2010.

GARDES, M.; BRUNS, T. D. ITS primers with enhanced specificity for basidiomycetes – application to the identification of mycorrhizae and rusts. **Molecular Ecology**, Chichester, v. 2 p. 113-118, 1993.

GLEESON, D.; CLIPSON, N.; MELVILLE, K.; GADD, G.; McDERMOTT, F. Characterization of fungal community structure on a weathered pegmatitic granite. **Microbial Ecology**, New York, v. 50, p. 360-368, 2005.

GOMES, S. S.; GOMES, M. D. S.; GALLO, A. D. S.; MERCANTE, F. M.; BATISTOTE, M.; SILVA, R. F. D. Bioindicadores de qualidade do solo cultivado com milho em sucessão a adubos verdes sob bases agroecológicas. **Revista de la Facultad de Agronomía**, La Plata, v. 114, 2015.

HARIDASAN, M. Nutritional adaptations of native plants of the cerrado biome in acid soils. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, Campinas, v. 20, n. 3, p. 183-195, 2008.

HERNÁNDEZ-HERNÁNDEZ, R. M.; LÓPEZ-HERNÁNDEZ, D. Microbial biomass, mineral nitrogen and carbon content in savanna soil aggregates under conventional and no-tillage. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 34, n. 11, p. 1563-1570, 2002.

HÖGBERG, M. N.; HÖGBERG, P.; MYROLD, D. D. Is microbial community composition in boreal forest soils determined by pH, C-to-N ratio, the trees, or all three? **Oecologia**, Heidelberg, v. 150, p. 590–601, 2007.

INSAM, H.; DOMSCH, K. H. Relationship between soil organic carbon and microbial biomass on chronosequences of reclamation sites. **Microbial Ecology**, New York, v. 15, n. 4, p. 177-188, 1988.

JING, Z.; CHEN, R.; WEI, S.; FENG, Y.; ZHANG, J.; LIN, X. Response and feedback of C mineralization to P availability driven by soil microorganisms. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 105, p. 111-120, 2017.

KASCHUK, G.; ALBERTON, O.; HUNGRIA, M. Three decades of soil microbial biomass studies in Brazilian ecosystems: lessons learned about soil quality and indications for improving sustainability. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 42, n. 1, p. 1-13, 2010.

LAMMEL, D. R.; NÜSSLEIN, K.; TSAI, S. M.; CERRI, C. C. Land use: soil and litter chemistry drive bacterial community structures in samples of the rainforest and Cerrado (Brazilian Savannah) biomes in Southern Amazonia. **European Journal of Soil Biology**, Issy les Moulineaux, v. 66, p. 32–39, 2015.

LEGENDRE, P.; DALE, M. R. T.; FORTIN, M. J.; GUREVITCH, J.; HOHN, M.; MYERS, D. The consequences of spatial structure for the design and analysis of ecological field surveys. **Ecography**, Malden, v. 25, p. 601-615, 2002.

LISBOA, B. B.; VARGAS, L. K.; SILVEIRA, A. O. D.; MARTINS, A. F.; SELBACH, P. A. Indicadores microbianos de qualidade do solo em diferentes sistemas de manejo. **Revista brasileira de ciência do solo**, Viçosa, MG, v. 36, n. 1, p. 33-43, 2012.

MAZZETTO, A. M.; Feigl, B. J.; Cerri, C. E. P.; Cerri, C. C. Comparing how land use change impacts soil microbial catabolic respiration in Southwestern Amazon. **Brazilian Journal of Microbiology**, Rio de Janeiro, v. 47, n. 1, p. 63-72, 2016.

MEDEIROS, E. V.; DUDA, G. P.; SANTOS, L. A. R. dos; LIMA, J. R. de S.; ALMEIDA-CORTÊZ, J. S. de; HAMMECKER, C.; LARDY, L.; COURNAC, L. Soil organic carbon, microbial biomass and enzyme activities responses to natural regeneration in a tropical dry region in Northeast Brazil. **Catena**, Amsterdam, v. 151, p. 137-146, 2017.

PACCHIONI, R. G.; CARVALHO, F. M.; THOMPSON, C. E.; FAUSTINO, A. L.; NICOLINI, F.; PEREIRA, T. S.; SILVA, R. C. B.; CANTÃO, M. E.; GERBER, A.; VASCONCELOS, A. T. R.; AGNEZ-LIMA, L. F. Taxonomic and functional profiles of soil samples from Atlantic forest and Caatinga biomes in northeastern Brazil. **MicrobiologyOpen**, Chichester, v. 3, n. 3, p. 299-315, 2014.

PEDROL, N.; PUIG, C. G.; SOUZA, P.; FORJÁN, R.; VEGA, F. A.; ASENSIO, V.; GONZÁLEZ, L.; CERQUEIRA, B.; COVELO, E. F.; ANDRADE, L. Soil fertility and spontaneous revegetation in lignite spoil banks under different amendments. **Soil and Tillage Research**, Amsterdam, v. 110, n. 1, p.134-142, 2010.

POWLSON, D. S.; PROOKES, P. C.; CHRISTENSEN, B. T. Measurement of soil microbial biomass provides an early indication of changes in total soil organic matter due to straw incorporation. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 19, p. 159–164, 1987.

RAIJ, B. van; ANDRADE, J. C.; CANTARELLA, H.; QUAGGIO, J. A. **Análise química para avaliação da fertilidade de solos tropicais**. Campinas: Instituto Agrônômico, 2001. 284 p.

RAMPELOTTO, P. H.; FERREIRA, A. de S.; BARBOZA, A. D. M.; ROESCH, L. F. W. Changes in diversity, abundance, and structure of soil bacterial communities in Brazilian Savanna under different land use systems. **Microbial Ecology**, New York, v. 66, n. 3, p. 593-607, 2013.

RODRIGUES, H. J. B.; SÁ, L. D. A.; RUIVO, M. L. P.; DA COSTA, A. C. L.; SILVA, R. B.; MOURA, Q. L.; MELLO, I. F. Variabilidade quantitativa de população microbiana associada às condições microclimáticas observadas em solo de floresta tropical úmida. **Revista Brasileira de Meteorologia**, Rio de Janeiro, v. 26, n. 4, p. 629-638, 2011.

RODRIGUES, R. C.; ARAUJO, R. C.; COSTA, C. S.; LIMA, A. J. T.; OLIVEIRA, M. E.; CUTRIM JUNIOR, J. A. A.; SANTOS, F. N. S.; ARAUJO, J. S.; SANTOS, V. M.; ARAÚJO, A. S. F. Soil microbial biomass in an agroforestry system of Northeast Brazil. **Tropical Grasslands**, St Lucia, v. 3, n. 1, p. 41-48, 2015.

ROUSK, J.; BROOKES, P. C.; BÅÅTH, E. Contrasting soil pH effects on fungal and bacterial growth suggest functional redundancy in carbon mineralization. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 75, n. 6, p. 1589–1596, 2009.

SHARMISTHA, P. A. L.; MARSCHNER, P. Soil respiration, microbial biomass C and N availability in a sandy soil amended with clay and residue mixtures. **Pedosphere**, Amsterdam, v. 26, n. 5, p. 643-651, 2016.

SICILIANO S. D.; PALMER A. S.; WINSLEY T.; LAMB, E.; BISSETT, A.; BROWN, M.V.; DORST, J. V.; JI, M.; FERRARI, B. C.; GROGAN, P.; CHU, H.; SNAPE, I. Soil fertility is associated with fungal and bacterial richness, whereas pH is associated with community composition in polar soil microbial communities. **Soil Biology & Biochemistry**, Kidlington, v. 78, p. 10 – 20, 2014.

SILVA, J. M.; ALBURQUERQUE, L. S. D.; SANTOS, T. M. C. D.; OLIVEIRA, J. U. L. D.; GUEDES, E. L. F. Mineralização de vermicompostos estimada pela respiração microbiana. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentavel**, Pombal, v. 8, n. 4, p. 132-135, 2013.

SILVA, A. O.; SILVA, W. M.; KURIHARA, C. H.; MERCANTE, F. M. Spectrophotometric method for quantification of soil microbial biomass carbon. **African Journal of Biotechnology**, Victoria Island, v. 15, p. 565-570, 2016.

SINGH, J. S.; SINGH, D. P.; KASHYAP, A. K. Microbial biomass C, N and P in disturbed dry tropical forest soils, India. **Pedosphere**, Amsterdam, v. 20, n. 6, p. 780-788, 2010.

SIX, J.; FREY, S. D.; THIET, R. K.; BATTEN, K. M. Bacterial and fungal contributions to carbon sequestration in agroecosystems. **Soil Science Society of America**, Madison, v. 70, p. 555–569, 2006.

STATISTICAL ANALYSIS SYSTEM. **User's guide**: statistics. Cary: SAS Institute, 2012.

STRICKLAND, M. S.; ROUSK, J. Considering fungal: bacterial dominance in soils – methods controls, and ecosystem implications. **Soil Biology Biochemistry**, Kidlington, v. 42, p. 1385–1395. 2010.

VANCE, E. D.; BROOKES, P. C.; JENKINSON, D. S. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. **Soil Biology Biochemistry**, Kidlington, v. 19, p. 703–707, 1987.

VARGAS, L. K.; SCHOLLES, D. Biomassa microbiana e produção de C-CO₂ e N mineral de um solo Podzólico Vermelho-Escuro submetido a diferentes sistemas de manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, MG, v. 24, n. 1, p. 35–42, 2000.

WARING, B. G.; AVERILL, C.; HAWKES, C. V. Differences in fungal and bacterial physiology alter soil carbon and nitrogen cycling: insights from meta-analysis and theoretical models. **Ecology Letters**, Chichester, v. 16, p. 887–894, 2013.

WHITE T. J.; BRUNS T.; LEE S.; TAYLOR J. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: INNIS, M. A.; GELFAND, D. H.; SNINSKY, J. J.; WHITE, T. J. (eds.). **PCR Protocols: a guide to methods and applications**. New York: Academic, 1990. p. 315–322,

ZIMMERMAN, S.; FREY, B. Soil respiration and microbial proprieties in an acid forest soil: effects of wood ash. **Soil Biology Biochemistry**, Kidlington, v. 34, p. 1727–1737, 2002.

CAPÍTULO 4 - COMPOSIÇÃO FLORÍSTICA DA VEGETAÇÃO ESPONTÂNEA DE UMA ÁREA DE CERRADO EM PROCESSO DE RECUPERAÇÃO

4.1 INTRODUÇÃO

A degradação do solo e a redução da cobertura vegetal produzidas pela ocupação humana estão sendo globalmente intensificadas, devido à agricultura, pastejo, mineração e desenvolvimento urbano, e consequente demanda por infraestruturas (ARAÚJO et al., 2015, OCHOA et al. 2016, RUSSELL; WARD, 2016). A degradação conduz a perda da qualidade do solo, ocasionando perda de suas atividades funcionais, resultando em perdas dos serviços ecossistêmicos, recursos e bens que esses solos oferecem (BERENDSE et al., 2015, BREVIK et al., 2015, DECOCK et al., 2015, SMITH et al., 2015, KEESSTRA et al., 2016).

Ações de recuperação da cobertura vegetal são essenciais para reabilitar áreas degradadas e recuperar parte das funções e serviços ecossistêmicos que essas áreas forneciam antes da antropização (HOBBS; HARRIS, 2001). A regeneração natural, muitas vezes, é limitada por uma série de processos e condições locais, dentre estas tem-se o esgotamento do banco de sementes após anos de uso agrícola ou devido à supressão de vegetação nativa e remoção das camadas superficiais de solo (MACHADO et al., 2014).

A revegetação normalmente melhora as condições edáficas do solo (OCHOA-CUEVA et al., 2013; FIALHO; ZINN, 2014; SÁ et al., 2015), aumenta sua umidade devido ao recobrimento da superfície, introduz matéria orgânica no solo, influencia a comunidade microbiana (SUDING et al., 2004; BEZEMER et al., 2006), podendo acelerar a reabilitação, uma vez que irá melhorar o microclima do solo. As plantas introduzidas poderão ter efeitos positivos também sobre a dispersão de sementes (BANDANO et al., 2009) e facilitar o desenvolvimento de ilhas de regeneração (GRISCOM; ASHTON, 2011).

Este tipo de ação demanda investimento em tempo e recursos financeiros, sendo utilizado em situações de degradação severa, quando a regeneração natural não acontece (LUGO, 1997; PARROTTA et al., 1997). A revegetação por meio de plantio é, particularmente, recomendada para áreas cujas condições edáficas (carbono e nitrogênio do solo, capacidade de infiltração de água) se encontram negativamente comprometidas, permanecendo o solo sem cobertura vegetal (FELTON et al., 2010; O'DELL; CLASSEN, 2011), sujeito a ação de processos erosivos, (ZHENG, 2006; RODRIGUES et al., 2007), e consequentemente sem a

presença de um banco de sementes ou de estruturas subterrâneas, que permitam a rebrota das espécies (PINTO et al., 2011).

O plantio de mudas caracteriza-se como um fator contribuinte para o estabelecimento da regeneração natural (LE; SMITH; HERBOHN, 2014), particularmente quando se utiliza de espécies nativas, adaptadas às condições ambientais presentes e, portanto, com maior chance de sobrevivência (TANG; LI, 2014; ILUNGA et al., 2015). Estas podem atrair dispersores de sementes e facilitar tanto a chegada das sementes quanto sua sobrevivência (REID et al., 2015). A presença de remanescentes naturais nas proximidades da área a ser recuperada, possibilita a dispersão de sementes (FERREIRA et al., 2010), e representa importante ferramenta para garantir diversidade de espécies na área.

O restabelecimento do processo de regeneração natural permite a estabilidade e a continuidade da comunidade em determinadas áreas (MEDEIROS; FELFILI; LIBANO, 2007), principalmente em locais que apresentem possibilidade de receber sementes de fragmentos próximos (DURIGAN et al., 1998). Estabelecido o processo de recuperação por revegetação, cabe nos anos seguintes a avaliação dos progressos obtidos. Esta avaliação pode ser, em princípio, feita por meio do estudo da composição florística.

O estudo da composição florística trata da identificação das espécies existentes em determinado local, é base fundamental para diversos trabalhos (FELFILI; REZENDE, 2003), e auxilia no monitoramento de áreas nativas ou de áreas degradadas em processo de recuperação, permitindo avaliar e melhorar as estratégias para sua recuperação (VIEIRA; GANDOLFI, 2006).

Partindo-se do pressuposto que o material de solo a ser recuperado trata-se de subsolo exposto, portanto, além da erosão superficial constante, este não é portador de banco de sementes e nem de propágulos, para facilitar a regeneração natural. Dessa maneira, a presença de vegetação espontânea e a diversidade de sua composição, são indicativos do andamento dos processos de recuperação em curso (FERREIRA et al., 2010; JESUS et al., 2016).

Este capítulo teve como objetivo realizar o levantamento florístico das espécies vegetais espontâneas em área degradada submetida a processo de recuperação e avaliar sua diversidade, origem (nativa ou exótica) e modo de dispersão para compreensão do processo de recuperação.

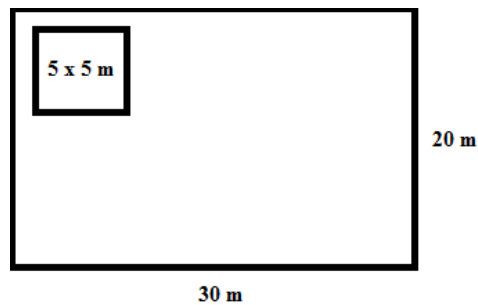
4.2 MATERIAL E MÉTODOS

Em março de 2013 foi realizada uma avaliação da vegetação espontânea, seguindo metodologia citada por Mantovani et al., (2005), ou seja, conduzida a partir de um censo, com identificação completa (100 %) dos indivíduos presentes na área experimental, sem considerar as plantas introduzidas, neste foram identificados também os indivíduos do estrato herbáceo, com inclusão de gramíneas, ervas e trepadeiras.

Em março de 2015 foram conduzidas as avaliações da vegetação espontânea, bem como do solo, nas 36 parcelas (20 x 30 m) experimentais já existentes, contudo, as ações relativas a identificação das espécies que surgiram espontaneamente na área foram realizadas em sub-parcelas de 5 x 5 m, localizadas no canto superior esquerdo das parcelas de 20 x 30 m (Figura 21), adaptado de Munhoz e Araújo (2011).

Nestas sub-parcelas foram amostrados todos os indivíduos do estrato herbáceo, com inclusão de gramíneas, ervas e trepadeiras. No restante da parcela, foram amostrados indivíduos do estrato arbustivo-arbóreo com altura superior a 30 cm, mas não foram consideradas as mudas, introduzidas na área como parte do experimento inicial.

Figura 21 - Esquema da subdivisão das parcelas.



Fonte: Elaboração própria.

As plantas foram identificadas em campo, porém, quando não foi possível o material botânico foi coletado, fotografado e processado segundo metodologia própria para posterior identificação com auxílio de especialistas, literatura especializada e consulta a acervos de Herbários, quando necessário. A identificação dos indivíduos em nível de família botânica seguiu o sistema de classificação APG III (ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP, 2009).

As espécies foram classificadas de acordo com sua origem fitogeográfica, considerando espécies nativas ou exóticas, com base em banco de dados da literatura disponível (SILVA

JÚNIOR, 2005; NETO; OTSUBO; CASSIOLATO, 2010; BARBOSA et al., 2015; FLORA DO BRASIL, 2017).

As síndromes de dispersão das espécies foram determinadas, seguindo a classificação adotada por van der Pijl (1982), segundo a qual as espécies podem ser classificadas em três grandes grupos, de acordo com as características das unidades de dispersão das sementes: 1) anemocoria - dispersão pelo vento; 2) autocoria - auto-dispersão ou dispersão sem a ação de um agente dispersor; e 3) zoocoria - dispersão por animais, (ASSUNÇÃO; GUGLIERI-CAPORAL; SARTORI, 2011; ABREU et al., 2011; SILVA et al., 2013; OLIVEIRA; RESENDE; SCHLEDER, 2014; BARBOSA et a., 2015; FLORA DO BRASIL, 2017).

4.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

O censo florístico, realizado em março de 2013, identificou 73 espécies que surgiram espontaneamente na área experimental, estas encontram-se distribuídas em 24 famílias, com predomínio das famílias Fabaceae, Euphorbiaceae, Poaceae e Malvaceae, com 19, 6, 6 e 5 espécies, respectivamente (Tabela 10). Destas 73 espécies, apenas 07 são exóticas e do estrato herbáceo, sendo em sua maioria (05) da família Poaceae. Dentre as espécies que surgiram na área em 2013, 20 são Arbustivo-Arbóreas e 45 % destas tem sua dispersão por zoocoria.

Tabela 10 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão, identificadas na área experimental em março de 2013.

Família/Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Amaranthaceae			
<i>Amaranthus deflexus</i> L.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Gomphrena celosioides</i> Mart.	Herbáceo	nativa	autocoria
Annonaceae			
<i>Annona dioica</i> A.St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Annona phaeoclados</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Apocynaceae			
<i>Barjonia cymosa</i> E.Fourn.	Herbáceo	nativa	NC [#]
<i>Blepharodon bicuspidatum</i> E.Fourn.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Himatanthus obovatus</i> (Müll.Arg.) Woodson	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
Asteraceae (Compositae)			
<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Synedrellopsis grisebachii</i> Hieron. & Kuntze	Herbáceo	nativa	NC [#]
Commelinaceae			
<i>Commelina benghalensis</i> L.	Herbáceo	exótica	autocoria
Convolvulaceae			

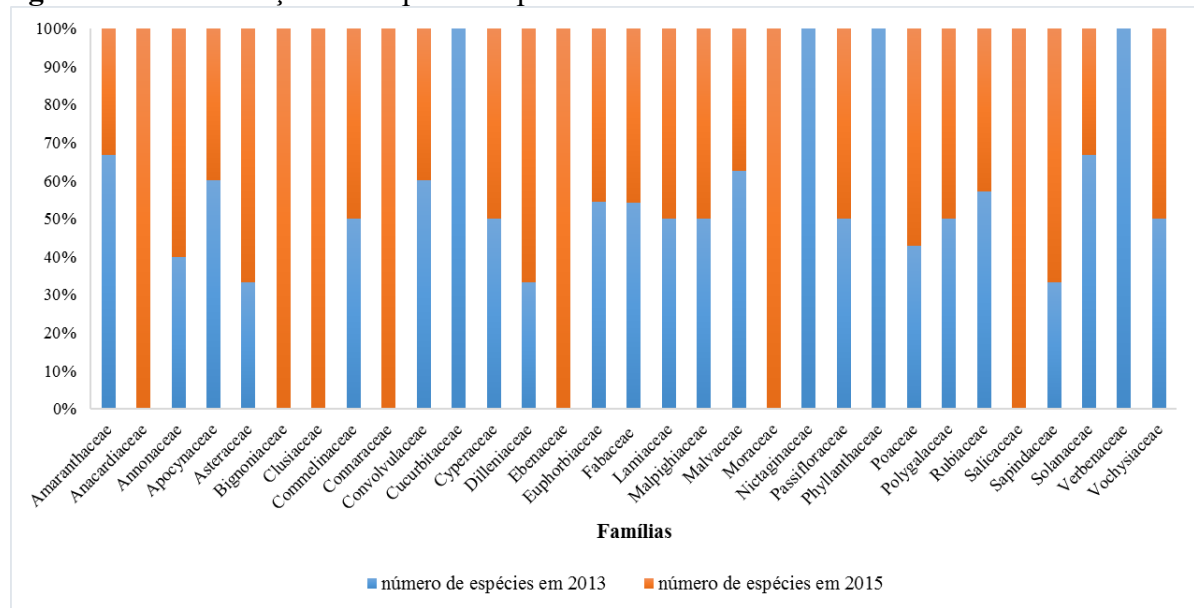
<i>Ipomoea cairica</i> (L.) Sweet	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Ipomoea ramosissima</i> (Poir.) Choisy	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Merremia umbellata</i> (L.) Hallier f.	Herbáceo	nativa	autocoria
Cucurbitaceae			
<i>Citrullus lanatus</i> (Thunb.) Matsum. & Nakai	Herbáceo	nativa	autocoria
Cyperaceae			
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Cyperus meyenianus</i> Kunth	Herbáceo	nativa	autocoria
Dilleniaceae			
<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Euphorbiaceae			
<i>Cnidioscolus albomaculatus</i> (Pax) I.M.Johnst.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
<i>Croton glandulosus</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
<i>Euphorbia hyssopifolia</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Euphorbia hirta</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
<i>Jatropha elliptica</i> (Pohl) Oken	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
<i>Manihot tripartita</i> (Spreng.) Müll.Arg.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Fabaceae (Leguminosae)			
<i>Acosmium dasy carpum</i> (Vogel) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Acosmium subelegans</i> (Mohlenbr.) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Chamaecrista nictitans</i> (L.) Moench	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Chamaecrista serpens</i> (L.) Greene	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Desmodium incanum</i> DC.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Galactia eriosematoides</i> Harms	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Mimosa nuda</i> Benth.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Mimosa pigra</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
<i>Mimosa quadrivalvis</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Senna obtusifolia</i> (L.) H.S.Irwin & Barneby	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Senna occidentalis</i> (L.) Link	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes guianensis</i> (Aubl.) Sw.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosantes viscosa</i> (L.) Sw.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Lamiaceae			
<i>Aegiphila verticillata</i> Vell.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Malpighiaceae			
<i>Byrsonima intermedia</i> A.Juss.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Byrsonima verbascifolia</i> (L.) Rich. ex Juss.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Camarea hirsuta</i> A.St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	NC [#]
Malvaceae			
<i>Sida cerradoensis</i> Krap.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Sida linifolia</i> Juss. ex Cav.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Sida rhombifolia</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Waltheria communis</i> A.St.-Hil.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Nictaginaceae			
<i>Boerhavia diffusa</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Passifloraceae			
<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Turnera melochioides</i> A. St.-Hil. & Cambess.	Herbáceo	nativa	autocoria

Phyllanthaceae			
<i>Phyllanthus tenellus</i> Roxb.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae			
<i>Andropogon bicornis</i> L.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Digitaria ciliaris</i> (Retz.) Koeler	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Digitaria insularis</i> (L.) Mez ex Ekman	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd) C.E.Hubb.	Herbáceo	exótica	anemocoria
<i>Urochloa decumbens</i> Stapf	Herbáceo	exótica	anemocoria
<i>Urochloa mutica</i> (Forssk.) Stapf	Herbáceo	exótica	autocoria
Polygalaceae			
<i>Polygala violacea</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	autocoria
Portulacaceae			
<i>Portulaca oleracea</i> L.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Rubiaceae			
<i>Alibertia edulis</i> (Rich.) A.Rich. ex DC.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Diodella teres</i> (Walter) Small	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Richardia grandiflora</i> (Cham. & Schltdl.) Steud.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Spermacoce latifolia</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Sapindaceae			
<i>Serjania lethalis</i> A. St.-Hil.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Solanaceae			
<i>Solanum lycocarpum</i> A. St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Solanum sisymbriifolium</i> Lam.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Verbenaceae			
<i>Stachytarpheta cayennensis</i> (Rich.) Vahl	Herbáceo	nativa	autocoria
Vochysiaceae			
<i>Qualea parviflora</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria

Nota: #NC = não classificada.

Fonte: Elaboração própria.

Em março de 2015, o levantamento florístico revelou um total de 72 espécies de ocorrência espontânea, distribuídas agora em 27 famílias (Tabela 11), com predomínio das famílias Fabaceae, Poaceae, Asteraceae e Euphorbiaceae, com 16, 8, 6 e 5 espécies, respectivamente (Figura 22).

Figura 22 - Distribuição das espécies espontâneas em famílias

Fonte: Elaboração própria.

A expressão da família Fabaceae na área pode ser justificada pelo fato da região central do Brasil ser considerada o principal centro de diversificação desta família (POLHILL; RAVEN, 1981), e também pela grande plasticidade ecológica apresentada pelas espécies pertencentes a essa família, permitindo que habitem ambientes em situações adversas (ARAÚJO et al., 2006). Este comportamento repete o ocorrido em 2013, quando a família Fabaceae também predominava. Interessante observar que algumas espécies desapareceram e novas surgiram, o que pode ser explicado segundo Ratter et al. (2003) pela diferença no tamanho da área avaliada (no caso das herbáceas, em 2013 – 100% área, em 2015 – 25 m² por parcela experimental) e no método adotado, bem como por uma variação natural ocorrida neste intervalo de dois anos, entre uma avaliação e outra e por se tratar de uma área em recuperação, ainda não estabilizada.

Várias foram as espécies que se estabeleceram na área degradada após a intervenção (Figura 23) e, como as espécies introduzidas, várias já estão em floração e produzindo frutos (Figura 24).

Tabela 11 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão, encontradas na área experimental no levantamento realizado em março de 2015.

Família/Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Amaranthaceae			
<i>Gomphrena celosioides</i> Mart.	Herbáceo	nativa	autocoria
Anacardiaceae			
<i>Astronium fraxinifolium</i> Schott	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
Annonaceae			
<i>Annona coriacea</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Annona dioica</i> A.St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Annona phaeocladus</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Apocynaceae			
<i>Blepharodon bicuspidatum</i> E.Fourn.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Himatanthus obovatus</i> (Müll.Arg.) Woodson	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
Asteraceae			
<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Conyza bonariensis</i> (L.) Cronquist	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Eclipta alba</i> (L.) Hassk.	Herbáceo	exótica	anemocoria
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Vernonia scabra</i> Pers.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Bignoniaceae			
<i>Anemopaegma arvense</i> (Vell.) Stellfeld ex De Souza	Herbáceo	nativa	anemocoria
Clusiaceae			
<i>Garcinia brasiliensis</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Commelinaceae			
<i>Commelina bengalensis</i> L.	Herbáceo	exótica	autocoria
Connaraceae			
<i>Connarus suberosus</i> Planch.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Convolvulaceae			
<i>Ipomoea cairica</i> (L.) Sweet	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Ipomoea purpurea</i> (L.) Roth.	Herbáceo	nativa	autocoria
Cyperaceae			
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Cyperus meyenianus</i> Kunth	Herbáceo	nativa	autocoria
Dilleniaceae			
<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Davilla elliptica</i>	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Ebenaceae			
<i>Diospyros hispida</i> A. DC.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Euphorbiaceae			
<i>Croton antisiphiliticus</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria

<i>Euphorbia hyssopifolia</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Manihot tripartita</i> (Spreng.) Müll.Arg.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Sebastiania hintonii</i> Lundell	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
Fabaceae			
<i>Acosmium dasycarpum</i> (Vogel) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Acosmium subelegans</i> (Mohlenbr.) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Bauhinia curvula</i> Benth.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Chamaecrista flexuosa</i> (L.) Greene	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Desmodium incanum</i> DC.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Mimosa adenocarpa</i> Benth	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Macroptilium prostratum</i> (Benth) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes leiocarpa</i> Vogel	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Lamiaceae			
<i>Aegiphila verticillata</i> Vell.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Malpighiaceae			
<i>Byrsonima intermedia</i> A.Juss.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Malpighiaceae			
<i>Byrsonima verbascifolia</i> (L.) Rich. ex Juss.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Camarea hirsuta</i> A.St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	NC [#]
Malvaceae			
<i>Sida cerradoensis</i> Krap.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Sida linifolia</i> Juss. ex Cav.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Moraceae			
<i>Brosimum gaudichaudii</i>	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Passifloraceae			
<i>Piriqueta corumbensis</i> Moura	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae			
<i>Andropogon bicornis</i> L.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Aristida gibbosa</i> (Nees) Kunth	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
Indeterminada 1	Herbáceo	-	-
<i>Panicum maximum</i> L.	Herbáceo	exótica	anemocoria

<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd) C.E.Hubb.	Herbáceo	exótica	anemocoria
<i>Urochloa decumbes</i> Stapf	Herbáceo	exótica	anemocoria
Polygalaceae			
<i>Polygala violacea</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	autocoria
Rubiaceae			
<i>Borreria capitata</i> DC.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Richardia grandiflora</i> (Cham. & Schltdl.) Steud.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Spermacoce latifolia</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Salicaceae			
<i>Casearia sylvestris</i> Sw.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Sapindaceae			
<i>Magonia pubescens</i> A. St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Serjania lethalis</i> A. St.-Hil.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Solanaceae			
<i>Solanum lycocarpum</i> A. St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Vochysiaceae			
<i>Qualea parviflora</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria

Nota: #NC = não classificada.

Fonte: Elaboração própria.

As espécies exóticas em 2015 foram 07, todas herbáceas e das famílias Poaceae, Asteraceae, Commelinaceae e Fabaceae, com 4, 1, 1, e 1 espécies respectivamente. Ainda em 2015, o número de espécies arbustivo-arbóreas identificadas aumentou para 25, sendo que 56 % destas apresentam síndrome de dispersão por zoocoria, sugerindo contribuição crescente da fauna para reintrodução destas arbustivo-arbóreas na área. Comparado a 2013 a dispersão por zoocoria e anemocoria vem aumentando, enquanto a dispersão por autocoria vem diminuindo (Figura 25).

Figura 23 - Floração das espécies espontâneas (a) *Byrsonima intermedia* A.Juss., (b) *Chamaecrista desvauxii* (Collad.) Killip, (c) *Piriqueta rosea* (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb., (d) *Richardia grandiflora* (Cham. & Schltld.) Steud., (e) *Stylosanthes acuminata* M.B.Ferreira & Sousa Costa, e (f) *Waltheria indica* L.



Fonte: Elaboração própria.

Figura 24 - Floração das espécies introduzidas na área (a) *Acacia polyphylla* DC., (b) *Dipteryx alata* Vogel, (c) *Psidium guineense* Swartz, (d) *Xylopia aromatica* Lam. (Mart.), e (e) *Mabea fistulifera* Mart.

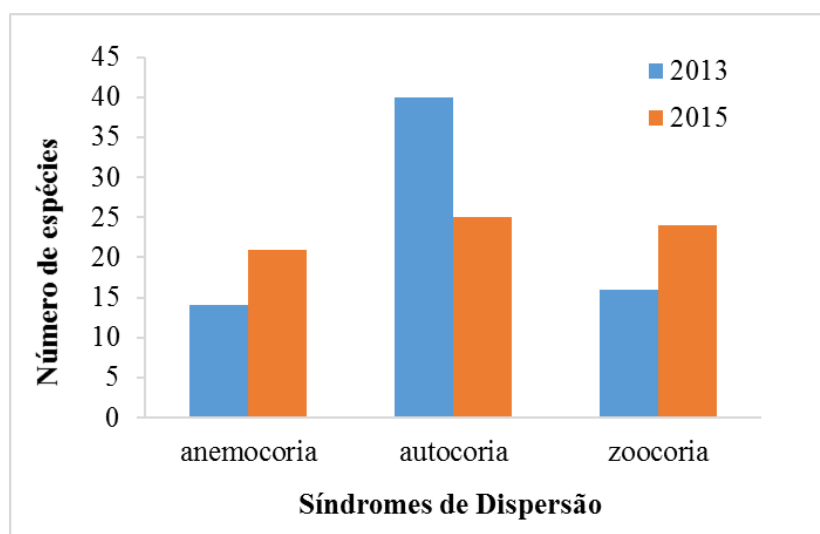


Fonte: Elaboração própria.

De 2013 para 2015 observou-se um pequeno incremento no número de famílias, passando de 23 para 27, surgiram sete novas famílias Anacardiaceae, Bignoniaceae, Clusiaceae, Connaraceae, Ebenaceae, Moraceae e Salicaceae. Enquanto as famílias Curcubitaceae e Phyllanthaceae desapareceram. Dentre as que permaneceram também se observam variações, tendo as maiores mudanças ocorrido nas famílias Asteraceae, Euphorbiaceae, Fabaceae e Poaceae, onde a maioria das espécies mudaram entre 2013 e 2015, isto é, num intervalo de dois anos.

Das 07 espécies identificadas em 2015 nas 07 novas famílias, 05 são arbustivo-arbóreas e 02 herbáceas, indicando o surgimento de espécies arbustivo-arbóreas espontâneas na área em estudo, sugerindo progresso no processo de recuperação da cobertura vegetal. Para área degradada, em condições semelhantes às aqui descritas, Costa e Alves (2016) observaram, com 15 anos de processo de reabilitação, a presença de 03 espécies apenas. Silveira e Durigan (2004) e Durigan et al. (2004) avaliando a presença de indivíduos regenerantes em áreas em recuperação encontraram 53 e 74 % dos indivíduos respectivamente, distribuídos entre duas espécies, caracterizando a reduzida diversidade dos processos implantados. Neste trabalho foram encontradas, após três anos de instalação do experimento, 72 espécies, indicando maior diversidade do que a relatada por Costa e Alves (2016) para área tão impactada, sugerindo que os resultados obtidos em 03 anos são positivos para o processo estabelecido para recuperação da área.

Figura 25 - Síndromes de dispersão das espécies vegetais espontâneas.



Fonte: Elaboração própria.

Das 25 espécies arbustivo-arbóreas identificadas em 2015, 13 também foram identificadas por Calgaro et al. (2015) em área degradada próxima, destas apenas 03 são

descritas como anemocóricas (*A. fraxinifolium*, *A. dasycarpum* e *B. virgilioides*), as demais são zoocóricas (*A. coriácea*, *C. americana*, *D. elliptica*, *D. hispida*, *M. fistulifera*, *B. verbascifolia*, *B. gaudichaudii*, *C. sylvestris*, *M. pubescens* e *S. lycocarpum*), indicando a necessidade de um agente para sua dispersão, sugerindo que a área pode estar sendo reocupada também pela fauna.

A fauna dispersora promove a entrada de novas espécies vegetais advindas de fragmentos vizinhos, auxiliando na dispersão das sementes das espécies plantadas e presentes na área, contribuindo para a rápida colonização da área em recuperação e aumento na diversidade local (PILON; DURIGAN, 2013).

Vieira et al. (2002) relatam ter encontrado em Cerrado *sensu stricto* 26,7 % de espécies anemocóricas e citam a importância das mesmas em áreas abertas, neste trabalho foram encontrados 29 % de espécies anemocóricas, confirmando a importância destas na ocupação da área em estudo, bem como a importância dos fragmentos de cerrado existentes nas proximidades, o que Ferreira et al. (2010), citam como fundamental no processo de regeneração de uma área.

Neste trabalho a dispersão por autocoria se faz presente e se assemelha, em número de espécies, às que apresentam dispersão por zoocoria. Comportamento explicado devido às condições do ambiente, completamente aberto, como em formações savânicas e campestres do Cerrado, onde as espécies herbáceas prevalecem, e os modos de dispersão mais simples e de menor custo energético como a autocoria passiva são favorecidos (WESTOBY et al., 1996; PERES, 2016).

A família Fabaceae foi a mais expressiva neste levantamento, tanto em 2013 quanto em 2015, esta tem sido reportada, por vários autores, como a família de maior riqueza de espécies, no estrato arbustivo-arbóreo, dos cerrados brasileiros (EITEN, 1972; FELFILI; SILVA JR. 1993; BATALHA; MANTOVANI 2000; WEISER; GODOY, 2001; COSTA; ARAÚJO; LIMA-VERDE, 2004), confirmando as tendências apresentadas neste trabalho, sugerindo que o processo de revegetação em desenvolvimento pode estar caminhando na direção correta.

Chama a atenção o fato de algumas espécies desaparecerem entre 2013 e 2015, em algumas situações, caso da família Fabaceae, onde ocorreu redução no número de espécies, este fato poderia ser justificado por uma possível sazonalidade, podendo o estrato herbáceo apresentar mais espécies, no entanto como sugerem Batalha et al. (1997), muitas das espécies do bioma Cerrado desaparecem em poucas semanas ou meses devido às variações ambientais, podendo levar este grupo a uma subestimativa de sua diversidade.

Ao observar o levantamento florístico realizado em 2015, para cada um dos 12 tratamentos estabelecidos em 2011, nota-se a presença de maior diversidade de espécies

exóticas nos tratamentos onde o solo degradado foi condicionado com resíduos, indicando que ao melhorar as condições edáficas o ambiente tornou-se mais apropriado para ocupação. Outra observação interessante é que a maioria delas faz parte da família Poaceae (4 espécies), seguida das famílias Fabaceae (1 espécie) e Asteraceae (1 espécie), representando apenas 8% das espécies regenerantes (Tabelas 12 a 23).

No tratamento 1 (Tabela 12) encontra-se, em relação aos demais tratamentos (Tabelas 13 a 23), o menor número de famílias e de espécies, 7 e 12, respectivamente. O tratamento 1 (Tabela 12) não recebeu nenhum resíduo como condicionante, foi apenas mecanizado, como resposta apresenta menor diversidade de espécies e a principal síndrome de dispersão é a autocoria (7 espécies). Todos os outros tratamentos apresentam maior riqueza de espécies, resultado diferente do apresentado por Ratter et al. (2003) e Ratter et al. (2000) onde a diversidade é menor em áreas com solos mais ricos, onde ocorre a dominância de espécies características como "*Callisthene fasciculata*", "*Magonia pubescens*", "*Terminalia argentea*", "*Luehea paniculata*", etc.

Neste trabalho, como as condições edáficas são muito precárias, o condicionamento do solo degradado foi necessário para aumentar a diversidade de espécies na área.

Tabela 12 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO00+RA00, no levantamento realizado em março de 2015.

Família/Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Cyperaceae			
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Ebenaceae			
<i>Diospyros hispida</i> A. DC.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Fabaceae			
<i>Bauhinia curvula</i> Benth.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Malvaceae			
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Passifloraceae			
<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae			
<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Urochloa decumbens</i> Stapf	Herbáceo	exótica	anemocoria

Rubiaceae

Richardia grandiflora (Cham. & Schltdl.) Steud. Herbáceo nativa autocoria

Nota: *07 famílias, 12 espécies, 02 exóticas, 02 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 03 anemocoria, 07 autocoria e 02 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 13 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO00+RA15, no levantamento realizado em março de 2015.

Família/Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Annonaceae			
<i>Annona dioica</i> A.St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Apocynaceae			
<i>Himatanthus obovatus</i> (Müll.Arg.) Woodson	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
Asteraceae			
<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Connaraceae			
<i>Connarus suberosus</i> Planch.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Cyperaceae			
<i>Cyperus meyenianus</i> Kunth	Herbáceo	nativa	autocoria
Dilleniaceae			
<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Ebenaceae			
<i>Diospyros hispida</i> A. DC.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Euphorbiaceae			
<i>Manihot tripartita</i> (Spreng.) Müll.Arg.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Fabaceae			
<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Chamaecrista flexuosa</i> (L.) Greene	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes leiocarpa</i> Vogel	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Malvaceae			
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Moraceae			
<i>Brosium gaudichaudii</i>	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Poaceae			
<i>Aristida gibbosa</i> (Nees) Kunth	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria

<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
Indeterminada 1	Herbáceo	-	-
Rubiaceae			
<i>Richardia grandiflora</i> (Cham. & Schltl.) Steud.	Herbáceo	nativa	autocoria
Salicaceae			
<i>Casearia sylvestris</i> Sw.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Sapindaceae			
<i>Serjania lethalis</i> A. St.-Hil.	Herbáceo	nativa	anemocoria

Nota: *15 famílias, 26 espécies, uma exótica, 07 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 06 anemocoria, 08 autocoria e zoocoria 11.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 14 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO00+RA30, no levantamento realizado em março de 2015.

Família/Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Amaranthaceae			
<i>Gomphrena celosioides</i> Mart.	Herbáceo	nativa	autocoria
Apocynaceae			
<i>Himatanthus obovatus</i> (Müll.Arg.) Woodson	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
Asteraceae			
<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Cyperaceae			
<i>Cyperus meyenianus</i> Kunth	Herbáceo	nativa	autocoria
Dilleniaceae			
<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Ebenaceae			
<i>Diospyros hispida</i> A. DC.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Fabaceae			
<i>Acosmium dasycarpum</i> (Vogel) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
Malpighiaceae			
<i>Byrsonima verbascifolia</i> (L.) Rich. ex Juss.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Byrsonima intermedia</i> A.Juss.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Malvaceae			
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Passifloraceae			
<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae			

<i>Andropogon bicornis</i> L.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Aristida gibbosa</i> (Nees) Kunth	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd) C.E.Hubb.	Herbáceo	exótica	anemocoria
Indeterminada 1	Herbáceo	-	-

Rubiaceae

<i>Spermacoce latifolia</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	zoocoria
-----------------------------------	----------	--------	----------

Sapindaceae

<i>Magonia pubescens</i> A. St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
--------------------------------------	-------------------	--------	----------

<i>Serjania lethalis</i> A. St.-Hil.	Herbáceo	nativa	anemocoria
--------------------------------------	----------	--------	------------

*13 famílias, 25 espécies, 02 exóticas, 08 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 09 anemocoria, 06 autocoria e 09 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 15 - - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO00+RA45, no levantamento realizado em março de 2015.

Família	Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Amaranthaceae				
	<i>Gomphrena celosioides</i> Mart.	Herbáceo	nativa	autocoria
Cyperaceae				
	<i>Cyperus meyenianus</i> Kunth	Herbáceo	nativa	autocoria
Dilleniaceae				
	<i>Davilla elliptica</i>	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Euphorbiaceae				
	<i>Croton antisiphiliticus</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
Fabaceae				
	<i>Acosmium subelegans</i> (Mohlenbr.) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
	<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	Herbáceo	exótica	autocoria
	<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
	<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Malvaceae				
	<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Passifloraceae				
	<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae				
	<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria
	<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
	<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd) C.E.Hubb.	Herbáceo	exótica	anemocoria

Rubiaceae

Richardia grandiflora (Cham. & Schltdl.) Steud. Herbáceo nativa autocoria

Salicaceae

Casearia sylvestris Sw. Arbustivo-Arbóreo nativa zoocoria

Solanaceae

Solanum lycocarpum A. St.-Hil. Arbustivo-Arbóreo nativa zoocoria

Nota: *11 famílias, 19 espécies, 03 exóticas, 06 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 04 anemocoria, 09 autocoria e 06 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 16 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO16+RA00, no levantamento realizado em março de 2015.

Família/Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Apocynaceae			
<i>Blepharodon bicuspidatum</i> E.Fourn.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Asteraceae			
<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herbáceo	nativa	zoocoria
Dilleniaceae			
<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Davilla elliptica</i>	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Ebenaceae			
<i>Diospyros hispida</i> A. DC.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Fabaceae			
<i>Acosmium dasycarpum</i> (Vogel) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Acosmium subelegans</i> (Mohlenbr.) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Mimosa adenocarpa</i> Benth	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes leiocarpa</i> Vogel	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Lamiaceae			
<i>Aegiphila verticillata</i> Vell.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Chamaecrista flexuosa</i> (L.) Greene	Herbáceo	nativa	autocoria
Malpighiaceae			
<i>Byrsonima intermedia</i> A.Juss.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Malvaceae			
<i>Sida cerradoensis</i> Krap.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria

Passifloraceae

Piriqueta rosea (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb. Herbáceo nativa autocoria

Poaceae

Aristida riparia Trin. Herbáceo nativa anemocoria

Hyparrhenia rufa (Ness) Stapf. Herbáceo exótica autocoria

Rubiaceae

Richardia grandiflora (Cham. & Schltdl.) Steud. Herbáceo nativa autocoria

Salicaceae

Casearia sylvestris Sw. Arbustivo-Arbóreo nativa zoocoria

Sapindaceae

Serjania lethalis A. St.-Hil. Herbáceo nativa anemocoria

Solanaceae

Solanum lycocarpum A. St.-Hil. Arbustivo-Arbóreo nativa zoocoria

Nota: *14 famílias, 28 espécies, 01 exótica, 09 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 06 anemocoria, 11 autocoria e 11 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 17 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO16+RA15, no levantamento realizado em março de 2015.

Família/Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Annonaceae			
<i>Annona dioica</i> A.St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Apocynaceae			
<i>Blepharodon bicuspidatum</i> E.Fourn.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Asteraceae			
<i>Vernonia scabra</i> Pers.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Dilleniaceae			
<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Euphorbiaceae			
<i>Croton antisiphiliticus</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
Fabaceae			
<i>Acosmium subelegans</i> (Mohlenbr.) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Chamaecrista flexuosa</i> (L.) Greene	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Mimosa adenocarpa</i> Benth	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes leiocarpa</i> Vogel	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria

<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Malvaceae			
<i>Sida linifolia</i> Juss. ex Cav.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Passifloraceae			
<i>Piriqueta corumbensis</i> Moura	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae			
<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Aristida gibbosa</i> (Nees) Kunth	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd) C.E.Hubb.	Herbáceo	exótica	anemocoria
<i>Urochloa decumbens</i> Stapf	Herbáceo	exótica	anemocoria
Indeterminada 1	Herbáceo	-	-
Polygalaceae			
<i>Polygala violacea</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	autocoria
Rubiaceae			
<i>Spermacoce latifolia</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Salicaceae			
<i>Casearia sylvestris</i> Sw.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Sapindaceae			
<i>Serjania lethalis</i> A. St.-Hil.	Herbáceo	nativa	anemocoria

Nota: *13 famílias, 31 espécies, 03 exóticas, 06 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 10 anemocoria, 14 autocoria e 06 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 18 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO16+RA30, no levantamento realizado em março de 2015.

Família/Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Annonaceae			
<i>Annona dioica</i> A.St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Asteraceae			
<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herbáceo	nativa	zoocoria
Cyperaceae			
<i>Cyperus meyenianus</i> Kunth	Herbáceo	nativa	autocoria
Dilleniaceae			
<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Ebenaceae			
<i>Diospyros hispida</i> A. DC.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Euphorbiaceae			
<i>Croton antisiphiliticus</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
Fabaceae			

<i>Acosmium dasycarpum</i> (Vogel) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Macroptilium prostratum</i> (Benth) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Mimosa adenocarpa</i> Benth	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes leiocarpa</i> Vogel	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Malvaceae			
<i>Sida cerradoensis</i> Krap.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Sida linifolia</i> Juss. ex Cav.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae			
<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Aristida gibbosa</i> (Nees) Kunth	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Panicum maximum</i> L.	Herbáceo	exótica	anemocoria
Polygalaceae			
<i>Polygala violacea</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	autocoria
Sapindaceae			
<i>Serjania lethalis</i> A. St.-Hil.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Solanaceae			
<i>Solanum lycocarpum</i> A. St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria

Nota: *12 famílias, 28 espécies, 03 exóticas, 07 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 06 anemocoria, 14 autocoria e 08 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 19 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO16+RA45, no levantamento realizado em março de 2015.

Família/Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Amaranthaceae			
<i>Gomphrena celosioides</i> Mart.	Herbáceo	nativa	autocoria
Annonaceae			
<i>Annona coriacea</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Asteraceae			
<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Conyza bonariensis</i> (L.) Cronquist	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Eclipta alba</i> (L.) Hassk.	Herbáceo	exótica	anemocoria
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Porophyllum ruderale</i>	Herbáceo	nativa	anemocoria
Connaraceae			
<i>Connarus suberosus</i> Planch.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Convolvulaceae			
<i>Ipomoea cairica</i> (L.) Sweet	Herbáceo	nativa	autocoria
Cyperaceae			
<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Cyperus meyenianus</i> Kunth	Herbáceo	nativa	zoocoria
Dilleniaceae			
<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Euphorbiaceae			
<i>Croton antisiphiliticus</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
<i>Sebastiania hintonii</i> Lundell	Herbáceo	nativa	autocoria
Fabaceae			
<i>Acosmium dasycarpum</i> (Vogel) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes leiocarpa</i> Vogel	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Lamiaceae			
<i>Aegiphila verticillata</i> Vell.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Malvaceae			
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Passifloraceae			
<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae			
<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Panicum maximum</i> L.	Herbáceo	exótica	anemocoria

<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd) C.E.Hubb.	Herbáceo	exótica	anemocoria
<i>Urochloa decumbens</i> Stapf	Herbáceo	exótica	anemocoria

Rubiaceae

<i>Spermacoce latifolia</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	zoocoria
-----------------------------------	----------	--------	----------

Nota: *14 famílias, 29 espécies, 06 exóticas, 04 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 10 anemocoria, 10 autocoria e 09 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 20 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO32+RA00, no levantamento realizado em março de 2015.

Família	Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Anacardiaceae				
	<i>Astronium fraxinifolium</i> Schott	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
Annonaceae				
	<i>Annona dioica</i> A.St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Apocynaceae				
	<i>Blepharodon bicuspidatum</i> E.Fourn.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Asteraceae				
	<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	Herbáceo	nativa	anemocoria
	<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herbáceo	nativa	zoocoria
Cyperaceae				
	<i>Bulbostylis paradoxa</i> (Spreng.) Lindm.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Dilleniaceae				
	<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Ebenaceae				
	<i>Diospyros hispida</i> A. DC.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Euphorbiaceae				
	<i>Euphorbia hyssopifolia</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Fabaceae				
	<i>Acosmium dasycarpum</i> (Vogel) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
	<i>Acosmium subelegans</i> (Mohlenbr.) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
	<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	Herbáceo	exótica	autocoria
	<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Chamaecrista flexuosa</i> (L.) Greene	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Macroptilium prostratum</i> (Benth) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Stylosanthes leiocarpa</i> Vogel	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Malpighiaceae				
	<i>Camarea hirsuta</i> A.St.-Hil.	Herbáceo	nativa	NC
Malvaceae				
	<i>Sida linifolia</i> Juss. ex Cav.	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Passifloraceae				
	<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae				
	<i>Aristida gibbosa</i> (Nees) Kunth	Herbáceo	nativa	anemocoria
	<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria

<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd) C.E.Hubb.	Herbáceo	exótica	anemocoria
<i>Urochloa decumbens</i> Stapf	Herbáceo	exótica	anemocoria
Polygalaceae			
<i>Polygala violacea</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	autocoria
Rubiaceae			
<i>Richardia grandiflora</i> (Cham. & Schltl.) Steud.	Herbáceo	nativa	autocoria
Sapindaceae			
<i>Serjania lethalis</i> A. St.-Hil.	Herbáceo	nativa	anemocoria

Notas: #NC = não classificada.

*16 famílias, 31 espécies, 04 exóticas, 06 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 11 anemocoria, 13 autocoria e 07 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 21 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO32+RA15, no levantamento realizado em março de 2015.

Família	Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Amaranthaceae				
	<i>Gomphrena celosioides</i> Mart.	Herbáceo	nativa	autocoria
Annonaceae				
	<i>Annona phaeoclados</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Apocynaceae				
	<i>Blepharodon bicuspidatum</i> E.Fourn.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Asteraceae				
	<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Cyperaceae				
	<i>Cyperus meyenianus</i> Kunth	Herbáceo	nativa	autocoria
Dilleniaceae				
	<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Ebenaceae				
	<i>Diospyros hispida</i> A. DC.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Euphorbiaceae				
	<i>Croton antisiphiliticus</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
Fabaceae				
	<i>Acosmium dasycarpum</i> (Vogel) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
	<i>Acosmium subelegans</i> (Mohlenbr.) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
	<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
	<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Desmodium incanum</i> DC.	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Macroptilium prostratum</i> (Benth) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria

<i>Stylosanthes leiocarpa</i> Vogel	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Malpighiaceae			
<i>Byrsonima intermedia</i> A.Juss.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Camarea hirsuta</i> A.St.-Hil.	Herbáceo	nativa	NC
Malvaceae			
<i>Sida cerradoensis</i> Krap.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Passifloraceae			
<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae			
<i>Aristida gibbosa</i> (Nees) Kunth	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
Indeterminada 1	Herbáceo	-	-
Salicaceae			
<i>Casearia sylvestris</i> Sw.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Vochysiaceae			
<i>Qualea parviflora</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria

Notas: #NC = não classificada.

*15 famílias, 31 espécies, 01 exótica, 10 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 08 anemocoria, 11 autocoria e 10 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 22 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO32+RA30, no levantamento realizado em março de 2015.

Família	Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Amaranthaceae				
	<i>Gomphrena celosioides</i> Mart.	Herbáceo	nativa	autocoria
Annonaceae				
	<i>Annona dioica</i> A.St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Asteraceae				
	<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Bignoniaceae				
	<i>Anemopaegma arvense</i> (Vell.) Stellfeld ex De Souza	Herbáceo	nativa	anemocoria
Clusiaceae				
	<i>Garcinia brasiliensis</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Convolvulaceae				
	<i>Ipomoea purpurea</i> (L.) Roth.	Herbáceo	nativa	autocoria
Dilleniaceae				
	<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria

Euphorbiaceae

<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
<i>Sebastiania hintonii</i> Lundell	Herbáceo	nativa	autocoria

Fabaceae

<i>Acosmium dasycarpum</i> (Vogel) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Acosmium subelegans</i> (Mohlenbr.) Yakovlev	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes leiocarpa</i> Vogel	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria

Malpighiaceae

<i>Byrsonima intermedia</i> A.Juss.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
-------------------------------------	-------------------	--------	----------

Malvaceae

<i>Sida cerradoensis</i> Krap.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Sida linifolia</i> Juss. ex Cav.	Herbáceo	nativa	autocoria
<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria

Passifloraceae

<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
--	----------	--------	-----------

Poaceae

<i>Aristida gibbosa</i> (Nees) Kunth	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria
<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
<i>Panicum maximum</i> L.	Herbáceo	exótica	anemocoria
<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd) C.E.Hubb.	Herbáceo	exótica	anemocoria
<i>Urochloa decumbens</i> Stapf	Herbáceo	exótica	anemocoria

Polygalaceae

<i>Polygala violacea</i> Aubl.	Herbáceo	nativa	autocoria
--------------------------------	----------	--------	-----------

Rubiaceae

<i>Richardia grandiflora</i> (Cham. & Schltld.) Steud.	Herbáceo	nativa	autocoria
--	----------	--------	-----------

Salicaceae

<i>Casearia sylvestris</i> Sw.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
--------------------------------	-------------------	--------	----------

Sapindaceae

<i>Magonia pubescens</i> A. St.-Hil.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	anemocoria
<i>Serjania lethalis</i> A. St.-Hil.	Herbáceo	nativa	anemocoria

Notas: *17 famílias, 37 espécies, 05 exóticas, 10 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 12 anemocoria, 15 autocoria e 10 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

Tabela 23 - Relação das espécies vegetais espontâneas, organizadas por família, com indicação do estrato, da origem e da síndrome de dispersão*, encontradas no tratamento RO32+RA45, no levantamento realizado em março de 2015.

Família	Nome Científico	Estrato	Origem	Dispersão
Amaranthaceae				
	<i>Gomphrena celosioides</i> Mart.	Herbáceo	nativa	autocoria
Asteraceae				
	<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.) Kuntze	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	Herbáceo	nativa	anemocoria
Commelinaceae				
	<i>Commelina benghalensis</i> L.	Herbáceo	exótica	autocoria
Convolvulaceae				
	<i>Ipomoea purpurea</i> (L.) Roth.	Herbáceo	nativa	autocoria
Cyperaceae				
	<i>Cyperus meyenianus</i> Kunth	Herbáceo	nativa	autocoria
Dilleniaceae				
	<i>Curatella americana</i> L.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Euphorbiaceae				
	<i>Croton antisiphiliticus</i> Mart.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	autocoria
Fabaceae				
	<i>Aeschynomene histrix</i> Poir.	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Aeschynomene paniculata</i> Vogel	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	Herbáceo	exótica	autocoria
	<i>Macroptilium prostratum</i> (Benth) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Stylosanthes acuminata</i> M.B.Ferreira & Sousa Costa	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Stylosanthes viscosa</i> (L.) Sw.	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Zornia reticulata</i> Sm.	Herbáceo	nativa	zoocoria
Malpighiaceae				
	<i>Byrsonima intermedia</i> A.Juss.	Arbustivo-Arbóreo	nativa	zoocoria
Malvaceae				
	<i>Sida cerradoensis</i> Krap.	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Sida linifolia</i> Juss. ex Cav.	Herbáceo	nativa	autocoria
	<i>Waltheria indica</i> L.	Herbáceo	nativa	autocoria
Passifloraceae				
	<i>Piriqueta rosea</i> (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Urb.	Herbáceo	nativa	autocoria
Poaceae				
	<i>Aristida riparia</i> Trin.	Herbáceo	nativa	anemocoria
	<i>Hyparrhenia rufa</i> (Ness) Stapf.	Herbáceo	exótica	autocoria
	<i>Panicum maximum</i> L.	Herbáceo	exótica	anemocoria
	<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd) C.E.Hubb.	Herbáceo	exótica	anemocoria
Rubiaceae				
	<i>Borreria capitata</i> DC.	Herbáceo	nativa	zoocoria
	<i>Richardia grandiflora</i> (Cham. & Schltdl.) Steud.	Herbáceo	nativa	autocoria

Notas: *13 famílias, 26 espécies, 05 exóticas, 03 Arbustivo-Arbóreas, síndromes de dispersão: 04 anemocoria, 15 autocoria e 07 zoocoria.

Fonte: Elaboração própria.

4.4 CONCLUSÕES

O modelo de recuperação adotado propiciou a entrada e estabelecimento de 72 espécies nativas regenerantes na área degradada.

A riqueza de espécies foi maior nos tratamentos onde o solo degradado foi condicionado com resíduos.

A presença de espécies que se dispersam por zoocoria e de um fragmento de vegetação nativa próxima ao experimento, podem ter auxiliado a chegada de novas espécies na área experimental.

A variação no número de espécies presentes na área em 2013 e 2015 indica influência da sazonalidade ambiental e expressa também que o processo de recuperação está em curso e ainda não se encontra estabilizado.

REFERÊNCIAS

- ABREU, R. C. R.; ASSIS, G. B.; FRISON, S.; AGUIRRE, A.; DURIGAN, G. Can native vegetation recover after slash pine cultivation in the Brazilian Savanna? **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, v. 262, n. 8, p. 1452-1459, 2011.
- ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP. An update of the angiosperm phylogeny group classification for the orders and families of flowering plants: APG III. **Botanical Journal of the Linnean Society**, London n. 161, p. 105–121, 2009.
- ARAÚJO, A. F. de; EISENHAUER, N.; PINHEIRO LEAL NUNES, L.; CARVALHO, L.; CESARZ, S. Soil surface-active fauna in degraded and restored lands of northeast Brazil. **Land Degradation & Development**, Chichester, v. 26, p. 1–8, 2015.
- ARAÚJO, G. H. M. F. **Efeito do manejo sobre a qualidade do substrato e o desenvolvimento de espécies Arbustivo-Arbóreas do cerrado em uma cascalheira no Distrito Federal**. 2004. 83 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) - Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, Brasília, DF, 2006.
- ASSUNÇÃO, V. A.; GUGLIERI-CAPORAL, A.; SARTORI, Â. L. B. Florística do estrato Herbáceo de um remanescente de Cerradão em Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brasil. **Hoehnea**, Sao Paulo, v. 38, n. 2, p. 281-288, 2011.
- BANDANO, E.; PEREZ, D.; VERGARA, C. H. Love of nurse plants is not enough for restoring oak forests in a seasonally dry tropical environment. **Restoration Ecology**, Hoboken, v. 17, p. 571–576, 2009.
- BARBOSA, L. M.; SHIRASUNA, R. T.; LIMA, F. C. de; ORTIZ, P. R. T. Lista de espécies indicadas para restauração ecológica para diversas regiões do Estado de São Paulo. In. SIMPÓSIO DE RESTAURAÇÃO ECOLÓGICA, 5., 2015, **Anais...** São Paulo: [s. n.], 2015. p. 303-430.
- BATALHA, M. A. **Análise da vegetação da ARIE: Cerrado Pé-de-Gigante (Santa Rita do Passa Quatro, SP)**. 1997. 184 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia) - Universidade de São Paulo, São Paulo, 1997.
- BATALHA, M. A.; MANTOVANI, W. Reproductive phenological patterns of cerrado plant species at the Pe-de-Gigante reserve (Santa Rita do Passa Quatro, SP, Brazil): A comparison between the Herbaceous and woody floras. **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, v. 60, n. 1, p. 129-145, 2000.
- BERENDSE, F.; VAN RUIJVEN, J.; JONGEJANS, E.; KEESSTRA, S. D. Loss of plant species diversity reduces soil erosion resistance of embankments that are crucial for the safety of human societies in low-lying areas. **Ecosystems**, New York, v. 18, p. 881–888, 2015.
- BEZEMER, T.; LAWSON, C. S.; HEDLUND, K.; EDWARDS, A. R.; BROOK, A. J.; IGUAL, J. M.; MORTIMER, S. R.; VAN DER PUTTEN, W. H. Plant species and functional group effects on abiotic and microbial soil properties and plant–soil feedback responses in two grasslands. **Journal of Ecology**, Chichester, v. 94, p. 893–904, 2006.

- BREVIK, E. C.; CERDÀ, A.; MATAIX-SOLERA, J.; PEREG, L.; QUINTON, J. N.; SIX, J.; VAN OOST, K. The interdisciplinary nature of SOIL. **SOIL**, Goettingen, v. 1, p. 117–129, 2015.
- CALGARO, H. F.; CAMBUIM, J.; SILVA, A. M.; ALVES, M. C.; BUZETTI, S.; MORAES, M. A.; CARVALHO, S. L.; MIRANDA, L. P. M.; MORAES, M. L. T. Distribuição natural de espécies arbóreas em áreas com diferentes níveis de antropização. Atributos físicos do solo. **Cultura Agrônômica**, Ilha Solteira, v. 24, n. 3, p. 327-344, 2015.
- COSTA, C. D. O.; ALVES, M. C. Regeneração natural de espécies em uma área degradada sob processo de reabilitação. **Revista de Ciências Ambientais**, Canoas, v. 10, n. 2, p. 129-139, 2016.
- COSTA, I. R.; ARAÚJO, F. S.; LIMA-VERDE, L. W. Flora e aspectos auto-ecológicos de um enclave de cerrado na chapada do Araripe, Nordeste do Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, Sao Paulo, v. 18, n. 1, p. 759-770, 2004.
- DURIGAN, G.; CONTIERI, W. A.; FRANCO, G. A. D. C.; GARRIDO, M. A. Indução do processo de regeneração da vegetação de cerrado em área de pastagem, Assis, SP. **Acta Botanica Brasilica**, Sao Paulo, v. 12, n. 3, p. 421-429, 1998.
- DURIGAN, G.; MELO, A. C. G.; CONTIERI, W. A.; NAKATA, H. Regeneração Natural da Vegetação de Cerrado sob Florestas Plantadas com Espécies Nativas e Exóticas. In: VILAS BOAS, O.; DURIGAN, G. (Org.). **Pesquisas em conservação e recuperação ambiental no Oeste Paulista**. São Paulo: Páginas & Letras Editora e Gráfica, 2004. p. 349-362.
- EITEN, G. The cerrado vegetation of Brazil. **The Botanical Review**, New York, v. 38, n. 2, p. 201-341, 1972.
- FELFILI, J. M.; REZENDE, R. P. Conceitos e métodos em fitossociologia. **Comunicações Técnicas Florestais**, Brasília, DF, v. 5, n. 1, 2003.
- FELFILI, J. M.; SILVA JÚNIOR, M. C.; REZENDE, A. V.; MACHADO, J. W. B.; WALTER, B. M. T.; SILVA P. E. N.; HAY, J. D. Análise comparativa da florística e fitossociologia da vegetação Arbustivo-Arbóreoórea do cerrado *sensu stricto* na Chapada da Pratinha, DF-Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, Sao Paulo, v. 6, n. 2, p. 27-46, 1993.
- FELTON, A.; KNIGHT, E.; WOOD, J.; ZAMMIT, C.; LINDERMAYER, D. A meta-analysis of fauna and flora species richness and abundance in plantations and pasture lands. **Biological Conservation**, Amsterdam, v. 143, p. 545–554, 2010.
- FERREIRA, W. C.; BOTELHO, S. A.; DAVIDE, A. C.; FARIA, J. M. R.; FERREIRA, D. F. Regeneração natural como indicador de recuperação de área degradada a jusante da usina hidrelétrica de Camargos. **Revista Árvore**, Viçosa, MG, v. 34, n. 4, p. 651-660, 2010.
- FIALHO, R.C., ZINN, Y.L. Changes in soil organic carbon under eucalyptus plantations in Brazil: a comparative analysis. **Land Degradation & Development**, Chichester, v. 25, n. 5, p. 428–437, 2014.

FLORA DO BRASIL. **Flora do brasil 2020**. Rio de Janeiro, 2017. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>>. Acesso em: 06 jan. 2017.

GRISCOM, H. P.; ASHTON, M. S. Restoration of dry tropical forests in Central America: a review of pattern and process. **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, v. 261, n. 10, p. 1564-1579, 2011.

HOBBS, R. J.; HARRIS, J. A. Restoration ecology: repairing the earth's ecosystems in the new millennium. **Restoration Ecology**, Hoboken, v. 9, n. 2, p. 239–246, 2001.

ILUNGA, E. I. wa; MAHY, G.; PIQUERAY, J.; SÉLECK, M.; SHUTCHA, M. N.; MEERTS, P.; FAUCON, M. P. Plant functional traits as a promising tool for the ecological restoration of degraded tropical metal-rich habitats and revegetation of metal-rich bare soils: A case study in copper vegetation of Katanga, DRC. **Ecological engineering**, Amsterdam, v. 82, p. 214-221, 2015.

JESUS, E. N.; SANTOS, T. S.; RIBEIRO, G. T.; ORGE, M. D. R.; AMORIM, V. O.; BATISTA, R. C. R. C. Regeneração natural de espécies vegetais em jazidas revegetadas. **Floresta e Ambiente**, Rio de Janeiro v. 23, n. 2, p. 191-200, 2016.

KEESSTRA, S. D.; BOUMA, J.; WALLINGA, J.; TITTONELL, P.; SMITH, P.; CERDÀ, A.; MONTANARELLA, L.; QUINTON, J.; PACHEPSKY, Y.; VAN DER PUTTEN, W. H.; BARDGETT, R. D.; MOOLENAAR, S.; MOL, G.; FRESCO, L.O. The significance of soils and soil science towards realization of the United Nations Sustainable Development Goals. **SOIL**, Goettingen, v. 2, p. 111-128, 2016.

LE, H. D.; SMITH, C.; HERBÁCEOHN, J. What drives the success of reforestation projects in tropical developing countries? The case of the Philippines. **Global Environmental Change**, Kidlington, v. 24, p. 334-348, 2014.

LUGO, A. E. The apparent paradox of reestablishing species richness on degraded lands with tree monocultures. **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, v. 99, n. 1, p. 9–19, 1997.

MACHADO, K. S.; MALTONI, K. L.; SANTOS, C. M.; CASSIOLATO, A. M. R. Resíduos orgânicos e fósforo como condicionantes de solo degradado e efeitos sobre o crescimento inicial de *Dipteryx alata* Vog. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 24, n. 3, p. 541-552, 2014.

MANTOVANI A.; REIS A.; ANJOS A.; SIMINSKI A.; FANTINI A. C.; PUCHALSKI A. et al. Inventário e manejo florestal. **Amostragem, caracterização de estádios sucessionais na vegetação catarinense e manejo do palmiteiro (*Euterpe edulis*) em regime de rendimento sustentável**. Florianópolis: Núcleo de Pesquisas em Florestas Tropicais – NPFT, 2005.

MEDEIROS, M. B.; FELFILI, J. M.; LIBANO, A. M. Comparação florística-estrutural dos estratos de regeneração e adulto em cerrado sensu strictu no Brasil Central. **Revista Cerne**, Lavras, v. 13, n. 3, p. 291-198, 2007.

MORAES SÁ, J.C.; SÉGUY, L.; TIVET, F.; LAL, R.; BOUZINAC, S.; BORSZOWSKI, P. R.; BRIEDIS, C.; DOS SANTOS, J. B.; DA CRUZ, H. D.; BERTOLONI, C. G.; ROSA, J.; FRIEDRICH, T. Carbon depletion by plowing and its restoration by no-till cropping systems in oxisols of subtropical and tropical agro-ecoregions in Brazil. **Land Degradation & Development**, Chichester, v. 26, n. 6, p. 531–543, 2015.

MUNHOZ, C. B. R.; ARAÚJO, G. M., Métodos de amostragem do estrato Herbáceo-subarbustivo. In: FELFILI, J. M., EISENLOHR, P. V., MELO, M. M. R. F., ANDRADE, L. A.; MEIRA NETO, J. A. A. (eds.). **Fitossociologia no Brasil: métodos e estudos de casos**. Viçosa, MG: Editora UFV, 2011. p. 213-230.

NETO, M. J.; OTSUBO, H. C. B.; CASSIOLATO, A. M. R. **Plantas ruderais**. Campo grande: Editora UFMS, 2010. 358 p.

O'DELL, R.E.; CLASSEN, V. 2011. Restoration and revegetation of harsh soils. In: HARRISON, S.P., RAJAKARUNA, N. (Ed.). **Serpentine: the evolution and ecology of a model system**. Berkeley: University of California, 2011. p. 383–413.

OCHOA, P. A.; FRIES, A.; MEJÍA, D.; BURNEO, J. I.; RUÍZ-SINOGA, J. D.; CERDÀ, A. Effects of climate, land cover and topography on soil erosion risk in a semiarid basin of the Andes. **Catena**, Amsterdam, v. 140, p. 31–42, 2016.

OCHOA-CUEVA, P.; FRIES, A.; MONTESINOS, P.; RODRÍGUEZ-DÍAZ, J. A.; BOLL, J. Spatial estimation of soil erosion risk by land-cover change in the Andes of southern Ecuador. **Land Degradation & Development**, Chichester, v. 26, n. 6, p. 565–573, 2013.

OLIVEIRA, A. K. M.; RESENDE, U. M.; SCHLEDER, E. J. D. Espécies vegetais e suas síndromes de dispersão em um remanescente de cerrado (sentido restrito) do município de Campo Grande, Mato Grosso do Sul. **Ambiência**, v. 10, n. 2, p. 565-580, 2014.

PARROTTA, J.A., TURNBULL, J.W., JONES, N. Catalyzing native forest regeneration on degraded tropical lands. **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, v. 99, p. 1–7, 1997.

PERES, M. K. **Estratégias de dispersão de sementes no bioma Cerrado: considerações ecológicas e filogenéticas**. 2016. 353 f. Tese (Doutorado em Ecologia) – Universidade de Brasília, Brasília, DF, 2016.

PILON, N. A. L.; DURIGAN, G. Critérios para indicação de espécies prioritárias para a restauração da vegetação de cerrado. **Scientia Forestalis**, Piracicaba, v. 41, n. 99, p. 389-399, 2013.

PINTO, J. R. R.; BORDINI, M. C.P.; PORTO, A. C.; SOUSA-SILVA, J. C. Princípios e técnicas usadas na recuperação de áreas degradadas. In: FAGG, C. W.; MUNHOZ, C. B. R.; SOUSA-SILVA, J. C. **Conservação de áreas de preservação permanente do Cerrado**. Brasília, DF: CRAD, 2011. p. 149-184.

POLHILL, R. M.; RAVEN, P. H. **Advances in legume systematics**. Kew: Royal Botanic Gardens, 1981. 1050 p.

RATTER, J. A.; BRIDGEWATER, S.; RIBEIRO, J. F. Analysis of the floristic composition of the brazilian cerrado vegetation III: comparison of the woody vegetation of 376 areas. **Edinburgh Journal of Botany**, Cambridge, v. 60, n. 1, p. 57–109, 2003.

RATTER, J. A.; BRIDGEWATER, S.; RIBEIRO, J. F.; DIAS, T. A. B.; SILVA, M. R. DA. Estudo preliminar da distribuição das espécies lenhosas da fitofisionomia cerrado sentido restrito nos estados compreendidos pelo Bioma Cerrado. **Boletim do Herbário Ezechias Paulo Heringer**, Brasília, DF, v. 5, p. 5-43, 2000.

REID, J. L.; HOLL, K. D.; ZAHAWI, R. A. Seed dispersal limitations shift over time in tropical forest restoration. **Ecological Applications**, Washington, v. 25, n. 4, p. 1072-1082, 2015.

RODRIGUES, G. B.; MALTONI, K. L.; CASSIOLATO, A. M. R. Dinâmica da regeneração do subsolo de áreas degradadas dentro do bioma cerrado. **Agriambi**, Campina Grande, v. 11, n. 1, p.73–80, 2007.

RUSSELL, J. M.; WARD, D. Historical land-use and vegetation change in northern Kwazulu-Natal, South Africa. **Land Degradation & Development**, Chichester, v. 27, p. 1691-1699, 2016.

SILVA JÚNIOR, M. C. **100 árvores do cerrado: guia de campo**. Brasília, DF: Rede de Sementes do Cerrado, 2005. 278 p.

SILVA, A. C. C.; PRATA, A. P. N.; MELLO, A. A.; SANTOS, A. C. A. S. Síndromes de dispersão de Angiospermas em uma Unidade de Conservação na Caatinga, SE, Brasil. **Hoehnea**, Sao Paulo, v. 40, n. 4, p. 601-609, 2013.

SILVEIRA, E. R.; DURIGAN, G. Recuperação de Matas Ciliares: estrutura da floresta e regeneração natural aos dez anos. In: VILAS BOAS, O.; DURIGAN, G. (Org.). **Pesquisas em Conservação e Recuperação Ambiental no Oeste Paulista**, São Paulo: Páginas & Letras Editora e Gráfica, 2004. p. 325-347.

SMITH, M. J.; KEESSTRA, S.; ROSE, J. Use of legacy data in geomorphological research. **GeoResJ**, Amsterdam, v. 6, p. 74–80, 2015.

SUDING, K. N.; GROSS, K. L.; HOUSEMAN, G. R. Alternative states and positive feedbacks in restoration ecology. **Trends in Ecology and Evolution**, Oxford, v. 19, p. 46–53, 2004.

TANG, G.; LI, K. Soil amelioration through afforestation and self-repair in a degraded valley-type savanna. **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, v. 320, p. 13-20, 2014.

VAN DER PIJL, L. **Principles of dispersal in higher plants**. 3 ed. New York: Springer-Verlag, 1982.

VIEIRA, D. C. M.; GANDOLFI, S. Chuva de sementes e regeneração natural sob três espécies arbóreas em uma floresta em processo de restauração. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 29, n. 4, p. 541-554, 2006.

VIEIRA, D. L. M.; AQUINO, F. G.; BRITO, M. A.; FERNANDES-BULHÃO, C.; HENRIQUES, R. P. B. Síndromes de dispersão de espécies arbustivo-arbóreas em cerrado sensu stricto do Brasil Central e savanas amazônicas. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 25, n. 2, p. 215-220, 2002.

WEISER, V. L.; GODOY, S. A. P. Floristic composition in a hectare of cerrado stricto sensu hectare in the ARIE-Cerrado Pé-de-Gigante, Santa Rita do Passa Quatro, SP. **Acta botanica brasílica**, São Paulo, v. 15, n. 2, p. 201-212, 2001.

WESTOBY, M.; LEISHMAN, M.; LORD, J.; POORTER, H.; SCHOEN, D. S. Comparative ecology of seed size and dispersal. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences**, London, v. 351, n. 1345, p. 1309-1318, 1996.

ZHENG, F. Effect of vegetation changes on soil erosion on the Loess Plateau. **Pedosphere**, Amsterdam, v. 16, n. 4, p. 420-427, 2006.

CAPÍTULO 5 - CONSIDERAÇÕES FINAIS

O grande desafio na recuperação de áreas degradadas onde o subsolo está exposto é a ausência do solo. Para recuperar uma área com esta ordem de degradação é necessário usar artificios que contribuam para a formação do solum, a partir do subsolo, hoje à superfície. A introdução da vegetação é uma saída, pensando em criar canais condutores de água, adicionar matéria orgânica, recobrir a superfície para reduzir a erosão e garantir que as folhas que, por ventura, cheguem à superfície lá permaneçam para formação da serapilheira, reduzindo a temperatura à superfície e criando condições para que os microrganismos se estabeleçam e ajudem na estruturação do solo.

Para o estabelecimento da vegetação foi necessário revolver a camada superficial do subsolo e, devido às condições químicas apresentadas, adicionar condicionantes orgânicos e químicos, o que foi feito por meio de resíduos disponíveis na região. Depois de alguns anos, a presença destes resíduos já não é perceptível nas propriedades avaliadas, mas a cobertura vegetal estabelecida aponta efeitos positivos deste condicionamento.

Nota-se que após 5 anos o recobrimento vegetal da superfície existe, e foi duas vezes maior na presença de resíduos, a produção de biomassa pelas gramíneas também aumentou, a variação na temperatura à superfície (0,05 m) diminuiu, a atividade microbiológica melhorou, embora persista em níveis baixos, as condições de fertilidade da área são precárias, mas para pH, SB, Al, qCO_2 e $qMic$ é em ao menos um tratamento semelhante ao encontrado no Cerrado. Cabe lembrar que as plantas nativas do Cerrado são adaptadas a ambiente de baixa fertilidade, assim mesmo com os baixos teores de nutrientes estas vêm se desenvolvendo e se diversificando, chegando a 72 espécies identificadas em 2016. A dispersão por zoocoria e anemocoria tem aumentado ao longo do tempo, sinalizando presença de animais no ambiente, bem como dispersão por sementes oriundas de fragmentos de cerrado próximos.

Ao final deste período, mas não deste trabalho, pode-se afirmar que as variáveis microbiológicas, a vegetação e a fertilidade sinalizam positivamente às intervenções realizadas, mas a recuperação de uma área tão impactada como esta pode levar muitos anos, demandando mais estudos na área, a fim de acelerar esse processo.

Contudo a técnica adotada se mostra promissora, pois vem permitindo o desenvolvimento da vegetação, da atividade microbiológica e melhorando o subsolo. Estes indicadores mostram que o processo de recuperação está acontecendo, mas não há data para sua estabilização, pois a formação do solo pode ser um processo milenar.

ANEXO A – Caracterização inicial da área.

Tabela 1. Valores médios para P, MO, pH, K, Ca, Mg, H+Al, Al, B, Cu, Fe, Mn e Zn do solo degradado antes do início do experimento. Selvíria/MS, 2011.

P (mg dm ⁻³)	MO (g dm ⁻³)	pH (CaCl ₂)	K -----	Ca -----	Mg (mmolc dm ⁻³)	H+Al -----	Al -----	B -----	Cu (mg dm ⁻³)	Fe -----	Mn -----	Zn -----
3	10	4,5	0,5	1	1	27	5	0,11	0,6	2	12	0,06

Fonte: Laboratório de Pedologia – Unesp/FEIS (2011).

Tabela 2. Valores médios para temperatura e umidade do solo degradado, medidas às 7h30 e 15h, durante 05 dias, antes do início do experimento (2011).

Data	Temperatura (°C)			Umidade (% peso)		
	7h30	15h00	Δ	7h30	15h00	Δ
26/04/11	26,0	36,9	10,9	12,3	10,1	2,2
28/04/11	25,3	39,2	13,9	9,0	5,7	3,3
04/05/11	20,8	35,2	14,5	11,2	9,1	2,1
05/05/11	22,7	37,4	14,6	11,3	7,6	3,7
19/05/11	21,8	37,3	15,5	3,6	5,3	1,7
Média	23,3	37,2	13,9	9,5	7,6	2,6

Δ=Variação de temperatura ou umidade no período.

Fonte: Laboratório de Pedologia – Unesp/FEIS (2011).

Tabela 3. Valores médios para densidade do solo degradado, antes do início do experimento (2011).

Propriedade do Solo	Média	SD	CV(%)	Mínimo	Máximo
Densidade (g cm ⁻³)					
0,00 - 0,10 m	1,45	0,12	8	1,30	1,64
0,10 - 0,20 m	1,47	0,20	14	1,21	1,92

Fonte: Laboratório de Pedologia – Unesp/FEIS (2011).

**ANEXO B – Teores de nutrientes do resíduo orgânico (macrófitas aquáticas)
(MALAVOLTA et al.,1997).**

N	P	K	Ca	Mg	S	B	Cu	Fe	Mn	Zn
----- (g kg ⁻¹) -----						----- (mg kg ⁻¹) -----				
17,6	1,7	6,5	11,6	2,4	6,7	27	57	2000	194	34

Fonte: Laboratório de Pedologia – Unesp/FEIS (2011).

ANEXO C - Composição química do resíduo agroindustrial (cinza), determinada em termos de óxidos totais.

Resultados Analíticos		
Parâmetro	Umidade	Resultado
pH (em água 1:10)	---	5,2
Umidade, a 60 - 65°C	% (m/m)	3,2
Sólidos Totais	% (m/m)	95,2
Sólidos Voláteis	% (m/m)	48,7
Carbono Orgânico	g de C/kg	570
Nitrogênio Kejldahl	g de N/kg	6,1
Nitrogênio Amoniacal	mg de N/kg	220
Nitrogênio Nitrato-Nitrito	mg de N/kg	421
Bário	mg de Ba/kg	25,7
Sódio	mg de Na/kg	18,0
Potássio	mg de K/kg	1617
Arsênio	mg de As/kg	<1,0
Selênio	mg de Se/kg	<1,0
Mercúrio	mg de Hg/kg	<1,0
Alumínio	mg de Al/kg	1710
Boro	mg de B/kg	<3,2
Cádmio	mg de Cd/kg	<0,4
Cálcio	g de Ca/kg	5,3
Chumbo	mg de Pb/kg	3,4
Cobre	mg de Cu/kg	21,1
Cromo	mg de Cr/kg	12,5
Enxofre	g de S/kg	0,24
Ferro	mg de Fe/kg	1540
Fósforo	g de P/kg	0,86
Magnésio	g de Mg/kg	1,1
Manganês	mg de Mn/kg	182
Molibdênio	mg de Mo/kg	<0,9
Níquel	mg de Ni/kg	<2,4
Zinco	mg de Zn/kg	12,4

Nota: Análise realizada no Instituto Agronômico de Campinas (IAC) seguindo metodologia de Abreu, Andrade e Falcão (2006).

Fonte: Laboratório de Pedologia – Unesp/FEIS (2011).

ANEXO D – Elementos de interesse, disponíveis no resíduo agroindustrial (cinza) (RAIJ et al., 2001).

Resultados Analíticos		
Parâmetro	Umidade	Resultado
pH (CaCl ₂)	--	4,50
P	mg dm ⁻³	3,20
K	mmol _c dm ⁻³	0,48
Ca	mmol _c dm ⁻³	1,40
Mg	mmol _c dm ⁻³	1,20
Al	mmol _c dm ⁻³	5,40
MO	g dm ⁻³	9,60
B	mg dm ⁻³	0,11
Cu	mg dm ⁻³	0,62
Fe	mg dm ⁻³	2,20
Mn	mg dm ⁻³	12,22
Zn	mg dm ⁻³	0,06

Fonte: Laboratório de Pedologia – Unesp/FEIS (2011)