



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA  
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGROECOSSISTEMAS

Ana Claudia Heck

DIVERSIDADE E COMPOSIÇÃO DE FORMIGAS NO SISTEMA SILVIPASTORIL COM  
NÚCLEOS: A REABILITAÇÃO ECOLÓGICA DE AGROECOSSISTEMAS INSPIRADA  
NA NUCLEAÇÃO APLICADA

Florianópolis

2020

Ana Claudia Heck

DIVERSIDADE E COMPOSIÇÃO DE FORMIGAS NO SISTEMA SILVIPASTORIL COM  
NÚCLEOS: A REABILITAÇÃO ECOLÓGICA DE AGROECOSSISTEMAS INSPIRADA  
NA NUCLEAÇÃO APLICADA

Dissertação submetida ao Programa de Pós-graduação em Agroecossistemas da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do título de mestre em agroecossistemas.

Orientador: Prof. Abdon Luiz Schmitt Filho, Dr.  
Coorientador: Prof. Fernando Joner, Dr.

Florianópolis  
2020

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,  
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Heck, Ana Claudia

DIVERSIDADE E COMPOSIÇÃO DE FORMIGAS NO SISTEMA  
SILVIPASTORIL COM NÚCLEOS: A REABILITAÇÃO ECOLÓGICA DE  
AGROECOSSISTEMAS INSPIRADA NA NUCLEAÇÃO APLICADA / Ana  
Claudia Heck ; orientador, Abdon Luiz Schmitt Filho,  
coorientador, Fernando Joner, 2020..

103 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa  
Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós  
Graduação em Agroecossistemas, Florianópolis, 2020.

Inclui referências.

1. Agroecossistemas. 2. Paisagem rural. 3.  
Mirmecofauna. 4. Ecologia de comunidades. I. Schmitt  
Filho, Abdon Luiz . II. Joner, Fernando. III. Universidade  
Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em  
Agroecossistemas. IV. Título.

Ana Claudia Heck

DIVERSIDADE E COMPOSIÇÃO DE FORMIGAS NO SISTEMA SILVIPASTORIL COM  
NÚCLEOS: A REABILITAÇÃO ECOLÓGICA DE AGROECOSSISTEMAS INSPIRADA  
NA NUCLEAÇÃO APLICADA

O presente trabalho em nível de mestrado foi avaliado e aprovado por banca examinadora  
composta pelos seguintes membros:

Profa. Luciana Podgaiski, Dra.

Instituição: UFRGS

Prof. Maurício Sedrez dos Reis, Dr.

Instituição UFSC

Certificamos que esta é a **versão original e final** do trabalho de conclusão que foi julgado  
adequado para obtenção do título de mestre em Agroecossistemas.

---

Coordenação do Programa de Pós-Graduação

---

Prof. Abdon L. Schmitt Filho, PhD.

Orientador

Florianópolis, 2020

## **AGRADECIMENTOS**

A Deus, pela vida e por me permitir chegar até aqui.

A minha família, pelo apoio e compreensão durante a fase da pós-graduação.

Ao Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas da UFSC, ao corpo administrativo e ao corpo docente.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de estudos, que permitiu dedicação exclusiva durante o desenvolvimento da pesquisa.

Ao orientador Abdon Luiz Schmitt Filho pela orientação e a oportunidade de trabalhar com sistemas silvipastoris.

Ao coorientador Fernando Joner pela atenção e pelas horas de dedicação em todas as etapas da pesquisa.

Aos companheiros do Laboratório de Sistemas Silvipastoris e Restauração Ecológica (LASS/re) CCA/UFSC, pelas horas de conversa, coleta de dados e parcerias.

Ao Laboratório de Entomologia Agrícola (CCA/UFSC) por ceder o espaço para triagem e armazenamento do material.

Ao Laboratório de Biologia de Formigas (CCB/UFSC) pelo uso do espaço, e diretamente ao Félix Resumek pelo auxílio na identificação das formigas.

Ao amigo Antônio Carlos Machado da Rosa pelas conversas e apoio durante a etapa.

Ao amigo Jean Albarello pelo auxílio nas atividades de laboratório, adaptação de equipamentos e conversas durante a etapa.

## RESUMO

As formigas apresentam grande importância para o funcionamento dos ecossistemas e são sensíveis às alterações promovidas pelas atividades humanas, sendo utilizadas na avaliação ambiental. A substituição de habitats nativos pela agropecuária tem reduzido as áreas florestais, fragmentando áreas e ocasionando a perda de biodiversidade no bioma Mata Atlântica. O uso de sistemas que conciliam a produção agrícola com a conservação da biodiversidade torna-se fundamental para construir agroecossistemas mais sustentáveis, como o uso de Sistemas Silvopastoris com Núcleos. O objetivo deste estudo foi identificar e avaliar a distribuição da fauna de formigas em três diferentes usos da terra característicos das paisagens rurais no Sul do Brasil. A riqueza, a composição e a diversidade nas escalas alfa, beta e gama de formigas epigéicas foram estudadas em habitats de fragmentos florestais (FLO), em habitats de pastagens com Sistema Silvopastoril com Núcleos (SSPnúcleos) e em habitats de pastagens sem árvores (PSA). Constatou-se que a riqueza da fauna de formigas nos SSPnúcleos foi semelhante à riqueza dos habitats nos FLO. Já a composição foi semelhante entre SSPnúcleos e PSA. Os resultados podem ser explicados pela complexidade estrutural que foi implantada nas pastagens através dos núcleos arbóreos agroflorestais com espécies nativas, mesmo que ainda em fase de desenvolvimento. A observação da diversidade entre escalas mostrou-se importante nas avaliações de áreas, pois considera tanto a riqueza de espécies, quanto a composição. Pôde-se concluir que a mirmecofauna se mostrou apropriada como forma de análise de impactos na qualidade ambiental e que os SSPnúcleos podem apresentar efeitos ecológicos semelhantes à nucleação aplicada, sistema de restauração ecológica do qual o é derivado, contribuindo para a conservação e promoção da fauna de formigas nas áreas de pastagens. Desta forma o Sistema Silvopastoril com Núcleos tem apresentando um potencial para mitigar, mesmo que parcialmente, o impacto da agropecuária convencional na biodiversidade das paisagens rurais densamente antropizadas do Bioma Mata Atlântica.

**Palavras-chave:** Paisagem rural. Mirmecofauna. Ecologia de comunidades.

## ABSTRACT

Ants are very important to ecosystems function and services. They are very sensitive to human activities, therefore they have been commonly used in environmental monitoring. The replacement of native habitats by agricultural activities reducing and fragmenting forest areas, have caused immense biodiversity loss in the Atlantic Forest biome. The use of systems that reconcile agriculture production with biodiversity conservation is fundamental to build more sustainable agroecosystems, such as the High Biodiversity Silvopastoral Systems. The objective of this work was to identify and evaluate the distribution of ant fauna in three different land uses in characteristics of rural landscapes in southern Brazil. Species richness, composition and diversity in three scales alpha, beta and gamma of epigeic ants were analyzed in three habitats. The habitats were forest fragments (FLO), High Biodiversity Silvopastoral System (SSPnúcleos) and tree less pastures (PSA). Ant species richness on SSPnúcleos was similar to FLO, but the composition was closer to PSA. The results can be explained by the structural complexity that was implanted in pasturelands by SSPnúcleos, which is still under development. The analysis of diversity in different scales was important to evaluate differences between habitats, considering richness and species composition. It was possible to conclude that the mirmecofauna proved to be appropriate as a way of analyzing impacts on environmental quality and that SSPnúcleos have similar ecological effects to applied nucleation, an ecological restoration methodology from which it was derived. Thus, it was found that the use of SSPnúcleos ecologically rehabilitated pasture agroecosystems, and promoted of ant fauna diversity. SSPnúcleos has the potential to mitigate, even if partially, the impact of conventional agriculture on, densely anthropized rural landscapes of the Atlantic Forest Biome.

**Keywords:** Rural landscape. Mirmecofauna. Community ecology.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Sistema silvipastoril com núcleos de diversidade arbórea nativa da região. Integrando árvore, pastagem e animais na mesma área e ao mesmo tempo. ....	26
Figura 2: Representação do sistema silvipastoril com núcleos de diversidade arbórea em um espaço de divisão de pastagem. ....	27
Figura 3: Composição arbórea diversificada dos núcleos. ....	27
Figura 4: Configuração espacial da matriz agrícola de pastagem de uma das propriedades de coleta (L) .....	28
Figura 5: Exemplos de formigas que podem ser de predadoras a catadoras generalistas.....	30
Figura 6: Exemplo de formiga legionária ou de correição, espécie <i>Eciton burchelli</i> .32	
Figura 7: Formigas cortadeiras, gênero <i>Acromyrmex</i> . ....	32

## LISTA DE FIGURAS DO ARTIGO

Figura 1: Sistema Silvipastoril com Núcleos de diversidade arbórea desenvolvido de pelo Laboratório de Sistemas Silvipastoris e Restauração Ecológica LASSre/UFSC. ....	50
Figura 2: Representação dos habitats de estudo de uma das propriedades rurais de coleta.....	51
Figura 3: Curva de rarefação de espécies com base nas amostras coletadas nos anos de 2017 e 2018 em armadilhas epigéicas. ....	56
Figura 4: Diagrama de Venn. ....	56
Figura 5: Agrupamento UPGMA dos habitats de coleta de acordo com a propriedade e o ano.....	57
Figura 6: Representação da diversidade gama (Riqueza total do transecto).....	58
Figura 7: Representação da diversidade alfa ( Riqueza média entre <i>pitfalls</i> ). ....	59
Figura 8: Representação da diversidade beta. ....	60



## LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Espécies de formigas registradas nos habitats de fragmentos florestais (FLO), sistemas silvipastoris com núcleo (SSPnúcleos) e pastagemsem árvore (PSA), considerando os dois anos de coletas. O “x” representa a presença da espécie no respectivo habitat .....	54
---	----

## **LISTA DE ABREVIATURAS**

UFSC Universidade Federal de Santa Catarina

CCA Centro de Ciências Agrárias

CCB Centro de Ciências Biológicas

SSP Sistema Silvopastoril

SPPnúcleos Sistema Silvopastoril com Núcleos

PSA Pastagem Sem Núcleo

FLO Fragmentos Florestais

m<sup>2</sup> Metro quadrado

LASSre Laboratório de Sistemas Silvopastoris e Restauração Ecológica

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO .....</b>	<b>15</b>
1.1	HIPÓTESE GERAL .....	16
1.2	OBJETIVOS .....	16
<b>1.2.1</b>	<b>Objetivo Geral.....</b>	<b>16</b>
<b>1.2.2</b>	<b>Objetivos Específicos .....</b>	<b>16</b>
<b>2</b>	<b>REVISÃO DE LITERATURA.....</b>	<b>17</b>
2.1	Agricultura, Uma das Ameaças à Biodiversidade .....	17
2.2	Biodiversidade e Serviços Ecossistêmicos .....	18
2.3	Aspecto Geral da Biodiversidade no Bioma Mata Atlântica .....	18
2.4	Ecologia da Paisagem .....	20
2.5	Paisagens Agrícolas .....	20
2.6	O Uso da Terra.....	21
2.7	Sistemas Agroflorestais e Sistemas Silvistoris .....	23
2.8	Sistema Silvistoril com Núcleos .....	25
2.9	Importância das Formigas nos Ecossistemas.....	29
2.10	Medidas de Diversidade em Diferentes Escalas .....	34
<b>2.11</b>	<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>35</b>
<b>3</b>	<b>ARTIGO .....</b>	<b>45</b>
	<b>ALFA E BETA DIVERSIDADE DE FORMIGAS NO SISTEMA SILVIPASTORIL COM NÚCLEOS: A REABILITAÇÃO ECOLÓGICA DE AGROECOSSISTEMAS INSPIRADA NA NUCLEAÇÃO APLICADA .....</b>	<b>45</b>
3.1	INTRODUÇÃO .....	46
3.2	MATERIAL E MÉTODOS .....	48
<b>3.2.1</b>	<b>Área de estudo e tipos de habitat .....</b>	<b>48</b>
<b>3.2.2</b>	<b>Plantio dos núcleos florestais em sistema silvistoril .....</b>	<b>49</b>

<b>3.2.3</b>	<b>Amostragem e identificação de formigas.....</b>	<b>50</b>
<b>3.2.4</b>	<b>Análise dos dados.....</b>	<b>52</b>
3.3	RESULTADOS .....	53
3.4	DISCUSSÃO .....	61
3.5	CONCLUSÃO .....	66
3.6	REFERÊNCIAS .....	66
<b>4</b>	<b>CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b>	<b>77</b>
	<b>APÊNDICE - .....</b>	<b>78</b>

## 1 INTRODUÇÃO

A Mata Atlântica é um dos biomas mais comprometidos no Brasil, é responsável por uma das áreas mais ricas em diversidade de espécies do mundo e de biodiversidade mais ameaçados (FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA; INPE, 2019; MYERS et al., 2000). A intensificação de atividades de agropecuária está entre as principais causas do desmatamento e da redução de áreas florestais, justificadas para atender a demanda do crescimento populacional e da consequente necessidade de produção de alimentos, que deve aumentar em torno de 31% até o ano de 2050 (FAO, 2018).

Práticas agrícolas mais sustentáveis são sugeridas para minimizar os impactos negativos ao meio natural e aos sistemas de produção, dentre elas os Sistemas Silvopastoris com Núcleos (SSPnúcleos), que são compostos por pequenas ilhas agroflorestais com espécies nativas em meio às pastagens (SCHMITT et al., 2013). Estes são opções às necessidades de uso da terra direcionadas à criação animal a base de pasto, alterando as condições microclimáticas dessas áreas (DENIZ et al., 2019). Servem como habitat para distintas espécies de aves (SIMIONI et al., 2016) e promovem aumento de biodiversidade nessas áreas.

A implantação desses núcleos no efeito da biodiversidade da fauna de formigas é pouco conhecida quanto a distribuição em diferentes usos da terra que compõe as propriedades agrícolas que implantaram o sistema. Assim, uma forma de avaliar os impactos desse sistema no ambiente é através do estudo da ecologia das formigas (GERLACH; GERLACH; SAMWAYS, 2013; HILTY; MERENLENDER, 2000), aferindo dados sobre a sua riqueza, a sua composição e a sua diversidade em escalas (PACHECO; VASCONCELOS, 2012). Dessa forma o trabalho foi organizado considerando esses aspectos.

Para o desenvolvimento do trabalho foi estabelecida a hipótese geral e os objetivos; realizado uma revisão de literatura sobre a relação da agricultura e perda da biodiversidade. Como parte integrante do conteúdo da dissertação foi elaborado o artigo com introdução; a metodologia desenvolvida usando formigas como bioindicadoras para avaliar a qualidade de sistemas de produção; os resultados obtidos em áreas de pastagens sem árvores (PSA), em áreas de pastagens com sistema silvipastoris com núcleos (SSPnúcleos) e em áreas de fragmentos florestais (FLO); a discussão sobre as espécies de formigas encontradas, e estabelecida uma conclusão sobre os dados obtidos. A dissertação finaliza com as considerações finais do estudo.

## 1.1 HIPÓTESE GERAL

A riqueza, a composição e a diversidade (alfa, beta e gama) da mirmecofauna são afetadas positivamente pelo Sistema Silvipastoril com Núcleos (SSPnúcleos).

## 1.2 OBJETIVOS

### 1.2.1 Objetivo Geral

Avaliar distribuição da fauna de formigas em três habitats, para assim entender os efeitos da implantação de Sistemas Silvipastoris com Núcleos (SSPnúcleos) em pastagens próximas a fragmentos florestais.

### 1.2.2 Objetivos Específicos

Avaliar a riqueza, a composição e a diversidade em escala (alfa, beta e gama) de espécies de formigas em três habitats: i) no interior de fragmentos florestais; ii) em pastagens com sistema silvipastoril com núcleos arbóreos e iii) em pastagens sem sistema silvipastoril.

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 AGRICULTURA, UMA DAS AMEAÇAS À BIODIVERSIDADE

O termo biodiversidade foi introduzido por Walter G. Rosen, na elaboração do Fórum Nacional sobre Biodiversidade, em 1986 (WILSON, 1997). A biodiversidade é sinônima de diversidade de formas de vida. Também é denominada de diversidade biológica, tendo se popularizado em pesquisas científicas de sistemas naturais e modificados, como na agricultura. As práticas agrícolas têm, em comum, a necessidade de alterações no ambiente original, reduzindo a biodiversidade desses locais (DUDLEY; ALEXANDER, 2017).

A transformação no uso da terra abrange uma ampla variedade de atividades que variam em sua intensidade e consequências. Quanto ao tamanho e a diversidade da produção agrícola, estes variam de acordo com diferentes regiões (HERRERO et al., 2017). Em geral, a área usada para a agricultura, no planeta, é de 34% (ELLIS; RAMANKUTTY, 2008), e estima-se que a agricultura seja responsável por 80% de todo desmatamento no mundo (KISSINGER; HEROLD; DE SY, 2012). Modelos de produção com práticas agrícolas intensivas e insustentáveis tornaram a agricultura parcial ou totalmente responsável por alterações ambientais negativas (FOLEY et al., 2005).

A simplificação da estrutura do ambiente com a substituição da diversidade natural por um número reduzido de plantas cultivadas e animais domesticados, a contaminação do ambiente por insumos de síntese química tem influenciando diretamente na fragmentação e na perda de habitats e, conseqüentemente, na perda da biodiversidade (FAO, 2018; TILMAN et al., 2001). Exemplo disso é uma revisão recente de Sánchez-Bayo e Wyckhuys (2019) que avaliou o declínio da diversidade de insetos ao longo dos anos, sendo a perda de habitat por conversão para a agricultura intensiva e o uso de pesticidas e fertilizantes sintéticos os principais fatores responsáveis por esse declínio, atingindo principalmente as ordens de Lepidóptera, Hymenoptera e Coleoptera; estimaram que aproximadamente 40% das espécies de invertebrados estejam em declínio, sendo duas vezes maior do que a as taxas dos vertebrados. É necessário, quanto à agricultura, pensar em práticas mais sustentáveis que conservem e promovam a biodiversidade existente

Em resposta a perda da biodiversidade e a necessidade de demonstrar sua importância para o bem-estar humano a área de pesquisa direcionada aos serviços ecossistêmicos foi reforçada (DÍAZ et al., 2006; EMMETT DUFFY; GODWIN; CARDINALE, 2017).

## 2.2 BIODIVERSIDADE E SERVIÇOS ECOSISTÊMICOS

Os serviços ecossistêmicos são os benefícios que as pessoas obtêm dos ecossistemas e são decorrentes de funções ecossistêmicas (MA, 2003). As funções ecossistêmicas são componentes e processos que acontecem naturalmente nos ecossistemas, como a, ciclagem de nutrientes, estruturação do solo e dispersão de sementes. Por componentes entendem-se um elemento estrutural dos ecossistemas, como a biodiversidade, e por processos, entende-se ações continuadas no ambiente. Passa a ser um serviço ecossistêmico quando uma ou mais funções ecossistêmicas apresentam potencial ou possibilidade de ser usado para fins humanos, de maneira direta ou indireta (DE GROOT; WILSON; BOUMANS, 2002; MA, 2003). No que se refere ao tipo de serviço ecossistêmico, a classificação proposta pela Avaliação Ecossistêmica do Milênio, classifica-os em serviços de suporte (apoio), de provisão, de regulação e culturais (MA, 2003).

Os serviços de suporte (apoio) são os serviços necessários para a produção de todos os outros serviços ecossistêmicos, tais como a formação do solo, ciclo de nutrientes, produção primária (MA, 2003). Os serviços de provisão (abastecimento) são os produtos obtidos dos ecossistemas, relativos à alimentação, a disponibilidade de água potável, de fibras, de combustíveis, de recursos genéticos (MA, 2003). Os serviços de regulação são os benefícios obtidos pela regulação dos processos do ecossistema, relativos à regulação do clima, regulação das enfermidades, regulação da água, purificação da água (MA, 2003). Os serviços culturais são os benefícios de bem-estar das pessoas obtidos dos ecossistemas, tais como a recreação, a espiritualidade, a religião e processos educacionais (MA, 2003).

A biodiversidade e suas interações com o meio são um dos múltiplos fatores que contribuem para manutenção da maioria desses serviços ecossistêmicos, pois possibilitam o estabelecimento de cadeias tróficas, que favorecem os ciclos biogeoquímicos, promovendo a sustentabilidade ambiental (BALVANERA et al., 2006; CARDINALE et al., 2012; PASCUAL et al., 2017; VAN DER PLAS, 2019).

## 2.3 ASPECTO GERAL DA BIODIVERSIDADE NO BIOMA MATA ATLÂNTICA

Com mais de 20% do número total de espécies de animais e plantas, o Brasil abriga a maior biodiversidade da terra (MMA, 2018). Sua extensão abriga seis biomas de características distintas: Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pampa e Pantanal, abrigando



diferentes tipos de vegetação e fauna. O bioma Mata Atlântica é um dos principais biomas florestais tropicais do mundo (DE MARQUES; SCHNEIDER; PERES, 2016).

A Mata Atlântica se estende desde o Nordeste, passando pela região Leste e parte do Centro Oeste, chegando até a região Sul, correspondendo a 13,04% do território nacional, originalmente com cerca de 150 milhões de hectares (FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA; INPE, 2019). Devido a sua extensão territorial apresenta condições ambientais heterogêneas e é composto pelos mais diversos ecossistemas. O estado de Santa Catarina, por exemplo, é composto por áreas de Floresta Ombrófila Densa, de Floresta Ombrófila Mista e de Floresta Estacional Decidual (CONAMA, 1994), que favoreceram alta diversidade e endemismo (RIBEIRO et al., 2009).

O bioma Mata Atlântica foi identificado como uma das cinco áreas prioritárias para conservação do mundo, relacionados com a perda de habitats e conseqüentemente da biodiversidade local (MYERS et al., 2000). Sua degradação decorre desde 1500 pela exploração de produtos madeireiros como o de Pau Brasil (*Caesalpinia echinata*), assim como pelo uso de terras para outros ciclos econômicos como os ciclos voltados para a mineração com a exploração de ouro e diamantes, o ciclo da agricultura baseado inicialmente no cultivo de cana (*Saccharum officinarum*) e do café (*Coffea arabica*), a pecuária, e atualmente para o plantio de soja (*Glycine max*), de fumo (*Nicotina tabacum*) e de espécies exóticas como o eucalipto (*Eucalyptus*) (CAMPANILI; SCHÄFFER, 2010; JOLY et al., 2014). Estas atividades foram promovendo ao longo dos anos a fragmentação das áreas e perda de grande parte da biodiversidade (RIBEIRO et al., 2009). Até 2019 estima-se que 15% de sua área original ainda está coberta com matas. Essa redução se deve a elevada influência de atividades antrópicas, pois a Mata Atlântica abriga cerca de 72% da população brasileira (120 milhões de pessoas) vivendo em áreas urbanas e rurais nos fragmentos de cobertura do bioma (FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA; INPE, 2019).

Para conter essa redução e suas conseqüências, buscaram-se meios que promovam a conservação da floresta ainda presente, bem como a restauração da paisagem já degradada com a finalidade da preservação e melhoria da qualidade da água, estoque de carbono e proteção da biodiversidade, que podem ser incentivadas por programas de pagamento por serviços ambientais (ALARCON et al., 2017; CUNHA et al., 2011; DITT et al., 2010; FRANCO J. G. DE O.; PRADO, 2014 ordenar).

Outras práticas também são sugeridas, como as de redesenhos das propriedades considerando aspectos da ecologia da paisagem, visando menor impacto ambiental (LANDIS,

2017), como é o caso do manejo rotacionado em pastagens e a inclusão de árvores nesses sistemas (SCHMITT et al., 2013, 2017).

## 2.4 ECOLOGIA DA PAISAGEM

A ecologia da paisagem considera padrões espaciais e suas relações com as mudanças e os processos ecológicos. Pode e deve contribuir para o planejamento, manejo e restauração da terra (TURNER, 2005). Contribui para a definição de áreas importantes para a recuperação e preservação (PALIK et al., 2000), estabelecendo áreas onde serão desenvolvidas as atividades de interesse, compondo novas paisagens.

As paisagens são formadas por elementos heterogêneos que juntos formam um mosaico. Os três elementos principais que fazem parte do mosaico da paisagem são as matrizes, as manchas e os corredores onde, as matrizes são compostas por tipos de vegetação ou ecossistemas similares que ocupam a maior porção do espaço geográfico; as manchas são compostas por áreas menores que as matrizes apresentando características específicas, como sua composição; os corredores são compostos por faixas que conectam as diferentes manchas da matriz (ODUM; BARRET, 2008).

A expansão agrícola é apontada como uma das causas mais importantes da redução de ecossistemas naturais e da transformação do uso da terra (FOLEY et al., 2011). A perturbação causada no ambiente molda as manchas e as paisagens, acentuando a complexidade e dinâmica das características essenciais de ecossistemas e das paisagens (LINDENMAYER et al., 2008).

## 2.5 PAISAGENS AGRÍCOLAS

As paisagens agrícolas são normalmente ambientes heterogêneos, com maior ou menor intensificação, como resultado da antropização de áreas naturais. A organização e o manejo dos elementos que compõem essas paisagens, assim como a interação com as áreas circundantes, podem influenciar significativamente nas respostas bióticas dos organismos que nelas vivem (HENDRICKX et al., 2007). Sendo adequado pensar em formas mais concientes de se conduzir os processos de produção e de conservação da biodiversidade nessas áreas (LINDENMAYER et al., 2008).

Na paisagem agrícola o mosaico pode ser classificado em três formas distintas de uso da terra, como: a) áreas de produção agrícola, manejadas intensivamente; b) áreas de influência humana moderada ou reduzida, manejadas quando necessário; e c) áreas naturais, que conservam as características do ecossistema local (GLIESSEMAN, 2008). Dentro dessa classificação podemos ter áreas de floresta nativa (ecossistemas naturais), de silvicultura, de vegetação de pastagem e áreas degradadas, de pastagem, de áreas de culturas sazonais, de áreas de safras permanentes, de corpos de água, de afloramento rochoso (MACEDO et al., 2018), apresentando-se através de diferentes elementos dentro de uma paisagem agrícola, como matrizes, manchas ou corredores.

O manejo que acontece na paisagem agrícola influencia os processos ecológicos dentro e entre as manchas que as compõem (MCGRANAHAN et al., 2016; MENDENHALL et al., 2014). Quando uma matriz da paisagem agrícola é manejada de forma a ser mais semelhante aos ecossistemas naturais, ou seja, uma matriz de alta qualidade, há um aumento no nível de biodiversidade do local (PERFECTO; VANDERMEER, 2002). Por exemplo, de acordo Ambrecht, Rivera e Perfecto (2005), matrizes de produção de café quando formadas por diferentes espécies arbóreas, ou seja, com maior complexidade estrutural e menor intensificação de produção, apresentavam uma maior riqueza de espécies do que as matrizes de café manejadas intensivamente e somente com monoculturas. As áreas que apresentam uma vegetação diversificada podem conectar diferentes habitats (ADAMS; SCHNITZER; YANOVIK, 2019) e podem servir como ponto de dispersão e conservação para espécies (MAJER; DELABIE, 1999; MANNING; LINDENMAYER; BARRY, 2004), sendo distintas em conformidade com o uso da terra.

## 2.6 O USO DA TERRA

A forma mais adequada de uso da terra, no atendimento da demanda por alimentos e por outros recursos da população, tem sido objeto de muitas discussões (TILMAN et al., 2011). Diferentes propostas são indicadas quanto ao seu uso, considerando aspectos sociais, ambientais e econômicos, envolvendo a segurança alimentar e a conservação da biodiversidade (MEYFROIDT et al., 2018; VERBURG et al., 2015). Duas estratégias para o uso da terra em relação à conservação da biodiversidade se destacam: 1) a intensificação em menor área possível, deixando áreas específicas para a conservação da natureza (*landsparing*) visa atender à demanda de alimentos, aumentando a produtividade onde já existe terra cultivada e também

impedir a conversão de habitats naturais em outro uso; 2) a integração da produção de recursos e a conservação da biodiversidade na mesma terra (*landsharing*), com a conservação ou reestruturação de pequenos fragmentos de habitats nas áreas de produção (BALMFORD; GREEN; PHALAN, 2012).

A intensificação do uso da terra está associada às práticas que aumentam sua produtividade sob diferentes perspectivas. Entre essas, aquelas que visam estratégias para promover a intensificação sustentável evitando a abertura de novas áreas (ERB et al., 2013) e consequentemente preservando a parte da biodiversidade existente. Em relação à conservação, a questão é determinar o quanto de perda da biodiversidade é aceitável, frente à manutenção do bem-estar humano, o que se torna uma escolha (MCSHANE et al., 2011), porém são estratégias que devem ser consideradas para atender o desenvolvimento da população.

O Brasil tem terras suficientes para a produção agrícola, podendo atender ao aumento da demanda e manter suas áreas já destinadas à conservação, combinando o aumento da produtividade da agricultura com a conservação e restauração de ambientes naturais (STRASSBURG et al., 2014). Atender às necessidades por recursos da população não se trata, exclusivamente, de aumentar a produção em si, mas também de corrigir as desigualdades na distribuição de terras agrícolas junto ao uso de métodos sustentáveis e de baixo custo que melhorem a produtividade (KREMEN, 2015). O desenho e o manejo realizados em paisagens agrícolas podem variar de acordo com o interesse de intensificação e a da combinação dos serviços ecossistêmicos (PACHECO et al., 2013; PERRINGS et al., 2006). Landis (2017), aponta três diferentes manejos de uso da terra agrícola, nos quais é possível observar: 1) as paisagens que são altamente intensificadas e simplificadas, com o uso de monoculturas, geralmente têm um aumento em serviços ecossistêmicos de provisão de recursos, porém níveis mais baixos de serviços de suporte, de regulação e de cultura. 2) as paisagens que são moderadamente intensificadas e simplificadas são menos produtivas, com boa oferta de serviços ecossistêmicos. 3) as paisagens que são menos intensificadas e simplificadas, de maneira sustentável, apresentam boas perspectivas de produtividade (serviço de provisão de recursos) sem a perda de outros serviços ecossistêmicos.

Para integrar os processos de diferentes usos da terra é importante desenvolver uma paisagem multifuncional sustentável, integrando as atividades antrópicas com o funcionamento ecológico, preservando a biodiversidade (FARRELL; ANDERSON, 2010). Os usos da terra que favorecem a promoção da biodiversidade são aqueles que reproduzem a diversidade estrutural e florística da vegetação nativa, com menor aporte de insumos de síntese química

(TSCHARNTKE et al., 2005), formando paisagens agrícolas sustentáveis. Incluir manchas de ecossistemas naturais e seminaturais permite restaurar parte do ambiente nativo e pode contribuir para o movimento e a dispersão de espécies na localidade (GLIESSEMAN, 2008). Entender os processos ecológicos e os seus limites para a produção agrícola, permite desenvolver estratégias para o uso da terra, possibilitando alterar os sistemas de produção (FARRELL; ANDERSON, 2010). Tanto a quantidade quanto a configuração espacial dos fragmentos de habitat natural, são fatores determinantes na promoção e manutenção da biodiversidade (HENDRICKX et al., 2007).

Um fator importante na construção de paisagens agrícolas mais sustentáveis é o reconhecimento de que os agricultores junto aos pesquisadores são partes integrantes de processos de redesenhos das paisagens nas quais atuam (HARVEY et al., 2007), tais como nos sistemas agroflorestais e nos silvipastoris.

## 2.7 SISTEMAS AGROFLORESTAIS E SISTEMAS SILVIPASTORIS

Os sistemas agroflorestais contemplam as propostas de matrizes de alta qualidade, com paisagens multifuncionais sustentáveis diminuindo os impactos na natureza, (PALUDO, RAFAEL, COSTABEBER, 2012), aliando a produção com a conservação da biodiversidade (JONER, 2017). Para isto, torna-se essencial um planejamento regional cuidadoso, direcionados para a conservação e a construção de habitats de alta qualidade (GONTHIER et al., 2014; PERFECTO; VANDERMEER, 2002), mantendo a heterogeneidade das comunidades e das paisagens agrícolas para restabelecer ecossistemas (GRMAN et al., 2018).

Estes sistemas são uma forma de uso da terra que leva em conta a combinação de espécies lenhosas, cultivos e/ou animais na mesma unidade produtiva e são intencionalmente plantados e criados para obter bens e serviços, como alimentos, energias, ganhos econômicos e materiais de construção (NAIR, 1993), representando o uso integrado da terra. Os sistemas baseados em agroflorestas preservam os princípios de conservação e apresentam grande potencial com intervenções baseadas na biodiversidade, contribuindo para uma intensificação sustentável da agricultura (BARRIOS et al., 2018).

Crítérios como a composição e o arranjo dos componentes (estrutura do sistema), a função, o manejo e a distribuição ecológica são usados na classificação dos sistemas agroflorestais, e considerando a estrutura, podem ser agrupados em: a) Agrossilviculturais, b)

Sistemas Silvipastoris, c) Sistemas agrossilvipastoris e d) Sistema de produção florestal de múltiplo uso (FARRELL; ALTIERI, 2012).

Os sistemas silvipastoris e agrossilvipastoris são semelhantes, mas apresentam diferenças no uso de suas áreas. O primeiro envolve a combinação intencional de árvores, de pastagens e de animais numa mesma área e ao mesmo tempo (SILVA; BRANDAO, 2010). O segundo é um sistema em que a terra é manejada para a produção simultânea de culturas agrícolas perenes ou anuais associadas a culturas arbóreas plantadas ou de florestas nativas e com a criação de animais domésticos (FARRELL; ANDERSON, 2010).

Os sistemas silvipastoris são bastante difundidos, principalmente nas áreas tropicais (MURGUEITIO; CUARTAS; NARANJO, 2008). São usados tanto em sistemas convencionais de produção, com o uso de monoculturas de árvores e de pastagens, como em sistemas agroecológicos, baseados na diversificação e complexidade de seus componentes (CALLE; MURGUEITIO; CHARÁ, 2012). Os sistemas implantados nas pastagens podem seguir diferentes configurações estruturais de plantio, como: a) em linha simples ou dupla; b) em pequenos grupos de árvores distribuídos na área; c) de árvores isoladas e dispersas na pastagem; d) ao longo das divisórias entre piquetes ou áreas de pastagens e e) através da condução da regeneração natural da vegetação local, que permite o desenvolvimento de espécies espontâneas nas áreas (OLIVEIRA et al., 2003).

Os sistemas silvipastoris contribuem para diversos processos naturais e interações biológicas, com o aumento da provisão de serviços ecossistêmicos (MONTAGNINI; IBRAHIM; MURGUEITIO RESTREPO, 2013). Favorece a diminuição da temperatura da superfície da terra, pelas sombras, o que afeta positivamente o desenvolvimento dos grupos funcionais deste ambiente e beneficiando os processos ecossistêmicos fundamentais de ciclagem e fixação de nutrientes, controle biológico, ao manter a estrutura e fertilidade dos solos (MOLINA-GUZMÁN et al., 2018; VALLEJO, 2013). Permite reabilitar os solos que foram manejados pela pecuária tradicional e altera suas condições físicas, químicas e biológicas, ao reduzir os processos de erosão local e torná-los mais semelhantes aos solos não perturbados (LISBOA et al., 2014). Fornece melhores índices de conforto térmico aos animais de interesse econômico (AINSWORTH; MOE; SKARPE, 2012). As árvores, os arbustos e as pastagens possibilitarão também estruturas físicas, recursos e habitat que apoiarão o desenvolvimento de outras espécies de plantas e de animais (GIRALDO et al., 2011; HARVEY et al., 2005).

A integração simultânea relaciona-se de forma sustentável e atender diversas necessidades do produtor de acordo com a as espécies inseridas no sistema, disponibilizando de

madeira, frutas e plantas medicinais (MONTAGNINI; IBRAHIM; MURGUEITIO RESTREPO, 2013). Em sua grande maioria, os sistemas silvipastoris brasileiros são compostos por espécies arbóreas exóticas plantadas em linhas, bosques ou aleatoriamente distribuídas pela pastagem (PACIULLO et al., 2014; SOUZA et al., 2010). Esses sistemas podem ser aperfeiçoados pela manipulação de variáveis que incluem desde a escolha de espécies e de seus manejos culturais (ROZADOS-LORENZO; GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ; SILVA-PANDO, 2007). Estas devem ser cuidadosamente consideradas como parte do processo de planejamento para aumentar a probabilidade de alcançar as metas desejadas (CORBIN; HOLL, 2012), e resultam em novos desenhos de manchas na paisagem.

## 2.8 SISTEMA SILVIPASTORIL COM NÚCLEOS

O Sistema Silvipastoril com Núcleos (SSPnúcleos) é uma proposta de reabilitação da paisagem, idealizada por professores ligados ao Laboratório de Sistemas Silvipastoris e Restauração Ecológica da Universidade Federal de Santa Catarina (LASSre/UFSC) junto com agricultores da região da Encosta da Serra Geral, no município de Santa Rosa de Lima. Este sistema é um desenho derivado do sistema de recuperação de áreas florestais, a teoria de nucleação aplicada (REIS et al., 2003). O objetivo do SSPnúcleos, inspirado na nucleação aplicada, é mitigar os efeitos climáticos adversos para o rebanho, gerar renda através dos produtos florestais não madeireiros, incrementar a biodiversidade e a resiliência, reabilitando ecologicamente o agroecossistema multifuncionalidade e serviços ecossistêmicos (REIS et al., 2003; SCHMITT et al., 2013, 2017, 2018; SCHMITT FILHO e FARLEY, 2020) (Figura 1).

Figura.1: Sistema silvipastoril com núcleos de diversidade arbórea nativa da região. Integrando árvore, pastagem e animais na mesma área e ao mesmo tempo.



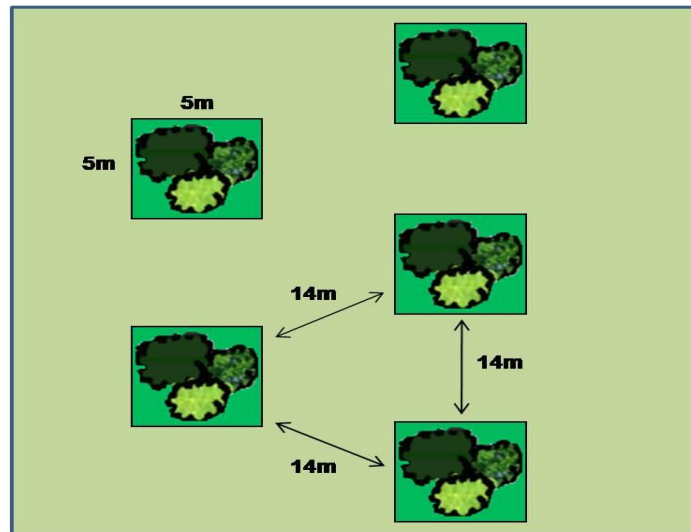
Fonte: Laboratório de Sistemas Silvopastoris e Restauração Ecológica (LASSre/UFSC).

O SSPnúcleos consiste em núcleos de 25 m<sup>2</sup> (5 m por 5 m) devidamente cercados, dispostos de forma equidistante em cada hectare, totalizando 10% da área de pastagem (Figura 2), suficiente para se alcançar de 20 a 30% de sombra com as devidas podas, evitando-se assim prejudicar o desenvolvimento forrageiro (SCHMITTFILHO et al., 2017; SCHMITT et al., 2013; SCHMITT FILHO E FARLEY, 2020).

Os núcleos apresentarão diversos estágios sucessionais de vegetação, iniciando com plantas de crescimento rápido (pioneiras) de diferentes espécies, tais como: Bracatinga (*Mimosa scabrella*), Vassourão (*Cinnamomum stenophyllum*), Aroeira (*Schinus terebinthifolius*), Ingá (*Ingá edulis*), Canela (*Ocotea sp.*) e Tucaneira (*Citharexylum myrianthum*). Por solicitação dos agricultores envolvidos no processo foi inserida uma espécie exótica, a Bananeira (*Musa ssp.*). São 14 espécies arbóreas nativas e quatro unidades de bananeiras, divididos em cinco grupos funcionais e implantadas sequencialmente caracterizando pequenas ilhas (Figura 4) agroflorestais sucessionais.



Figura 2: Representação do sistema silvipastoril com núcleos de diversidade arbórea em um espaço de divisão de pastagem.



Fonte: A autora, 2020.

Figura 3: Composição arbórea diversificada dos núcleos.



Fonte: Laboratório de Sistemas Silvipastoris e Restauração Ecológica (LASSre/UFSC).

O Projeto foi implantado em propriedades rurais do município de Santa Rosa de Lima, no ano de 2012, e ainda está em processo de estabelecimento (Figura 4), sendo avaliado através de diferentes estudos de monitoramento ambiental (BATTISTI et al., 2018; DENIZ et al., 2019; SIMIONI et al., 2016, KRETZER 2019, ROVER 2019; SILVA 2016).

Figura 4: Configuração espacial da matriz agrícola de pastagem de uma das propriedades de coleta (L).



Fonte: Adaptado de Google Earth, 2020. Representação antes e depois da implantação de sistemas silvipastoris com núcleos de diversidade arbórea nativa em meio a pastagem. A) Foto aérea da área, correspondente ao ano de 2006. B) Foto aérea da área, correspondente ao ano de 2018.

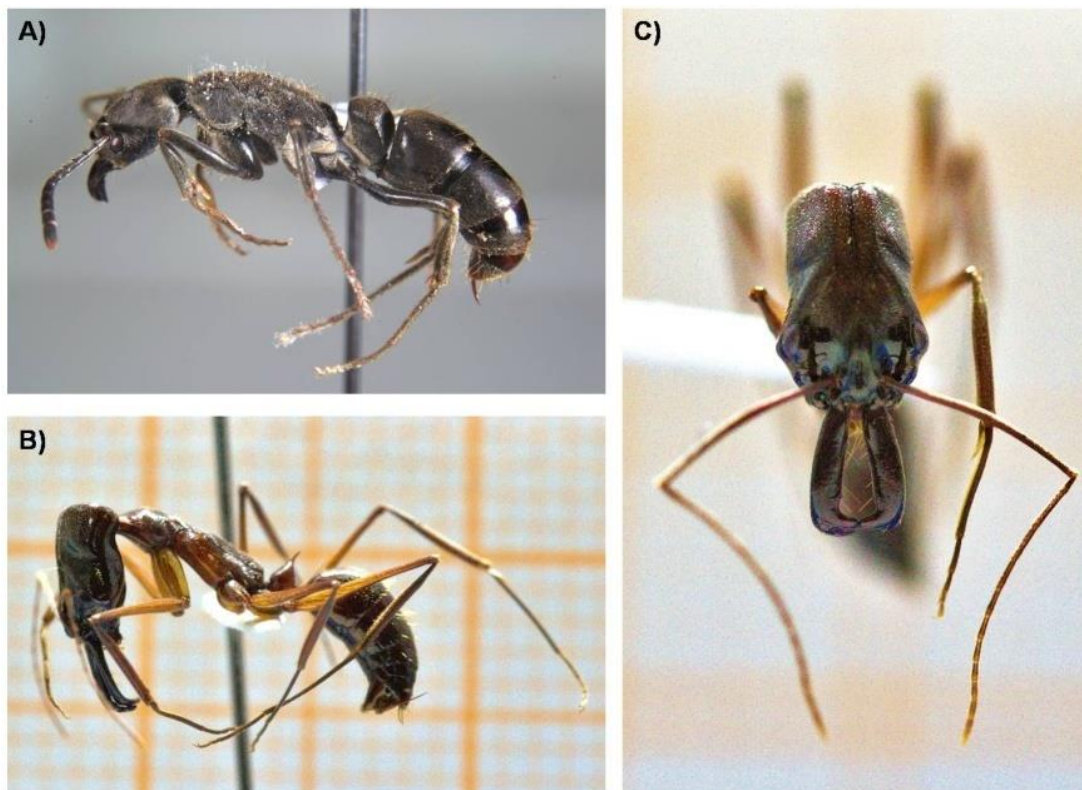
Os estudos de monitoramento ambiental podem utilizar determinados organismos como parâmetros para avaliação de impactos ambientais relacionados à alteração na biodiversidade local (HILTY; MERENLENDER, 2000; NIEMI; MCDONALD, 2004), como por exemplo, as formigas. Estas são sensíveis às mudanças ambientais e sua alta densidade populacional, seu domínio numérico que soma mais de 10% da biomassa total de animais em diversos habitats do mundo, além de sua facilidade de coleta e de identificação (AGOSTI et al., 2000a; SILVA; BRANDÃO, 1999), sendo utilizadas como bioindicadoras (ANDERSEN, 1997; TIBCHERANI et al., 2018). Essas características são importantes para avaliação da biodiversidade em diferentes usos da terra.

## 2.9 IMPORTÂNCIA DAS FORMIGAS NOS ECOSISTEMAS

As formigas pertencem à família Formicidae, dentro da ordem Hymenoptera, que também inclui abelhas e vespas. Apresentam uma grande diversidade taxonômica distribuídas em diferentes nichos ecológicos (WILSON; HO, 2005). As formigas são insetos eusociais, que vivem em colônias. Estas podem ser pequenas, com algumas dezenas de indivíduos, a grandes colônias, com milhares de indivíduos. De maneira geral, as colônias contêm uma rainha, que é a fêmea reprodutora, as operárias e, eventualmente, os machos. A classe das operárias são as fêmeas estéreis responsáveis pela manutenção dos ninhos, e as formigas em desenvolvimento são as que ainda estão em estágios de ovos e pupas. Os machos são desenvolvidos na época de reprodução, permanecendo pouco tempo no interior dos ninhos. Para atender essa característica da eusocialidade apresentam a sobreposição de gerações em um mesmo ninho (pelo menos duas gerações), cuidado cooperativo com as formas mais jovens, e ainda divisão de tarefas entre o indivíduo reprodutor e as operárias (WILSON, 1976).

O hábito alimentar das formigas é bastante variável, na sua maioria são onívoras, indo de generalistas a especialistas extremas. As espécies especialistas têm uma estreita faixa de organismos que podem predar, enquanto generalistas têm uma ampla gama e podem facilmente mudar de fontes de alimentos, dependendo do que está disponível. Existem as formigas predadoras generalistas, que podem consumir ovos de outros artrópodes, bem como pequenos artrópodes (CERDÁ; DEJEAN, 2011; MASUKO, 2019). Quando os organismos de interesse estão mortos e são consumidos por elas, são denominadas de necrófagas (CERDÁ; DEJEAN, 2011). Outras se alimentam de néctar extrafloral presente em estruturas de plantas (DO NASCIMENTO; DEL-CLARO, 2010) e também as que consomem as partes ricas em óleos das sementes, ou a semente inteira (RETANA; PICÓ; RODRIGO, 2004). As formigas dos gêneros *Pachycondyla* e *Odontomachus* (Figura 5), são exemplos de formigas que podem ser predadoras e catadoras generalistas, consumindo insetos como miriápodes e cupins (FREITAS; RAIMUNDO; OLIVEIRA, 2009; OVERAL, 1987), assim como partes de sementes encontradas no solo das florestas (PIZO; OLIVEIRAZ, 2000). Das formigas especialistas, existem as fungívoras, que se alimentam de fungos cultivados no interior de seus ninhos, como é o caso das formigas cortadeiras (LICHT; BOOMSMA, 2010). Há formigas que se alimentam a partir de substâncias açucaradas produzidas por outros insetos, como os pulgões e cochonilhas (DELABIE, 2001; NOVGORODOVA, 2015). Apresentam um hábito alimentar variado e um variado hábito de nidificação.

Figura 5: Exemplos de formigas que podem ser de predadoras a catadoras generalistas.



Fonte: A autora 2020. Representação na figura: A) Formiga *Pachycondyla striata*. B) *Odontomachus chelifer*. C) Vista frontal das mandíbulas alongadas de *O. chelifer*.

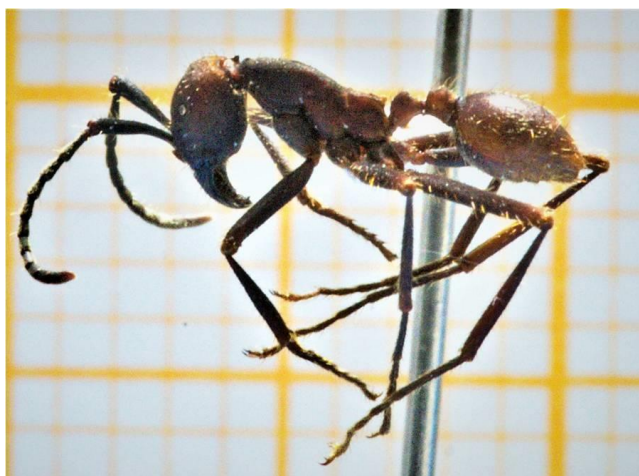
As formigas podem ser encontradas nas árvores, no solo, em meio à serapilheira, e no subsolo (YANOVIK; KASPARI, 2000). As arborícolas fazem seus ninhos em diversas partes encontradas nas plantas como galhos mortos ou nas cavidades especializadas de plantas mirmecófitas, na junção de folhas da copa da vegetação, ou nos aglomerados de plantas epífitas (WEISSFLOG; KAUFMANN; MASCHWITZ, 2017; ZHU; WANG, 2018). As epigéicas, que vivem entre a serapilheira e o solo, habitam em gravetos em troncos ocos, em meio ao aglomerado de folhas, embaixo de pedras ou materiais em decomposição, como em frutos (CARVALHO; VASCONCELOS, 2002). Neste grupo é possível encontrar as formigas de correição, que não apresentam ninhos fixos, fazem ninhos temporários utilizando o próprio corpo das operárias como proteção (RETTENMEYER et al., 2011). As que vivem no subsolo fazem ninhos rasos ou profundos, podendo conter diferentes câmaras que organizam a estrutura da colônia (LEAL; WIRTH; TABARELLI, 2014).

As formigas são de grande importância para o funcionamento dos ecossistemas, pois exercem um impacto significativo em todos os níveis trófico do ambiente, principalmente por sua dieta, local de nidificação e por suas interações com diversos tipos de plantas, com outros organismos (ANDERSEN, 2000; ZHANG; ZHANG; MA, 2013).

Quanto às interações, muitas espécies de formigas utilizam as substâncias açucaradas produzidas por plantas ou por hemípteros como suas principais fontes de alimento. Em troca essas formigas protegem esses organismos contra inimigos naturais (BACCARO et al., 2015), em uma relação de trofobiose, onde uma espécie se alimenta da outra em troca de proteção. Em estudo realizado em fragmentos florestais da Floresta Amazônica, de sessenta e uma plantas avaliadas, foram registradas sete espécies de formigas interagindo com dois tipos de recursos (extratos extraflorais e hemípteros), duas apenas com extratos extraflorais e quatro interagindo somente com hemípteros (CAMPOS; CAMACHO, 2014). Outro exemplo de interação amplamente estudada é entre as árvores de acácia com formigas do gênero *Pseudomyrmex*, onde as árvores fornecem abrigo e alimento em troca da proteção contra herbívoros e parasitas (JANZEN, 1966; MAYER et al., 2014).

Além de pássaros que se alimentam de formigas, há os que as seguem, como as associações de comensalismo entre pássaros e formigas, onde diferentes espécies de pássaros forrageiam e seguem as formigas de correição, sem prejudicar ou favorecer as formigas, alimentando-se de pequenos insetos e animais que tentam fugir de formigas caçadoras (WILLIS; ONIKI, 1978). Num estudo realizado no bioma Mata Atlântica, pássaros de quatro espécies diferentes seguiam as formigas da subfamília Ecitoninae, em diferentes habitats (SAZIMA; D'ANGELO, 2015). Junto à associação de formigas e pássaros, são observadas espécies de borboletas que se alimentam do excremento deixado por essas aves enquanto elas acompanham o deslocamento das formigas legionárias da espécie *Eciton burchelli* (Figura 6) (RAY; ANDREWS, 1980). Há também a interação direta entre formigas e borboletas, onde a borboleta azul *Maculinea alcon* (Lepidoptera: Lycaenidae) pratica parasitismo com formigas do gênero *Myrmica*. As lagartas de borboleta quando atingem determinado instar, caem ao solo e secretam substâncias semelhantes a das lavas destas formigas, sendo levadas ao ninho e alimentadas pela colônia, permanecendo lá até completarem seu ciclo, voltando ao ambiente externo (ALS; NASH; BOOMSMA, 2001).

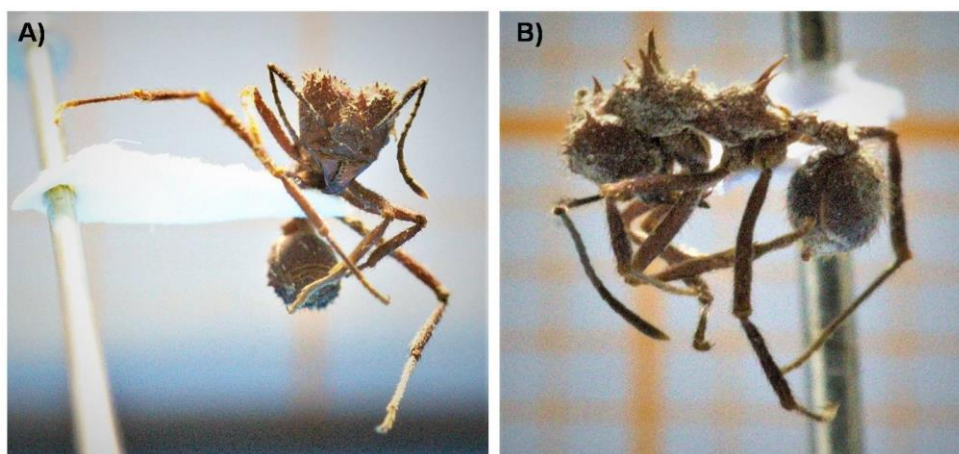
Figura 6: Exemplo de formiga legionária ou de correição, espécie *Ecitonburchelli*.



Fonte: A autora, 2020.

Outra associação é a mutualística de formigas com os fungos. Espécies de formigas recolhem material vegetal como folhas e flores frescas para cultivar fungos no interior de seus ninhos, as chamadas formigas cortadeiras. Pertencentes a subfamília Myrmicinae, o gênero *Atta* com 19 espécies registradas no mundo e nove delas no Brasil, e o gênero *Acromyrmex* (Figura 7) com 32 espécies no mundo e 24 registradas no País (BACCARO et al., 2015). Estas formigas apresentam associação simbiótica com fungos, disponibilizando abrigo e alimento para eles em troca de alimento para suas colônias (MULLER et al., 2005).

Figura 7: Formigas cortadeiras, gênero *Acromyrmex*.



Fonte: A autora, 2019. Representação na figura: A) Vista frontal da cabeça, mostrando os pequenos espinhos da estrutura superior e a mandíbula triangular. B) Vista lateral do corpo, mostrando os pares de espinhos.

As formigas são consideradas como “engenheiras do ecossistema”, devido à movimentação de material para construção e manutenção de seus ninhos, contribuindo em processos ecológicos (SUGUITURU et al., 2015). Estão relacionadas com diversos serviços ecossistêmicos baseados no solo (SANABRIA; LAVELLE; FONTE, 2014). São ecologicamente importantes em diversos biomas, apresentando diversas espécies, (DUNN et al., 2007). Destacam-se como espécies indicadoras da qualidade do habitat, apresentando uma relação entre a riqueza de espécies e o nível de impacto humano (DELABIE et al., 2006; RIBAS et al., 2011). São utilizadas em estudos que avaliam estes impactos em áreas florestadas (MENTONE et al., 2011; QUEIROZ; RIBAS; FRANÇA, 2013), em áreas de integração de lavoura-pecuária (CREPALDI et al., 2014), em áreas de sistemas agroflorestais (PHILPOTT, 2006), em áreas que estão sob sistemas de reabilitação (RABELLO et al., 2015) e em áreas de reabilitação direcionadas para reabilitação de pastagens (WILLIAMS et al., 2012).

As alterações de paisagens naturais por atividades agrícolas influenciam o padrão de distribuição e abundância de formigas. Verificou-se que em áreas de remanescente florestal de uma propriedade rural, na região sudeste do Brasil, elas representam de 41 a 76% de todas as espécies formigas encontradas nos diferentes usos da terra do local e que as diferenças na estrutura do habitat entre essas áreas apresentavam efeito importante na estruturação dessas comunidades (PACHECO et al., 2013). A composição da mirmecofauna pode ser afetada pela escolha do uso de vegetação em áreas de reabilitação (RIBAS et al., 2011).

As formigas compreendem um grupo muito diversificado, atualmente com 13.624 espécies descritas, 336 gêneros, 39 tribos e 17 subfamílias (BOLTON, 2019). O Brasil apresenta uma posição de destaque devido sua extensão territorial, com 113 gêneros e 1491 espécies, em torno de 9,6% do total de espécies mundiais, destas, oito gêneros e 513 espécies ocorrem somente no território brasileiro (endêmicas: que ocorrem somente nesta parte do mundo). O País ainda detém a maior diversidade de formigas das Américas e uma das maiores do mundo (AGOSTI; JOHNSON, 2005). Já no estado de Santa Catarina, nas sete mesorregiões que o compõe, há o registro de pelo menos 366 espécies e 17 subespécies em 70 gêneros de formigas; sendo 41 espécies na região Sul (ULYSSÉA et al., 2011). A quantificação de diversidade de formigas em ecossistemas possibilita identificar a qualidade da paisagem.

## 2.10 MEDIDAS DE DIVERSIDADE EM DIFERENTES ESCALAS

Avaliações da biodiversidade podem envolver diferentes níveis de organizações (escalas) e suas interações na paisagem (ODUM; BARRET, 2008). Diferentes condições ambientais como o clima, o solo, a vegetação e os organismos que fazem parte de um ambiente influenciam na presença ou na ausência de espécies. A delimitação desses ambientes é feita de acordo com os objetivos das observações e leva em consideração o tamanho da área, resultando em diferentes escalas espaciais como a escala local, a escala regional e a escala continental (HEFFERNAN et al., 2014; SCHMIDT et al., 2017). Muitos estudos referem-se a três tipos de diversidade em escala: a alfa, a gama e a beta (GRMAN et al., 2018; HAUTIER et al., 2018; SCHMIDT et al., 2017).

Quando a diversidade de espécies é de um local específico, da comunidade local ou da amostra, denomina-se de diversidade alfa. Quando a referência passa a ser uma área maior, mais abrangente da região do estudo, denomina-se de diversidade gama. A diversidade beta é a diversidade entre habitats (WHITTAKER, 1960). Uma das formas mais simples e efetivas de medir a diversidade beta foi proposta por Whittaker em 1960, levando em conta a riqueza total da maior área a ser considerada (diversidade gama) sobre a diversidade média da escala local (diversidade alfa), uma medida reconhecida como qualitativa e que está apoiada na presença ou ausência (MAGURRAN, 2013).

Essas medidas de diversidade podem ser aplicadas na dimensão da paisagem, considerando os diferentes ecossistemas (BURLEY et al., 2016; HENDRICKX et al., 2007; OEHRI et al., 2020; SCHMIDT et al., 2017). Como também, na dimensão de um simples transecto, onde diferentes pontos do transecto representarão a diversidade alfa, o transecto na sua totalidade representado a diversidade gama e a diversidade beta representada pela diferença entre dois pontos desse transecto (GLIESSEMAN, 2008).



## 2.11 REFERÊNCIAS

ADAMS, B. J.; SCHNITZER, S. A.; YANOVIK, S. P. Connectivity explains local ant community structure in a Neotropical forest canopy: a large-scale experimental approach. **Ecology**, v. 100, n. 6, p. 1–11, 2019.

AGOSTI, D. et al. **Ants: standart methods for measuring and monitoring biodiversity**, 2000a.

AGOSTI, D. et al. Sampling Ground-Dwelling Ants : Case Studies from the World ' s Rain Forests. n. January, 2000b.

AGOSTI, D.; JOHNSON, N. F. **Antbase**, 2005. Disponível em: <antbase.org>

AINSWORTH, J. A. W.; MOE, S. R.; SKARPE, C. Agriculture , Ecosystems and Environment Pasture shade and farm management effects on cow productivity in the tropics. **“Agriculture, Ecosystems and Environment”**, v. 155, p. 105–110, 2012.

ALARCON, G. G. et al. Additionality is in detail: Farmers' choices regarding payment for ecosystem services programs in the Atlantic forest, Brazil. **Journal of Rural Studies**, v. 54, p. 177–186, 2017.

ALS, T. D.; NASH, D. R.; BOOMSMA, J. J. Adoption of parasitic *Maculinea* alcon caterpillars (Lepidoptera: Lycaenidae) by three *Myrmica* ant species. **Animal Behaviour**, v. 62, n. 1, p. 99–106, 2001.

ANDERSEN, A. N. A global ecology of rainforest ants: functional groups in relation to environmental stress and disturbance. In: **Ants: Standard methods for measuring and monitoring biodiversity**. Washington: Smithsonian Institution Press, 2000. p. 25–34.

ARMBRECHT, I.; RIVERA, L.; PERFECTO, I. Reduced Diversity and Complexity in the Leaf-Litter Ant Assemblage of Colombian Coffee Plantations. **Conservation Biology**, v. 19, n. June, p. 897–907, 2005.

ARNAN, X.; GAUCHEREL, C.; ANDERSEN, A. N. Dominance and species co-occurrence in highly diverse ant communities : a test of the interstitial hypothesis and discovery of a three-tiered competition cascade. **Oecologia**, p. 783–794, 2011.

AUAD, A. M. et al. Hymenoptera (Insecta: Hymenoptera) associated with silvopastoral systems. **Agroforestry Systems**, v. 85, n. 1, p. 113–119, maio 2012.

AZCARATE, F. M.; PECO, B. Abandonment of grazing in a mediterranean grassland area : consequences for ant assemblages ~ A PE CO. **Insect Conservation and Diversity**, v. 5, p. 279–288, 2012.

BACCARO, F. B. et al. **Guia para os gêneros de formigas do Brasil**. [s.l.: s.n.].

BALMFORD, A.; GREEN, R.; PHALAN, B. e know about farming. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 279, n. 1739, p. 2714–2724, 2012.

BALVANERA, P. et al. Quantifying the evidence for biodiversity effects on ecosystem functioning and services. **Ecology Letters**, v. 9, n. 10, p. 1146–1156, 2006.

BARBIERI, R. F.; GRANGIER, J.; LESTER, P. J. Synergistic effects of temperature , diet and colony size on the competitive ability of two ant species. p. 90–99, 2015.

BARRIOS, E. et al. Contribution of trees to the conservation of biodiversity and ecosystem services in agricultural landscapes. **International Journal of Biodiversity Science, Ecosystem Services & Management**, v. 14, n. 1, p. 1–16, 4 jan. 2018.

BATTISTI, L. F. Z. et al. Soil chemical attributes in a high biodiversity silvopastoral system. **Acta Agronomica**, v. 67, n. 4, p. 486–493, 2018.

BIEBER, A. G. D. et al. Assessing the Impact of Deforestation of the Atlantic Rainforest on Ant-Fruit Interactions: A Field Experiment Using Synthetic Fruits. **PLoS ONE**, v. 9, n. 2, p. e90369, 26 fev. 2014.

BLÜTHGEN, N.; STORK, N. E. Ant mosaics in a tropical rainforest in Australia and elsewhere: A critical review. **Austral Ecology**, v. 32, n. 1, p. 93–104, 2007.

BOLTON, B. **Online catalog of the ants of the world.**, 2019. Disponível em: <<http://antcat.org>>

BOULTON, A. M.; DAVIES, K. F.; WARD, P. S. Species Richness , Abundance , and Composition of Ground-Dwelling Ants in Northern California Grasslands : Role of Plants , Soil , and Grazing. n. Fisher 1997, p. 96–104, 2005.

BRANDÃO, C. R. F.; SILVA, R. R.; DELABIE, J. H. C. Neotropical Ants (Hymenoptera) Functional Groups: : Nutritional and Applied Implications. In: **Insect Bioecology and Nutrition for Integrated Pest Management**. [s.l: s.n.].

BURLEY, H. M. et al. Primary productivity is weakly related to floristic alpha and beta diversity across Australia. **Global Ecology and Biogeography**, v. 25, n. 11, p. 1294–1307, 2016.

CALLE, Z.; MURGUEITIO, E.; CHARÁ, J. **Integrating forestry, sustainable cattle-ranching and landscape restoration**, 2012.

CAMPANILI, M.; SCHÄFFER, W. B. **Mata Atlântica: patrimônio nacional dos brasileiros**. Ministerio ed. Brasília: [s.n.].

CAMPOS, R. I. et al. Multi-scale ant diversity in savanna woodlands: an intercontinental comparison. p. 983–992, 2011.

CAMPOS, R. I.; CAMACHO, G. P. Ant–plant interactions: the importance of extrafloral nectaries versus hemipteran honeydew on plant defense against herbivores. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 8, n. 6, p. 507–512, 2014.

CANEDO-JÚNIOR, E. O. et al. The effect size of aphid-tending ants in an agricultural tri-trophic system. **Journal of Applied Entomology**, v. 142, n. 3, p. 349–358, 2018.

CARDINALE, B. J. et al. Biodiversity loss and its impact on humanity. **Nature**, v. 486, n. 7401, p. 59–67, 2012.

CARNEIRO, M. A. F. et al. The habitat affects the ecological interactions between azteca forel (Hymenoptera: Formicidae) and cecropia loefl. (Urticaceae Juss.). **Sociobiology**, v. 65, n. 2, p. 177–184, 1 jun. 2018.

CARVALHO, K. S.; VASCONCELOS, H. L. Comunidade de formigas que nidificam em pequenos galhos da serrapilheira em floresta da Amazônia Central, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 46, n. 2, p. 115–121, 2002.

CERDÁ, X.; DEJEAN, A. **Predation by ants on arthropods and other animals****Predation in the Hymenoptera: An evolutionary perspective**, 2011. Disponível em: <<http://storage.canalblog.com/44/51/598270/71563437.pdf>>

CHAO, A. et al. Rarefaction and extrapolation with Hill numbers: A framework for sampling and estimation in species diversity studies. **Ecological Monographs**, v. 84, n. 1, p. 45–67, 2014.

CHARÁ, J. et al. Intensive silvopastoral systems with *Leucaena leucocephala* in Latin America. **Tropical Grasslands-Forrajes Tropicales**, v. 7, n. 4, p. 259–266, 2019.

CLARKE, K. R.; SOMERFIELD, P. J.; GORLEY, R. N. Testing of null hypotheses in exploratory community analyses: similarity profiles and biota-environment linkage. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 366, n. 1–2, p. 56–69, 2008.

CONAMA. **Conselho Nacional de Meio Ambiente. Resolução nº 4, de 4 de maio de 1994. Define vegetação primária e secundária nos estágios inicial, médio e avançado de regeneração da Mata Atlântica.**, 1994. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=145>>

CONCEIÇÃO, E. S. et al. Ant community evolution according to aging in Brazilian cocoa tree plantations. **Sociobiology**, v. 66, n. 1, p. 33–43, 1 mar. 2019.

CORBIN, J. D.; HOLL, K. D. **Forest Ecology and Management Applied nucleation as**

a forest restoration strategy. **Forest Ecology and Management**, v. 265, p. 37–46, 2012.

CREPALDI, R. A. . et al. Ants as bioindicators of soil quality in integrated crop-livestock system [Formigas como bioindicadores da qualidade do solo em sistema integrado lavourapeçuária]. **Ciencia Rural**, v. 44, n. 5, p. 781–787, 2014.

CUNHA, A. A. et al. **Pagamento por Serviços Ambientais na Mata Atlântica - lições aprendidas e desafios**. [s.l: s.n.].

DE GROOT, R. S.; WILSON, M. A.; BOUMANS, R. M. J. A typology for the classification, description and valuation of ecosystem functions, goods and services. **Ecological Economics**, v. 41, n. 3, p. 393–408, 2002.

DE MARQUES, A. A. B.; SCHNEIDER, M.; PERES, C. A. Human population and socioeconomic modulators of conservation performance in 788 Amazonian and Atlantic Forest reserves. **PeerJ**, v. 4, p. e2206, 2016.

DELABIE, J. H. C. Trophobiosis Between Formicidae and Hemiptera ( Sternorrhyncha and Auchenorrhyncha ): an Overview. **Neotropical Entomology**, v. 30, n. 4, p. 501–516, 2001.

DELABIE, J. H. C. et al. As formigas como indicadores biológicos do impacto humano em manguezais da costa sudeste da Bahia. **Neotropical Entomology**, v. 35, n. 5, p. 602–615, 2006.

DELABIE, J. H. C. et al. **As formigas poneromorfas do Brasil: Introdução**. Ilhéus, BA: [s.n.].

DENIZ, M. et al. High biodiversity silvopastoral system as an alternative to improve the thermal environment in the dairy farms. **International Journal of Biometeorology**, v. 63, n. 1, p. 83–92, 15 jan. 2019.

DÍAZ, S. et al. Biodiversity loss threatens human well-being. **PLoS Biology**, v. 4, n. 8, p. 1300–1305, 2006.

DITT, E. H. et al. Forest Conversion and Provision of Ecosystem Services in the Brazilian Atlantic Forest. **Land Degradation & Development**, v. 21, n. 6, p. 591–603, 2010.

DO NASCIMENTO, E. A.; DEL-CLARO, K. Ant visitation to extrafloral nectaries decreases herbivory and increases fruit set in *Chamaecrista debilis* (Fabaceae) in a Neotropical savanna. **Flora: Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants**, v. 205, n. 11, p. 754–756, 2010.

DRÖSE, W. et al. Local and regional drivers of ant communities in forest-grassland ecotones in South Brazil: A taxonomic and phylogenetic approach. **PLoS ONE**, v. 14, n. 4, p. 1–20, 2019.

DUDLEY, N.; ALEXANDER, S. Agriculture and biodiversity: a review. **Biodiversity**, v. 18, n. 2–3, p. 45–49, 2017.

DUNN, R. R. et al. Global ant (Hymenoptera: Formicidae) biodiversity and biogeography – a new database and its possibilities. **Myrmecological News**, v. 10, n. September, p. 77–83, 2007.

ELLIS, E. C.; RAMANKUTTY, N. Putting people in the map: Anthropogenic biomes of the world. **Frontiers in Ecology and the Environment**, v. 6, n. 8, p. 439–447, 2008.

EMMETT DUFFY, J.; GODWIN, C. M.; CARDINALE, B. J. Biodiversity effects in the wild are common and as strong as key drivers of productivity. **Nature**, v. 549, n. 7671, p. 261–264, 2017.

ENNIS, K. K.; PHILPOTT, S. M. Seasonal and microhabitat differences alter ant predation of a globally disruptive coffee pest. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 284, 15 nov. 2019.

ERB, K. et al. A conceptual framework for analysing and measuring land-use intensity. **Current Opinion in Environmental Sustainability**, n. August, p. 464–470, 2013.

FAO. **El estado de los bosques del mundo (SOFO): las vías forestales hacia el desarrollo sostenible**. Roma: [s.n.].

FARRELL, J. G.; ALTIERI, M. A. SISTEMAS AGROFLORESTAIS. In: **Agroecología: bases científicas para una agricultura sustentável**. 3.ed. ed. São Paulo, Rio de Janeiro: Expressão Popular, 2012. p. 400p.

FARRELL, P. J. O.; ANDERSON, P. M. L. Sustainable multifunctional landscapes : a review to implementation. **Current Opinion in Environmental Sustainability**, v. 2, n. 1–2, p. 59–65, 2010.

FISCHER, J. et al. Land Sparing Versus Land Sharing: Moving Forward. **Conservation Letters**, v. 7, n. 3, p. 149–157, maio 2014.

FOLEY, J. A. et al. Global Consequences of Land Use Global Consequences of Land Use. **Science**, v. 309, 2005.

FOLEY, J. A. et al. Solutions for a cultivated planet. **Nature**, v. 478, n. 7369, p. 337–342, 20 out. 2011.

FRANCO J. G. DE O.; PRADO, R. C. O. **Los Pagos por servicios ambientales (PSA) en Latinoamérica: casos del uso de recursos hídricos em el medio rural**. [s.l: s.n.].

FREITAS, V. L.; RAIMUNDO, R. L. G.; OLIVEIRA, P. S. Seasonal Patterns in Activity Rhythm and Foraging Ecology in the Neotropical Forest-Dwelling Ant , *Odontomachus chelifer* ( Formicidae : Ponerinae ). **ANNALS OF THE ENTOMOLOGICAL SOCIETY OF AMERICA**, v. 102, p. 1151–1157, 2009.

FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA; INPE. **Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica, 2017-2018 Relatório Técnico** São Paulo, 2019.

GERLACH, J.; GERLACH, J.; SAMWAYS, M. Terrestrial invertebrates as bioindicators: An overview of available taxonomic groups. n. July, 2013.

GIRALDO, C. et al. The adoption of silvopastoral systems promotes the recovery of ecological processes regulated by dung beetles in the Colombian Andes. **Insect Conservation and Diversity**, v. 4, n. 2, p. 115–122, 2011.

GLIESSEMAN, S. R. **Aroecologia: Processos Ecológicos em Agricultura Sustentável**. 4.ed. ed. Porto Alegre: UFRGS, 2008.

GONTHIER, D. J. et al. Biodiversity conservation in agriculture requires a multi-scale approach. p. 9–14, 2014.

GONZÁLEZ, E. et al. Something is lost and something is gained: loss and replacement of species and functional groups in ant communities at fragmented forests. **Landscape Ecology**, v. 33, n. 12, p. 2089–2102, 2018.

GRMAN, E. et al. Ecosystem multifunctionality increases with beta diversity in restored prairies. **Oecologia**, v. 188, n. 3, p. 837–848, 2018.

HARVEY, C. A. et al. Contribution of live fences to the ecological integrity of agricultural landscapes. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 111, n. 1–4, p. 200–230, 2005.

HARVEY, C. A. et al. Integrating Agricultural Landscapes with Biodiversity Conservation in the Mesoamerican Hotspot. v. 22, n. 1, p. 8–15, 2007.

HAUTIER, Y. et al. Local loss and spatial homogenization of plant diversity reduce ecosystem multifunctionality. **Nature Ecology & Evolution**, p. 59–67, 2018.

HEFFERNAN, J. B. et al. Macrosystems ecology: Understanding ecological patterns and processes at continental scales. **Frontiers in Ecology and the Environment**, v. 12, n. 1, p. 5–14, 2014.

HENDRICKX, F. et al. How landscape structure, land-use intensity and habitat diversity affect components of total arthropod diversity in agricultural landscapes. **Journal of Applied Ecology**, v. 44, n. 2, p. 340–351, 2007.

HERRERO, M. et al. Farming and the geography of nutrient production for human

- use: a transdisciplinary analysis. **The Lancet Planetary Health**, v. 1, n. 1, p. e33–e42, 2017.
- HILTY, J.; MERENLENDER, A. Faunal indicator taxa selection for monitoring ecosystem health. **Biological Conservation**, v. 92, n. 2, p. 185–197, 2000.
- HOLDEFER, D. R.; LUTINSKI, J. A.; GARCIA, F. R. M. Does organic management of agroecosystems contribute to the maintenance of the richness of ants? **Semina: Ciências Agrárias**, v. 38, n. 6, p. 3455–3468, 1 nov. 2017.
- JANZEN, D. H. COEVOLUTION OF MUTUALISM BETWEEN ANTS AND ACACIAS IN CENTRAL AMERICA. **Evolution**, v. 91, p. 249–275, 1966.
- JERRENTROP, J. S. et al. Grazing intensity affects insect diversity via sward structure and heterogeneity in a long-term experiment. **Journal of Applied Ecology**, v. 51, n. 4, p. 968–977, 2014.
- JOLY, C. A. et al. Experiences from the Brazilian Atlantic Forest : ecological findings and conservation initiatives Tansley review Experiences from the Brazilian Atlantic Forest : ecological findings and conservation initiatives. n. August 2015, p. 459–473, 2014.
- KISSINGER, G.; HEROLD, M.; DE SY, V. **Drivers of Deforestation and Forest Degradation in Bhutan Drivers of Deforestation and Forest Degradation: A Synthesis Report for REDD+ Policymakers.**, 2012. Disponível em: <[http://www.era-mx.org/biblio/Drivers of deforestation and forest degradation.pdf](http://www.era-mx.org/biblio/Drivers%20of%20deforestation%20and%20forest%20degradation.pdf)>
- KLUNK, C. L. et al. Simple does not mean poor: grasslands and forests harbor similar ant species richness and distinct composition in highlands of southern Brazil. **Biota Neotropica**, v. 18, n. 3, 2018.
- KREMEN, C. Reframing the land-sparing / land-sharing debate for biodiversity conservation. v. 1355, p. 52–76, 2015.
- LANDIS, D. A. Designing agricultural landscapes for biodiversity-based ecosystem services. **Basic and Applied Ecology**, v. 18, p. 1–12, 2017.
- LASMAR, C. J. et al. Testing the effect of pitfall-trap installation on ant sampling. **Insectes Sociaux**, v. 64, n. 3, p. 445–451, 2017.
- LEAL, I. R. et al. Effects of habitat fragmentation on ant richness and functional composition in Brazilian Atlantic forest. **Biodiversity and Conservation**, v. 21, n. 7, p. 1687–1701, 2012.
- LEAL, I. R.; WIRTH, R.; TABARELLI, M. The Multiple Impacts of Leaf-Cutting Ants and Their Novel Ecological Role in Human-Modified Neotropical Forests. **Biotropica**, v. 46, n. 5, p. 516–528, set. 2014.
- LEITE, A. et al. Diversity of Hemiptera ( Arthropoda : Insecta ) and Their Natural Enemies on Caryocar brasiliense ( Malpighiales : Caryocaraceae ) Trees in the Brazilian Cerrado Diversity of Hemiptera ( Arthropoda : Insecta ) and their natural enemies on Caryocar brasili. **Florida Entomologist**, v. 99, p. 239–247, 2016.
- LETOURNEAU, D. K.; DYER, L. A. Density Patterns of Piper Ant-Plants and Associated Arthropods: Top-Predator Trophic Cascades in a Terrestrial System?1. **Biotropica**, v. 30, n. 2, p. 162–169, jun. 1998.
- LICHT, H. H. DE F.; BOOMSMA, J. J. Forage collection , substrate preparation , and diet composition in fungus-growing ants. **Ecological Entomology**, v. 35, p. 259–269, 2010.
- LINDENMAYER, D. et al. A checklist for ecological management of landscapes for conservation. **Ecology Letters**, v. 11, n. 1, p. 78–91, 2008.
- LISBOA, F. J. G. et al. The match between microbial community structure and soil properties is modulated by land use types and sample origin within an integrated agroecosystem. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 78, p. 97–108, 2014.
- LIU, C. et al. Reorganization of taxonomic , functional , and phylogenetic ant biodiversity after conversion to rubber plantation. **Ecological Modelling**, v. 86, n. 2, p. 215–

227, 2016.

LUTINSKI, J. A. et al. Richness and structure of ant assemblies (Hymenoptera: Formicidae) in Atlantic forest in southern Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 89, n. 4, p. 2719–2729, 2017.

MA. **Ecosystems and Human Well-being**. Washington: Island Press, 2003.

MACARTHUR, R. H.; MACARTHUR, J. W. On Bird Species Diversity. **Ecology**, v. 42, n. 3, p. 594–598, 1961.

MACEDO, R. C. et al. ARTICLE LAND USE AND LAND COVER MAPPING IN DETAILED SCALE : A CASE STUDY IN SANTA ROSA DE LIMA-SC Mapeamento da cobertura e uso da terra em escala detalhada : um estudo de. v. 24, n. 2, p. 217–234, 2018.

MACKAY, WILLIAM P. & MACKAY, EMMA, E. **The systematics and biology of the new world ants of the genus pachycondyla**. [s.l.: s.n.].

MAGURRAN, A. E. **Medindo a Diversidade Biológica**. [s.l.] UFPR, 2013.

MAJER, J. D.; DELABIE, J. H. C. Impact of tree isolation on arboreal and ground ant communities in cleared pasture in the Atlantic rain forest region of Bahia , Brazil. **Insectes Sociaux Research**, v. 46, p. 281–290, 1999.

MANNING, A. D.; LINDENMAYER, D. B.; BARRY, S. C. The conservation implications of bird reproduction in the agricultural “matrix”: A case study of the vulnerable superb parrot of south-eastern Australia. **Biological Conservation**, v. 120, n. 3, p. 363–374, 2004.

MARQUES, T.; SCHOEREDER, J. H. Ant diversity partitioning across spatial scales: Ecological processes and implications for conserving Tropical Dry Forests. **Austral Ecology**, v. 39, n. 1, p. 72–82, 2013.

MARSH, C. J. et al. Is  $\beta$ -diversity of Amazonian ant and dung beetles communities elevated at rainforest edges? **Journal of Biogeography**, v. 45, n. 8, p. 1966–1979, 2018.

MASUKO, K. Predation on Non-Spider Arthropod Eggs and Colony Bionomics of the Ant *Proceratium itoi* (Hymenoptera: Formicidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 122, n. 4, p. 372–378, 2019.

MAYER, V. E. et al. Current issues in the evolutionary ecology of ant-plant symbioses. **New Phytologist**, v. 202, n. 3, p. 749–764, 2014.

MCGRANAHAN, D. A. et al. Temporal variability in aboveground plant biomass decreases as spatial variability increases -. **Ecology**, v. 97, n. 3, p. 555–560, 2016.

MCSHANE, T. O. et al. Hard choices : Making trade-offs between biodiversity conservation and human. **Biological Conservation**, v. 144, n. 3, p. 966–972, 2011.

MENDENHALL, C. D. et al. in agricultural landscapes. 2014.

MEYFROIDT, P. et al. Middle-range theories of land system change. **Global Environmental Change**, v. 53, p. 52–67, 1 nov. 2018.

MMA. **MMA – Ministério do Meio Ambiente: Impactos sobre a Biodiversidade**., 2018. Disponível em: <<https://www.mma.gov.br/biodiversidade.html>>

MOLINA-GUZMÁN, L. et al. Microorganisms in Soils of Bovine Production Systems in Tropical Lowlands and Tropical Highlands in the Department of Antioquia, Colombia. **International Journal of Agronomy**, v. 2018, p. 1–9, 2018.

MONTAGNINI, F.; IBRAHIM, M.; MURGUEITIO RESTREPO, E. Silvopastoral systems and climate change mitigation in Latin America. **Bois et Forêts des Tropiques**, v. 67, n. 316, p. 3–16, 2013.

MULLER, U. G. et al. THE EVOLUTION OF AGRICULTURE IN INSECTS. **Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics**, 2005.

MURGUEITIO, E.; CUARTAS, C.; NARANJO, J. **Ganadería del futuro: Investigación para el desarrollo**. [s.l.: s.n.].

MYERS, N. et al. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, n.

6772, p. 853–858, 2000.

NAIR, P. K. R. **An Introduction to Agroforestry**. [s.l.] Kluwer Academic Publishers, 1993. v. 23

NAKAMURA, A. et al. The use of ants and other soil and litter arthropods as bio-indicators of the impacts of rainforest clearing and subsequent land use. **Journal of Insect Conservation**, v. 11, n. 2, p. 177–186, 2007.

NIEMI, G. J.; MCDONALD, M. E. Application of ecological indicators. **Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics**, v. 35, n. Rapport 1992, p. 89–111, 2004.

NOVGORODOVA, A. Organization of honeydew collection by foragers of different species of ants ( Hymenoptera : Formicidae ): Effect of colony size and species specificity. **European Journal of Entomology**, v. 112, n. 4, p. 688–697, 2015.

OEHRI, J. et al. Terrestrial land-cover type richness is positively linked to landscape-level functioning. **Nature Communications**, v. 11, n. 1, p. 1–10, 2020.

OLIVEIRA, T. K. DE et al. **Sugestões para Implantação de Sistemas Silvopastoris** Rio Branco, AC. Embrapa Acre, , 2003.

OVERAL, W. L. DEFENSIVE CHEMICAL WEAPONRY IN THE ANT PACHYCONDYLA HARPAX (FORMICIDAE: PONERINAE). **Journal of Entomological Science**, v. 22, p. 268–269, 1987.

PACHECO, R. et al. The importance of remnants of natural vegetation for maintaining ant diversity in Brazilian agricultural landscapes. **Biodiversity and Conservation**, v. 22, n. 4, p. 983–997, 2013.

PACHECO, R.; VASCONCELOS, H. L. Habitat diversity enhances ant diversity in a naturally heterogeneous Brazilian landscape. **Biodiversity and Conservation**, v. 21, n. 3, p. 797–809, 2012.

PACIULLO, D. S. C. et al. Sward characteristics and performance of dairy cows in organic grass – legume pastures shaded by tropical trees. p. 1264–1271, 2014.

PALIK, B. J. et al. Using landscape hierarchies to guide restoration of disturbed ecosystems. **Ecological Applications**, v. 10, n. 1, p. 189–202, 2000.

PALUDO, RAFAEL, COSTABEBER, J. A. Sistemas agroflorestais como estratégia de desenvolvimento rural em diferentes biomas brasileiros\* Agroforestry systems as rural development strategy in different Brazilian biomes. **Revista Brasileira de Agroecologia Rev. Bras. de Agroecologia**, v. 7, n. 2, p. 63–76, 2012.

PASCUAL, U. et al. Valuing nature’s contributions to people: the IPBES approach. **Current Opinion in Environmental Sustainability**, v. 26–27, p. 7–16, 2017.

PENG, R. K.; CHRISTIAN, K. Effective control of Jarvis’s fruit fly, *Bactrocera jarvisi* (Diptera: Tephritidae), by the weaver ant, *Oecophylla smaragdina* (Hymenoptera: Formicidae), in mango orchards in the Northern Territory of Australia. **International Journal of Pest Management**, v. 52, n. 4, p. 275–282, out. 2006.

PERFECTO, I. et al. Arthropod biodiversity loss and the transformation of a tropical agro-ecosystem. **Biodiversity and Conservation**, v. 6, n. 7, p. 935–945, 1997.

PERFECTO, I.; VANDERMEER, J. Quality of Agroecological Matrix in a Tropical Montane Landscape: Ants in Coffee Plantations in Southern Mexico. **Conservation Biology**, v. 16, n. 1, p. 174–182, fev. 2002.

PERRINGS, C. et al. Biodiversity in Agricultural Landscapes : Saving. **Conservation Biology**, v. 20, n. 2, p. 263–264, 2006.

PHILPOTT, S. M. et al. Ant Diversity and Function in Disturbed and Changing Habitats. In: **ANT ECOLOGY**. [s.l.] Oxford Scholarship, 2010. p. 213–236.

PIE, M. R. The macroevolution of climatic niches and its role in ant. **Ecological Entomology**, v. 41, p. 301–307, 2016.

- PINHEIRO, E. R. S. et al. Edge effects on epigeic ant assemblages in a grassland-forest mosaic in southern Brazil. **Acta Oecologica**, v. 36, n. 4, p. 365–371, 2010.
- PIZO, M. A.; OLIVEIRA Z, P. S. The Use of Fruits and Seeds by Ants in the Atlantic Forest of Southeast B razi I. **Biotropica**, v. 32, p. 851–861, 2000.
- POSTMA-BLAAUW, M. B. et al. Soil biota community structure and abundance under agricultural intensification and extensification. **Ecology**, v. 91, n. 2, p. 460–473, fev. 2010.
- PURDON, J.; PARR, C. L.; SOMERS, M. J. Grazing by large savanna herbivores indirectly alters ant diversity and promotes resource monopolisation. **PeerJ**, v. 2019, n. 1, 2019.
- RABELLO, A. M. et al. When is the best period to sample ants in tropical areas impacted by mining and in rehabilitation process? **Insectes Sociaux**, v. 62, n. 2, p. 227–236, 2015.
- RAY, T. S.; ANDREWS, C. C. Ant butterflies: Butterflies that follow army ants to feed on antbird droppings. **Science**, v. 210, n. 4474, p. 1147–1148, 1980.
- REIS, A. et al. Restauração de áreas degradadas: a nucleação como base para incrementar os processos sucessionais. **Natureza e Conservação**, v. 1, n. 1, p. 28–36, 2003.
- RESASCO, J.; LEVEY, D. J.; DAMSCHEN, E. I. Habitat corridors alter relative trophic position of fire ants. **Ecosphere**, v. 3, n. 11, p. art.100, nov. 2012.
- RETANA, J.; PICÓ, F. X.; RODRIGO, A. Dual role of harvesting ants as seed predators and dispersers of a non-myrmecorous Mediterranean perennial herb. **Oikos**, v. 105, n. 2, p. 377–385, 2004.
- RETTENMEYER, C. W. et al. The largest animal association centered on one species: The army ant eciton *burchellii* and its more than 300 associates. **Insectes Sociaux**, v. 58, n. 3, p. 281–292, 2011.
- RIBAS, C. R. et al. Formigas como indicadores do sucesso dos esforços de reabilitação em depósitos de ouro de resíduos mineiros. p. 1–9, 2011.
- RIBEIRO, M. C. et al. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. **Biological Conservation**, v. 142, n. 6, p. 1141–1153, 2009.
- RIVERA, L. F.; ARMBRECHT, I.; CALLE, Z. Silvopastoral systems and ant diversity conservation in a cattle-dominated landscape of the Colombian Andes. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 181, p. 188–194, 1 dez. 2013.
- ROZADOS-LORENZO, M. J.; GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ, M. P.; SILVA-PANDO, F. J. Pasture production under different tree species and densities in an Atlantic silvopastoral system. **Agroforestry Systems**, v. 70, n. 1, p. 53–62, 2007.
- SANABRIA, C.; LAVELLE, P.; FONTE, S. J. Ants as indicators of soil-based ecosystem services in agroecosystems of the Colombian Llanos. **Applied Soil Ecology**, v. 84, p. 24–30, 2014.
- SÁNCHEZ-BAYO, F.; WYCKHUYS, K. A. G. **Worldwide decline of the entomofauna: A review of its drivers. Biological Conservation.** Elsevier Ltd, , 1 abr. 2019.
- SANDERS, D. et al. Integrating ecosystem engineering and food webs. **Oikos**, v. 123, n. 5, p. 513–524, maio 2014.
- SAZIMA, I.; D'ANGELO, G. B. Associações de aves com insetos sociais: Um sumário no Sudeste do Brasil. **Iheringia - Serie Zoologia**, v. 105, n. 3, p. 333–338, 2015.
- SCHMIDT, F. A. et al. Similar alpha and beta diversity changes in tropical ant communities, comparing savannas and rainforests in Brazil and Indonesia. **Oecologia**, v. 185, n. 3, p. 487–498, 1 nov. 2017.
- SCHMIDT, F. A.; RIBAS, C. R.; SCHOEREDER, J. H. How predictable is the response of ant assemblages to natural forest recovery? Implications for their use as bioindicators. **Ecological Indicators**, v. 24, p. 158–166, 2013.



SCHMITT-FILHO, A. L. et al. **Nucleation theory inspiring the design of High Biodiversity Silvopastoral System in the Atlantic Forest Biome: ecological restoration, family farm livelihood and agroecology** VII World Conference on Ecological Restoration - SER 2017 Foz do Iguaçu, Brasil, 2017.

SCHMITT, A. L. . et al. Interating Agroecology with Payments for Ecosystem Services in Santa Catarina's Atlantic Forest. In: **Governing the Provision of Ecosystem Services**. [s.l.] Springer, 2013. p. p.481.

SILVA, R. R. DA; BRANDÃO, C. R. F. **Formigas (Hymenoptera: Formicidae) como indicadores da qualidade ambiental e da biodiversidade de outros invertebrados terrestres**. *Biotemas*, 1999.

SILVA, R. R.; BRANDAO, C. R. F. Morphological patterns and community organization in leaf- litter ant assemblages. **Ecological Monographs**, v. 80, n. 1, p. 107–124, 2010.

SILVA, R. R.; MACHADO FEITOSA, R. S.; EBERHARDT, F. Reduced ant diversity along a habitat regeneration gradient in the southern Brazilian Atlantic Forest. **Forest Ecology and Management**, v. 240, n. 1–3, p. 61–69, 2007.

SIMIONI, G. F. et al. **Monitoramento bioacústico automatizado da avifauna em sistema Voisin silvipastoril com núcleos (PRVSnúcleo) no Brasil**. In: 4th Convención Internacional Agrodesarrollo 2016 & 11th International Workshop 'Trees and Shrubs in Livestock Production'. *Anais...* Varadero, Cuba: 2016

SOUZA, A. DE et al. UM ESTUDO DE CONFORTO E DESCONFORTO TÉRMICO PARA O MATO GROSSO DO SUL. p. 15–25, 2010.

STRASSBURG, B. B. N. et al. Biophysical suitability, economic pressure and land-cover change: A global probabilistic approach and insights for REDD+. **Sustainability Science**, v. 9, n. 2, p. 129–141, 2014.

SUGUITURU, S. S. et al. **Do alto tietê**. Bauru, São Paulo: [s.n.].

SURDI, J. et al. O fluxo de serviços ecossistêmicos na agricultura familiar da Encosta da Serra Catarinense. **Cadernos de Agroecologia**, v. 6, n. 2, p. 6–10, 2011.

SWANSON, A. C. et al. **Welcome to the Atta world: A framework for understanding the effects of leaf-cutter ants on ecosystem functions**. *Functional Ecology*. Blackwell Publishing Ltd, , 2019.

TEWS, J. et al. Animal species diversity driven by habitat heterogeneity / diversity : the importance of keystone structures. **Journal of Biogeography**, v. 31, p. 79–92, 2004.

THURMAN, J. H.; NORTHFIELD, T. D.; SNYDER, W. E. Weaver Ants Provide Ecosystem Services to Tropical Tree Crops. **Frontiers in Ecology and Evolution**, v. 7, 15 maio 2019.

TIBCHERANI, M. et al. Review of ants (Hymenoptera: Formicidae) as bioindicators in the Brazilian Savanna. **Sociobiology**, v. 65, n. 2, p. 112–129, 2018.

TILMAN, D. et al. Forecasting agriculturally driven global environmental change. **Science**, v. 292, n. 5515, p. 281–284, 2001.

TILMAN, D. et al. Global food demand and the sustainable intensification of agriculture. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 108, n. 50, p. 20260–20264, 2011.

TSCHARNTKE, T. et al. REVIEWS AND Landscape perspectives on agricultural intensification and biodiversity – ecosystem service management. **Ecology Letters**, v. 8, p. 857–874, 2005.

TSCHARNTKE, T. et al. Global food security , biodiversity conservation and the future of agricultural intensification. **Biological Conservation**, v. 151, n. 1, p. 53–59, 2012.

TURNER, M. G. LANDSCAPE ECOLOGY IN NORTH AMERICA : Special

Feature. **Ecology**, v. 86, n. 8, p. 1967–1974, 2005.

ULYSSEÁ, M. A. et al. Updated list of ant species (Hymenoptera, Formicidae) recorded in Santa Catarina State, southern Brazil, with a discussion of research advances and priorities. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n. 4, p. 603–611, 2011.

VALLEJO, V. Importancia y utilidad de la evaluación de la calidad de suelos mediante el componente microbiano: experiencias en sistemas silvopastoriles. **Colombia forestal**, v. 16, n. 1, p. 83–99, 2013.

VAN DER PLAS, F. Biodiversity and ecosystem functioning in naturally assembled communities. **Biological Reviews**, v. 94, n. 4, p. 1220–1245, 2019.

VERBURG, P. H. et al. Land system science and sustainable development of the earth system: A global land project perspective. **Anthropocene**, v. 12, p. 29–41, 1 dez. 2015.

VIEIRA, D. L. M.; HOLL, K. D.; PENEIREIRO, F. M. Agro-Successional Restoration as a Strategy to Facilitate Tropical Forest Recovery. **Restoration Ecology**, v. 17, n. 4, p. 451–459, jul. 2009.

WEISSFLOG, A.; KAUFMANN, E.; MASCHWITZ, U. Ant gardens of *Camponotus* (*Myrmotarsus*) *irritabilis* (Hymenoptera: Formicidae: Formicinae) and *Hoya elliptica* (Apocynaceae) in Southeast Asia. **Asian Myrmecology**, v. 9, n. 1901, 2017.

WHITFORD, W. G.; ELDRIDGE, D. J. Effects of Ants and Termites on Soil and Geomorphological Processes. **Treatise on Geomorphology**, v. 12, n. March, p. 281–292, 2013.

WILLIS, E. O.; ONIKI, Y. Birds and Army Ants. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 9, n. 1, p. 243–263, 1978.

WILSON, E. O. Which are the most prevalent ant genera? **Studia Entomologica**, v. 19, p. 187–200, 1976.

WILSON, E. O.; HO, B. The rise of the ants : A phylogenetic and. v. 102, n. 21, p. 7411–7414, 2005.

WHITTAKER, R. H. Vegetation of the Siskiyou Mountains, Oregon and California. **Ecological Monographs**. 1960.

WITTMAN, S. E. et al. Species interactions and thermal constraints on ant community structure. n. September 2009, p. 551–559, 2010.

WOODCOCK, P. et al. Impacts of Intensive Logging on the Trophic Organisation of Ant Communities in a Biodiversity Hotspot. **PLoS ONE**, v. 8, n. 4, p. e60756, 10 abr. 2013.

YANOVIK, S. P.; KASPARI, M. Community Structure and the Habitat Templet : Ants in the Tropical Forest Canopy and Community structure and the habitat templet : ants in the tropical forest canopy and litter. **Oikos**, v. 89, n. 2, p. 259–266, 2000.

ZHANG, S.; ZHANG, Y.; MA, K. The ecological effects of ant-aphid mutualism on plants at a large spatial scale. **Sociobiology**, v. 60, n. 3, p. 236–241, 2013.

ZHU, Y.; WANG, D. Leaf volatiles from two *Corydalis* species lure a keystone seed-dispersing ant and enhance seed retrieval. **Sociobiology**, v. 65, n. 3, p. 370–374, 1 set. 2018.

### 3 ARTIGO

#### ALFA E BETA DIVERSIDADE DE FORMIGAS NO SISTEMA SILVIPASTORIL COM NÚCLEOS: A REABILITAÇÃO ECOLÓGICA DE AGROECOSSISTEMAS INSPIRADA NA NUCLEAÇÃO APLICADA

ALFA AND BETA ANT DIVERSITY ON HIGH BIODIVERSITY SILVOPASTORAL SYSTEM: ECOLOGICAL REHABILITATION OF AGROECOSYSTEMS INSPIRED BY APPLIED NUCLEATION

#### RESUMO

Avaliar a riqueza, a composição e a diversidade em escala da mirmecofauna em diferentes sistemas de produção agropecuários pode, de certa forma, dimensionar o impacto destes sistemas no meio ambiente e a sustentabilidade da atividade. O objetivo desta pesquisa foi analisar a riqueza, a composição e a diversidade em escala alfa, beta e gama de espécies de formigas em três habitats, para assim avaliar o efeito da implantação do Sistema Silvopastoril com Núcleos (SSPnúcleos) no agroecossistema. Para tanto foi coletada a fauna de formigas epigéicas em áreas de fragmentos florestais (FLO), de pastagens desprovidas do componente arbóreo (PSA) e de sistemas silvipastoris com núcleos (SSPnúcleos), cada área contendo 10 *pitfalls* ao longo de um transecto. Estas coletas foram replicadas em três propriedades rurais inseridas na matriz agrícola do bioma Mata Atlântica no Sul do Brasil, no período de verão de 2017 e início de outono de 2018. Para a avaliação da riqueza de espécies entre os habitats, foram construídas curvas de interpolação e extrapolação dos dados. Para avaliação da composição de espécies em cada habitat foi realizada a análise de agrupamento (cluster) UPGMA com base nas dissimilaridades de Bray-Curtis. Para avaliar a diversidade em escala utilizamos o transecto como referência e os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA). As análises foram realizadas no software R. 3.0.1 (R Development Core Team, 2013). Os habitats SSPnúcleos apresentaram riqueza similar aos FLO, sendo superiores aos habitats PSA. Já os habitats SSPnúcleos e PSA apresentaram composições similares, porém com grupos distintos. Quanto à escala do transecto, os habitats SSPnúcleos apresentaram diversidade gama mais próxima aos habitats FLO do que PSA, e uma diversidade beta mais próxima dos habitats PSA do que FLO. Assim, através do SSPnúcleos é possível conciliar a agricultura, a reabilitação com base na restauração ecológica, e a conservação da biodiversidade no mesmo uso da terra.

Constata-se que alguns efeitos restauradores da nucleação aplicada são inerentes ao SSPnúcleos mitigando alguns impactos ocasionados pela agropecuária.

**Palavras-chave:** Bioma Mata Atlântica; mirmecofauna, ecologia de comunidades, restauração ecológica; paisagem rural; manejo pastagem; matriz agroecológica; Sul do Brasil.

### 3.1 INTRODUÇÃO

A produção de alimentos requer áreas de terras já ocupadas ou em vias de ocupação, modificando os ambientes naturais e por consequência afetando a diversidade de plantas e de animais. Esta necessidade para atender a demanda de crescimento populacional econômico até 2050 estimada pela FAO (2019) tem sido conflitante com intensificação da produção e a conservação da biodiversidade (FISCHER et al., 2014; FOLEY et al., 2011; VERBURG et al., 2015). Diferentes propostas são sugeridas para amenizar essas questões. Dos biomas brasileiros, a Mata Atlântica foi identificada como uma das cinco áreas prioritárias para conservação do mundo, relacionados com a perda de habitats e consequentemente da biodiversidade local (MYERS et al., 2000). Devido à elevada influência das atividades antrópicas, constituído principalmente paisagens urbanas e agrícolas.

Nas paisagens agrícolas, a configuração e composição dos seus elementos, fragmentos e matrizes interferem no desempenho de espécies e comunidades, bem como no funcionamento dos ecossistemas (POSTMA-BLAAUW et al., 2010). Aproximadamente 20% das áreas do Bioma são destinadas às pastagens não naturais (MAPBIOMAS, 2017) para pecuária leiteira e de corte, comprometendo, em muito, a conservação da biodiversidade.

As paisagens e seus fragmentos de habitats, ao mesmo tempo em que são produtivas e essenciais para o desenvolvimento humano, são importantes para a conservação da biodiversidade (PACHECO et al., 2013; PERFECTO et al., 1997; TSCHARNTKE et al., 2012). Torna-se fundamental pensarmos em estratégias que promovam a qualidade do ambiente para lidar com essa fragmentação (PERFECTO; VANDERMEER, 2002). Entre essas as práticas agroflorestais.

Práticas agroflorestais mostram grande potencial com intervenções baseadas na biodiversidade e contribuem para intensificação ecológica da agricultura (BARRIOS et al., 2018), como o uso da restauração agro-sucessional, que possibilita a superação de obstáculos

socioeconômicos e ecológicos na restauração da paisagem (VIEIRA; HOLL; PENEIREIRO, 2009).

Uma alternativa para combinar a pecuária a base de pasto na agricultura familiar com a conservação da biodiversidade é a gestão integrada da paisagem conciliando o manejo agroecológico das pastagens em sistema Voisin (PINHEIRO MACHADO, 2010; MURPHY, 2008, ALVEZ ET AL, 2013, GEREMIAS, 2013, SHOEREDER 2017), que pode ser intensificada com a integração de componentes arbóreos ao sistema Voisin. Entre esses, destaca-se o Sistema Silvipastoril com Núcleos (SSPnúcleos), inspirado na técnica de restauração ecológica denominada de nucleação aplicada. Essa abordagem de intensificação ecológica traz novos elementos estruturais para a matriz agrícola e pode influenciar diferentes níveis de diversidade na escala da paisagem (GERING; CRIST, 2002).

As escalas podem variar nas comunidades locais de uma paisagem (diversidade alfa), na escala regional do habitat ou da paisagem (diversidade gama), ou pode se manifestar na mudança de composição de espécies entre as escalas (diversidade beta) (MAGURRAN, 2012). A avaliação da diversidade em componente alfa, beta e gama têm sido utilizadas para distinguir efeitos do manejo e da paisagem em diferentes tipos de ecossistemas, como em áreas de savana e florestas, (PACHECO; VASCONCELOS, 2012; SCHMIDT et al., 2017), em áreas de fragmentos florestais (CAMPOS et al., 2011; GONZÁLEZ et al., 2018; MARQUES; SCHOEREDER, 2013), em áreas florestadas de diferentes idades e monocultura de eucalipto (MARSH et al., 2018), em áreas circundadas por uma matriz de plantio de cana-de-açúcar (LEAL et al., 2012), em agroecossistemas de seringueiras (*Hevea brasiliensis*) (LIU et al., 2016) e em sistemas silvipastoris (RIVERA; ARMBRECHT; CALLE, 2013). Esta avaliação, devido a sensibilidade para com as alterações ambientais, pode ser feita através da análise de comunidades de formigas (ANDERSEN; MAJER, 2004). Assim, as formigas são utilizadas como bioindicadoras para o monitoramento e avaliação do uso da terra (SÁNCHEZ-BAYO; WYCKHUYS, 2019).

As formigas estão presentes em diferentes habitats e ecossistemas, são organismos de fácil coleta e amostragem (AGOSTI et al., 2000a; PHILPOTT et al., 2010). Devido às alterações físicas, químicas e biológicas que fazem no solo durante o processo de construção e manutenção de seus ninhos são consideradas engenheiras do ecossistema e apresentam uma grande importância funcional (WHITFORD; ELDRIDGE, 2013). Participam de uma quantidade de funções e de serviços ecossistêmicos relacionados diretamente a este meio, como a manutenção de sua estrutura, o armazenamento e a regulação da água, a atividade biológica

(SANABRIA; LAVELLE; FONTE, 2014; SWANSON et al., 2019), a incorporação de material e a ciclagem de nutrientes (SWANSON et al., 2019), o controle biológico de outros artrópodes (PENG; CHRISTIAN, 2006; THURMAN; NORTHFIELD; SNYDER, 2019) e a dispersão de sementes (BIEBER et al., 2014; ZHU; WANG, 2018).

As atividades promovidas pela mirmecofauna participam de diversas interações ecológicas (CARNEIRO et al., 2018), em diferentes níveis da organização trófica (SANDERS et al., 2014), indo de predadoras a presas de acordo com a espécie e as características do habitat onde vivem (LETOURNEAU; DYER, 1998; RESASCO; LEVEY; DAMSCHEN, 2012; WOODCOCK et al., 2013). A ecologia da mirmecofauna e sua relação com as funções e serviços ecossistêmicos é estudada em diferentes agroecossistemas (CANEDO-JÚNIOR et al., 2018; HOLDEFER; LUTINSKI; GARCIA, 2017; PERFECTO; VANDERMEER, 2002). Como por exemplo, na integração lavoura-pecuária (CREPALDI et al., 2014), nos sistemas agroflorestais de café (ENNIS; PHILPOTT, 2019; PERFECTO; VANDERMEER, 2002), nos de cacau (CONCEIÇÃO et al., 2019), além dos sistemas silvipastoris em variadas condições (AUAD et al., 2012; CHARÁ et al., 2019; RIVERA; ARMBRECHT; CALLE, 2013).

Neste trabalho foi avaliado a riqueza, a composição e a diversidade em escala alfa, beta e gama de espécies de formigas em três habitats diferentes (i) interior de fragmentos florestais (FLO), (ii) pastagem com Sistema Silvipastoris com Núcleos (SSPnúcleos) e (iii) em pastagens sem árvore (PSA). O objetivo foi entender o efeito dos núcleos na qualidade ambiental das áreas de pastagens, por meio das comunidades de formigas como bioindicadoras. As hipóteses são de que (i) a riqueza de espécies de formigas nos núcleos (SSPnúcleos) será intermediária entre as florestas (FLO - habitat mais complexo) e pastagens sem árvores (PSA - habitat menos complexo); (ii) a composição de espécies com a inclusão dos núcleos arbóreos nativos na pastagem será similar as áreas de fragmentos florestais; (iii) a diversidade beta dos núcleos na escala do transecto será mais parecida com as áreas de fragmentos florestais.

## 3.2 MATERIAL E MÉTODOS

### 3.2.1 Área de estudo e tipos de habitat

A pesquisa foi desenvolvida em três propriedades da agricultura familiar (L, D e R) localizadas no município de Santa Rosa de Lima, Santa Catarina, Brasil. Com latitude 28°02'21''S e longitude 49°07'40''W, as áreas experimentais se encontram a 240 metros

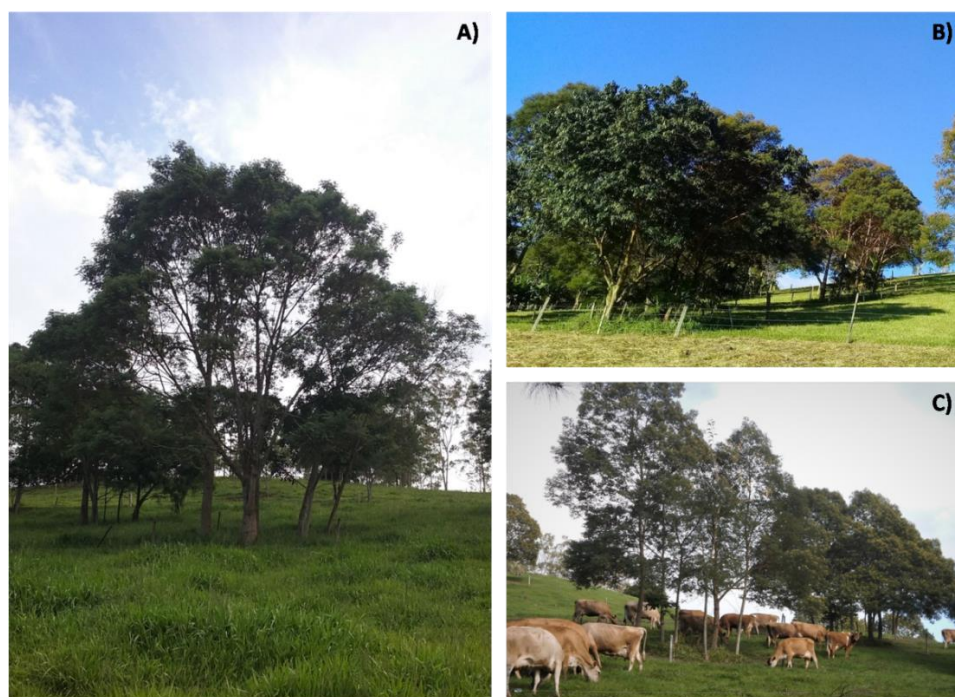
acima do nível do mar. A distância entre a propriedade L e D é de 4.000 metros, entre D e R é de 4.500 metros e entre R e L é de 7.000 metros. O clima é caracterizado como subtropical úmido e mesotérmico (Cfa) de acordo com a classificação de Köppen, com temperatura média anual de 18 a 24°C e precipitação média mensal de 40 mm. A paisagem da região é composta em grande parte por paisagens agrícolas, com áreas utilizadas principalmente para silvicultura, pastagens, lavouras, entremeadas por fragmentos de floresta ombrófila densa bastante descaracterizados (MACEDO et al., 2018). Foram selecionados três tipos de habitats em comum dentro de cada propriedade rural (Figura 1), sendo o habitat de fragmentos florestais como a área de controle (FLO); o habitat caracterizado pelo Sistema Silvipastoril com Núcleos (SSPnúcleos) e o habitat de pastagem sem árvore (PSA), totalizando nove áreas de estudo.

### 3.2.2 Plantio dos núcleos florestais em sistema silvipastoril

O Sistema Silvipastoril com Núcleos (SSPnúcleos) foi desenvolvido pelo Laboratório de Sistemas Silvipastoris e Restauração Ecológica da Universidade Federal de Santa Catarina LASSre/UFSC. Um amplo processo participativo com atores locais levou ao desenho de um sistema com o propósito de fornecer sombra ao rebanho leiteiro, viabilizar a reabilitação dos agroecossistemas com diferentes matizes de pastagens na paisagem agrícola e proporcionar renda adicional aos produtores familiares através de produtos florestais não-madeireiros oriundos dos núcleos arbóreos agroflorestais.

Este sistema preconiza núcleos arbóreos de 25 m<sup>2</sup> distribuídos equidistantemente em cada hectare de pastagem. Cada um dos núcleos possui uma área de 25m<sup>2</sup> (5m x 5m) devidamente cercados para evitar a entrada de animais, sendo distribuídos uniformemente em um hectare de pastagem, totalizando 10% da área de pastagem do hectare (Figura 2). No seu interior foram implantadas 20 mudas de árvores de 10 espécies nativas da região correspondente da Mata Atlântica e quatro mudas de bananeiras, respeitando as características dos estágios sucessionais de desenvolvimento do novo habitat agroflorestal. Inicialmente são implantadas 14 mudas de oito espécies diferentes, tais como Bracatinga (*Mimosa scabrella*), Vassourão (*Cinnamomum stenophyllum*), Aroeira (*Schinus terebinthifolius*), Ingá (*Ingá edulis*), Canela (*Ocotea* ssp.), Tucaneira (*Citharexylum myrianthum*), Pau-jacaré (*Piptadenia gonoacantha*) e a única espécie exótica, a Bananeira (*Musa* ssp.). Esta disposição é feita para que não prejudique o desenvolvimento forrageiro das áreas de pastagem da propriedade (SCHMITT et al, 2017, 2019; SCHMITT FILHO e FARLEY, 2020).

Figura 1: Sistema Silvopastoril com Núcleos de diversidade arbórea desenvolvido de pelo Laboratório de Sistemas Silvopastoris e Restauração Ecológica LASSre/UFSC.



Fonte: Autora e Laboratório de Sistemas Silvopastoris e Restauração Ecológica (LASSre/UFSC). Representação na figura: A) Disposição equidistante dos núcleos na pastagem. B) Diversidade arbórea nativa em cada núcleo. C) Sistema silvopastoril proporcionando sombra ao rebanho leiteiro.

### 3.2.3 Amostragem e identificação de formigas

Foi avaliada a fauna de formigas epigéicas (que forrageiam sobre o solo) em todos os habitats (RABELLO et al., 2015; SCHMIDT; RIBAS; SCHOEREDER, 2013). Cada propriedade rural constitui um bloco composto por três tratamentos. Estes são compostos pelos habitats de FLO, de SSPnúcleo e de PSA. Em cada habitat foram instaladas dez armadilhas do tipo *pitfall* ao longo de um transecto de 100 metros. Cada armadilha ficou distanciada 10 metros da subsequente (Figura 2). Nas áreas do SSPnúcleos foi instalada uma armadilha no centro de cada núcleo, totalizando 10 núcleos. As armadilhas eram compostas por copos plásticos com capacidade de 300 ml com 8 cm de diâmetro x 10 cm na altura, enterrados com a borda nivelada ao solo. Em cada recipiente foram colocados 100 ml de água e duas gotas de detergente para quebrar a tensão da água, permanecendo a campo por 48 horas (AGOSTI et al., 2000a). A distância mínima entre cada habitat de cada propriedade foi de 250 metros. As coletas



aconteceram no verão de 2017 e no início do outono de 2018, no quinto e sexto ano de implantação dos núcleos respectivamente, somando 60 armadilhas por habitat e um total de 180 armadilhas. Para realizar as análises foram utilizadas as médias das armadilhas de cada habitat e de cada ano, constituindo nove unidades amostrais verdadeiras em cada ano, totalizando 18 unidades amostrais verdadeiras.

Figura 2: Representação dos habitats de estudo de uma das propriedades rurais de coleta.



Fonte: Adaptado de Google Earth, 2020. Representação na imagem: A área em vermelho é o habitat de fragmento florestal (FLO). A área em verde representando o habitat de Sistemas Silvopastoris com Núcleos (SSPnúcleos) e a área em azul representando o habitat de pastagem sem árvores (PSA). As áreas estão distanciadas a pelo menos 250 metros. Os pontos na figura representam os locais de amostragem ao longo do transecto nas áreas de pastagem e floresta. Os pontos aleatorizados na área de núcleo representam os locais amostrados.

O material coletado foi conservado em álcool 70%, triado e indentificado no Laboratório de Entomologia Agrícola (CCA/UFSC). Os exemplares de cada amostra foram separados em espécie/morfoespécie ainda no álcool, seguindo para a montagem em alfinete entomológico de pelo menos um indivíduo de cada espécie/morfoespécie. (BACCARO et al, 2015). A confirmação das espécies/morfoespécies foi realizada no Laboratório de Biologia de Formigas (CCB/UFSC). Para a identificação de gênero foi usada a chave taxonômica de

Baccaro et al., (2015), e identificadas a nível de espécie segundo a literatura disponível e comparação com exemplares de referência da coleção do Laboratório de Biologia de Formigas.

#### 3.2.4 Análise dos dados

Todas as análises foram feitas considerando apenas a presença ou ausência das espécies de formigas em cada armadilha de queda (LONGINO, 2000). Para testar se houve diferenças na riqueza de espécies entre os habitats, foram construídas curvas de interpolação com base nos números de Hill (usando  $q = 0$ , riqueza de espécies), extrapoladas até 120 amostras (CHAO et al., 2014). Curvas com intervalos de confiança (95%) não-sobrepostos foram consideradas representando diferenças estatisticamente significativas.

Para avaliar a composição de espécies em cada habitat foi realizada a análise de agrupamento (cluster) UPGMA com base nas dissimilaridades de Bray-Curtis. A significância estatística dos grupos foi testada através do SIMPROF (com nível de significância a 0,05) (CLARKE; SOMERFIELD; GORLEY, 2008). O diagrama de Venn foi usado para mostrar o número de espécies compartilhadas e exclusivas nos habitats de estudo (DELABIE et al., 2015).

Para a análise da diversidade em escala (alfa, beta e gama) foi utilizada como referência o transecto de coleta para definição das escalas. A diversidade gama foi comparada pelo número de espécies total do transecto para cada área de estudo. A diversidade alfa foi comparada pelo número de espécies encontrada em cada armadilha, e a diversidade beta foi calculada pelo índice de Whittaker (MAGURRAN, 2012) pelo qual a diversidade beta é calculada para cada área dividindo-se a diversidade gama pela média da diversidade alfa do transecto.

Para avaliar diferenças na diversidade alfa, beta e gama entre os habitats e os anos de coleta foi utilizado o modelo de análise de variância (ANOVA) em blocos com dois fatores (habitat e ano) e interação entre estes fatores. As distribuições dos dados seguiram os preceitos de normalidade e heteroscedasticidade. Diferenças significativas entre habitats foram avaliadas por meio de contrastes ortogonais (CRAWLEY, 2005). Neste estudo os contrastes comparados foram: 1) SSPnúcleos x PSA, 2) SSPnúcleos x FLO e 3) FLO x SSPnúcleos e PSA. As análises foram realizadas no software R. 3.0.1 (R Development Core Team, 2013), sendo os modelos de ANOVA realizados com o pacote vegan (OKSANE et al., 2013), as curvas de rarefação com o pacote iNEXT (HSIEH, 2015) e a análise de agrupamento pelo pacote clustsig (WHITAKER e CHRISTMAN, 2010).

### 3.3 RESULTADOS

Foram coletadas um total 4.763 indivíduos, pertencentes a 82 espécies, de 8 subfamílias e de 28 gêneros, considerando os dois anos de coleta. Na coleta do ano de 2017 foram encontradas 67 espécies, enquanto apenas 54 espécies em 2018. Considerando a amostragem total, as espécies mais frequentes foram *Pachycondyla striata* (98 ocorrências de 180 armadilhas), *Pheidole* sp. 07 (55), *Solenopsis* sp. 01 (43), *Gnamptogenys striatula* (42), *Nylanderia* sp.1 (40), *Solenopsis* sp. 03 (28), *Odontomachus chelifer* (27), *Pheidole aberrans* (25). Dentre as subfamílias coletas a distribuição de espécies foi de 45 para Myrmicinae, 14 para Formicinae, 11 para Ponerinae, 6 para Dolichoderinae, 2 para Dorylinae, 2 para Ectatomminae, 1 para Heteroponera e 1 para Pseudomyrmicinae. Nos habitats de floresta as espécies mais abundantes foram: *P. striata*, *G. striatula*, *O. chelifer* e *Pheidole sarcina*, nos habitats de núcleo com pastagem foram: *P. striata*, *Pheidole* sp. 07, *Nylanderia* sp. 01 e *G. striatula* e nos habitats de pastagem sem núcleos foram: *Solenopsis* sp. 01, *Pachycondyla striata*, *Pheidole* sp. 07, *Nylanderia* sp. 01, *Pheidole aberrans* e *Solenopsis* sp. 02 (Tabela1).

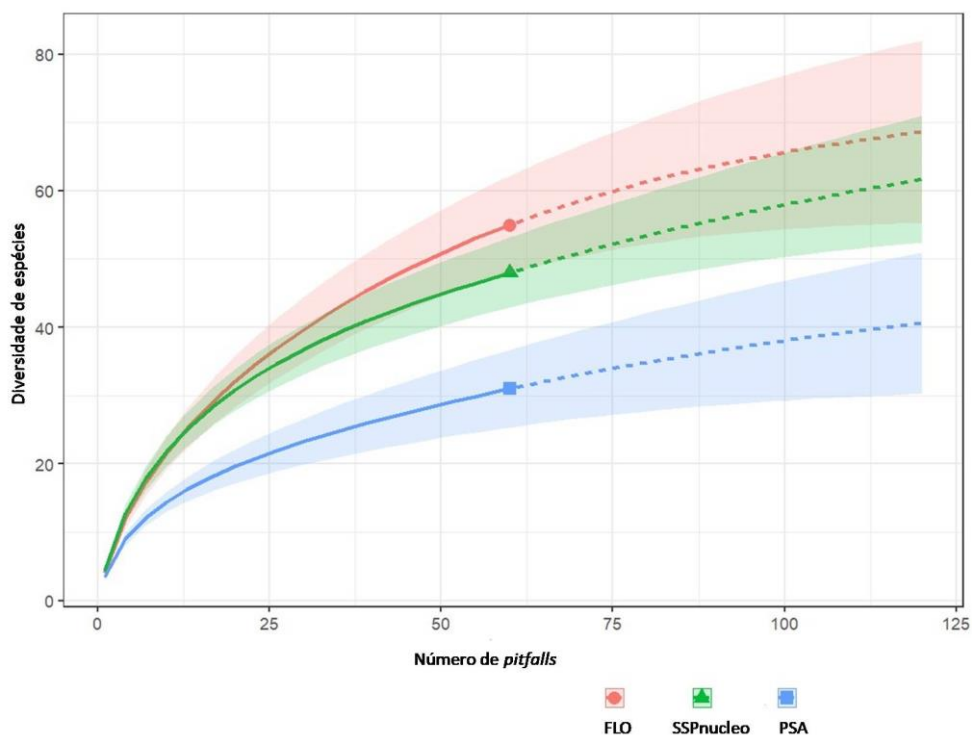
O número total de espécies encontradas nos habitats de SSPnúcleos foi de 48 espécies, similar à riqueza total encontrada nos habitats de FLO, com 55 espécies, e superior à riqueza encontrada nos habitats de PSA, com 31 espécies. As curvas de rarefação (Figura 3) obtidas mostram que os habitats de PSA apresentam um número inferior de espécies estimada do que os habitats de SSPnúcleos e de FLO, já que os intervalos de confiança não se sobrepõem. Entretanto, os habitats de SSPnúcleos e de FLO não apresentam distinção pelo método utilizado. Foram identificadas 28 espécies exclusivas do habitat de FLO, 12 espécies do habitat SSPnúcleos e seis do habitat PSA. Os habitats compartilharam 11 espécies entre FLO e SSPnúcleos, nove entre SSPnúcleos e PSA, 16 entre todos os habitats, e nenhuma entre FLO e PSA (Figura 4).

Tabela 1: Espécies de formigas registradas nos habitats de fragmentos florestais (FLO), sistemas silvipastoris com núcleo (SSPnúcleo) e pastagemsem árvore (PSA), considerando os dois anos de coletas. O “x” representa a presença da espécie no respectivo habitat. (Continua)

Subfamília	Gênero	Espécie	FLO	SSPnúcleo	PSA	
DOLICHODERINAE	<i>Dorymyrmex</i>	<i>Dorymyrmex</i> sp.01	x	x	x	
		<i>Linepithema</i>				
	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema iniquum</i>	x			
		<i>Linepithema leucomalas</i>	x			
		<i>Linepithema micans</i>	x	x	x	
DORYLINAE	<i>Tapinoma</i>	<i>Tapinoma pulex</i>	x			
		<i>Tapinoma triceps</i>		x		
DORYLINAE	<i>Eciton</i>	<i>Eciton burchellii</i>	x			
	<i>Labidus</i>	<i>Labidus coecus</i>	x	x	x	
ECTATOMMINAE	<i>Ectatomma</i>	<i>Ectatomma edentatum</i>		x	x	
		<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	x	x	
FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex</i> sp.01	x	x	x	
		<i>Brachymyrmex</i> sp.02			x	
		<i>Brachymyrmex</i> sp.03		x		
		<i>Brachymyrmex</i> sp.04		x		
		<i>Brachymyrmex</i> sp.05			x	
	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus rufipes</i>			x	x
		<i>Camponotus</i> sp.01	x	x	x	
		<i>Camponotus</i> sp.02		x	x	
		<i>Camponotus</i> sp.04		x		
		<i>Camponotus</i> sp.05	x			
		<i>Camponotus</i> sp.06	x			
	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia xenon</i>	x			
		<i>Nylanderia</i> sp.01	x	x	x	
		<i>Nylanderia</i> sp.02	x	x		
	HETEROPONERINAE	<i>Heteroponera</i>	<i>Heteroponera dentinodis</i>	x		
MYRMICINAE	<i>Acromyrmex</i>	<i>Acromyrmex crassispinus</i>		x		
		<i>Acromyrmex disciger</i>		x		
	<i>Crematogaster</i>	<i>Crematogaster</i> sp.01			x	x
		<i>Crematogaster</i> sp.02	x			
		<i>Crematogaster</i> sp.03		x		
	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	x	x	x	
		<i>Cyphomyrmex</i> sp.01	x			
	<i>Hylomyrma</i>	<i>Hylomyrma reitteri</i>	x			
		<i>Mycetophylax</i>	<i>Mycetophylax olitor</i>		x	
	<i>Mycetophylax strigatus</i>		x			
	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	x	x	x	
		<i>Pheidole aper</i>	x	x	x	
<i>Pheidole sarsina</i>		x				
<i>Pheidole sigilata</i>		x				

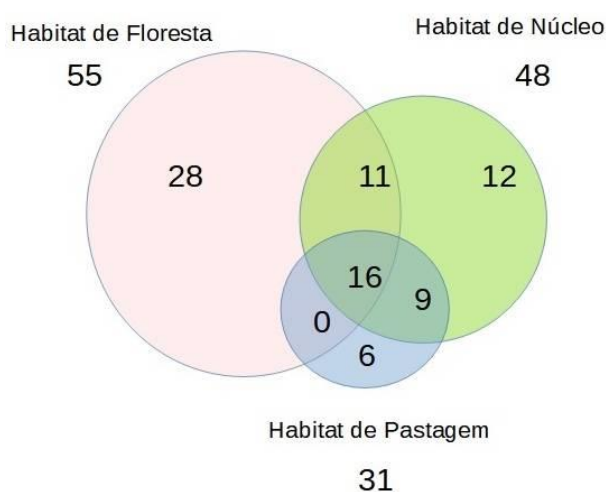
Subfamília	Gênero	Espécie	FLO	SSPnúcleo	PSA
		<i>Pheidole</i> sp.02		x	x
		<i>Pheidole</i> sp.03	x	x	
		<i>Pheidole</i> sp.05	x		
		<i>Pheidole</i> sp.06			x
		<i>Pheidole</i> sp.07	x	x	x
		<i>Pheidole</i> sp.11		x	x
		<i>Pheidole</i> sp.12	x	x	
		<i>Pheidole</i> sp.13	x	x	
		<i>Pheidole</i> sp.15e16	x	x	
		<i>Pheidole</i> sp.17		x	
		<i>Pheidole</i> sp.20	x		
		<i>Pheidole</i> sp.22	x		
		<i>Pheidole</i> sp.23	x		
		<i>Pheidole</i> sp.24	x		
		<i>Pheidole</i> sp.08e 09	x		
	<i>Pogonomyrmex</i>	<i>Pogonomyrmex naegelii</i>			x
		<i>Pogonomyrmex</i> sp01			x
	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis</i> sp.01	x	x	x
		<i>Solenopsis</i> sp.02	x	x	x
		<i>Solenopsis</i> sp.03	x	x	x
		<i>Solenopsis</i> sp.04	x		
		<i>Solenopsis</i> sp.05	x	x	x
		<i>Solenopsis</i> sp.06		x	x
	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys</i> <i>aff.</i> <i>louisianae</i>	x	x	
		<i>Strumigenys</i> sp.02	x	x	
		<i>Strumigenys</i> sp.03			x
	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia affinis</i>	x		
		<i>Wasmannia auropunctata</i>		x	x
		<i>Wasmannia sigmoidea</i>	x		
		<i>Wasmannia</i> sp.01	x		
PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera</i> sp.01	x	x	x
		<i>Hypoponera</i> sp.02		x	
		<i>Hypoponera</i> sp.03	x		
		<i>Hypoponera</i> sp.04	x		
		<i>Hypoponera</i> sp.05	x		
		<i>Hypoponera</i> sp.06		x	
	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus affinis</i>	x	x	
		<i>Odontomachus chelifer</i>	x	x	
	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla harpax</i>	x		
		<i>Pachycondyla lenis</i>	x		
		<i>Pachycondyla striata</i>	x	x	x
PSEUDOMYRMECINAE	<i>Pseudomyrmex</i>	<i>Pseudomyrmex</i> sp.01		x	

Figura 3: Curva de rarefação de espécies com base nas amostras coletadas nos anos de 2017 e 2018 em armadilhas epigéicas.



Fonte: A autora. Habitats de pastagem sem árvores (PSA- azul), habitats de Sistema Silvipastoril com Núcleos (SSPnúcleo- verde) e habitats de fragmentos florestais (FLO- vermelho). A área sombreada representa o intervalo de confiança (95%) em torno dos valores médios. Interpolação em linhas sólidas; extrapolação em linhas tracejadas.

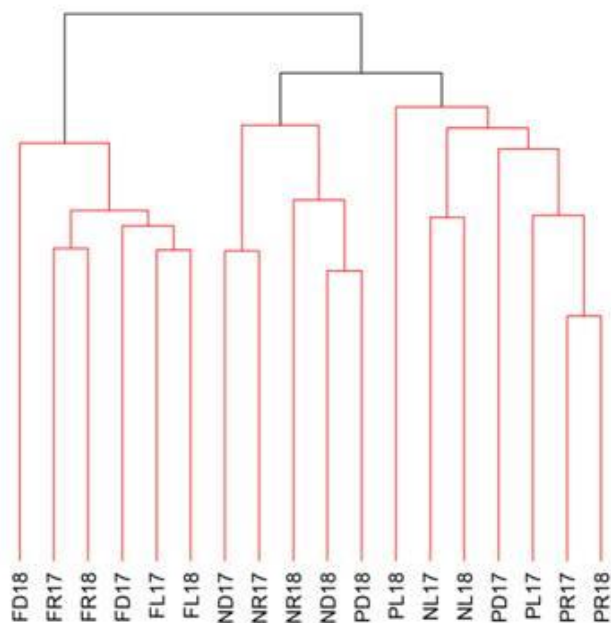
Figura 4: Diagrama de Venn.



Fonte: A autora. Diagrama de Venn representado com o número total de espécies de formigas coletadas nos anos de 2017 e 2018 de acordo com as espécies compartilhadas e exclusivas dos três habitats de floresta (FLO/Habitat de Floresta - vermelho), núcleos (SSPnúcleos/Habitat de Núcleo - verde) e pastagem sem árvores (PSA/Habitat de Pastagem - azul).

Avaliando a semelhança na composição de espécies entre todas os habitats amostradas por meio de análise de agrupamento foi verificado que os habitats de fragmentos florestais (FLO) foram agrupadas separadas dos habitats de pastagens com núcleos (SSPnúcleos) e pastagem sem árvore (PSA) (Figura 5). A composição dos habitats de SSPnúcleos foi semelhante à composição dos habitats de PSA, mesmo que separadas em subgrupos distintos. No entanto, um dos habitats de SSPnúcleos ficou agrupada aos habitats de PSA em ambos os anos. Nos habitats de FLO as espécies mais frequentes foram *Pachycondyla striata* (36), *Gnamptogenys striatula* (25), *Odontomachus chelifer* (20), *Pheidole sarsina* (19) e *Nylanderia* sp.02 (13). Nos habitats de SSPnúcleos foram *P. striata* (31), *Pheidole* sp.07 (28), *Nylanderia* sp.01 (24), *G. striatula* (17), *Camponotus* sp.02 e *Solenopsis* sp.03 (16) e nos habitats de PSA foram *Solenopsis* sp.01 (34), *P. striata* (31), *Pheidole* sp.07 (26), *Nylanderia* sp.01, *Pheidole aberrans*, *Solenopsis* sp.02 e *Solenopsis* sp.03 (15).

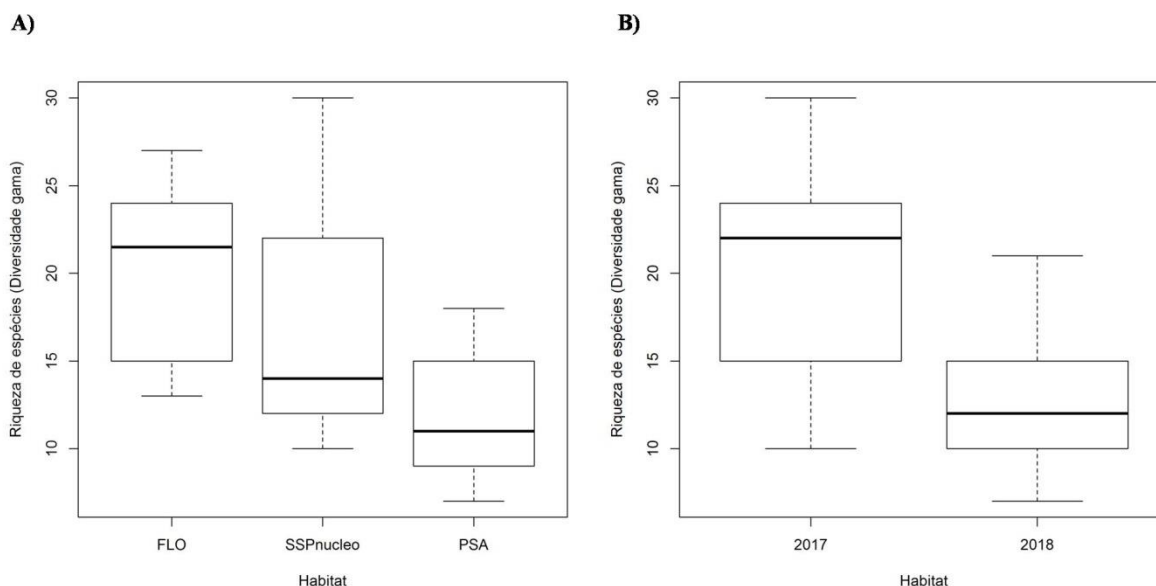
Figura 5: Agrupamento UPGMA dos habitats de coleta de acordo com a propriedade e o ano.



Fonte: A autora. A representação dos habitats: pastagem sem árvores (PSA/P), pastagem com Sistema Silvopastoril com Núcleos (SSPnúcleos/N) e fragmentos florestais (FLO/F). Propriedades amostradas (D, L e R), e os respectivos anos de 2017 (17) e 2018 (18). Realizado com base nas diferenças de Bray-Curtis. Indicando três grupos nítidos.

A diversidade gama, riqueza total do transecto, diferiu entre os habitats ( $F_{[2,10]}= 6,35$ ;  $p = 0,016$ ; Figura 6). Os habitats de FLO apresentaram a maior diversidade gama (média de 20 espécies por transecto), seguidas pelos habitats de SSPnúcleos (17 espécies) e pelos habitats de PSA (12 espécies). Os habitats SSPnúcleos apresentam uma diversidade gama maior do que a encontrado nos PSA ( $p = 0,0047$ ). E de acordo com o esperado, o SSPnúcleos apresentou menor diversidade gama do que os habitats de FLO ( $p = 0,011$ ). Estas diferenças foram consistentes entre os anos de coleta (habitat x ano,  $F_{[2,10]}= 0,43$ ;  $p = 0,66$ ), entretanto a diversidade gama no ano de 2017 foi muito maior do que no ano de 2018 ( $F_{[1,10]}= 14,4$ ;  $p= 0,0035$ ). Enquanto a riqueza média no ano de 2017 foi de 20 espécies por transecto em 2018 foi apenas de 12,6.

Figura 6: Representação da diversidade gama (Riqueza total do transecto).



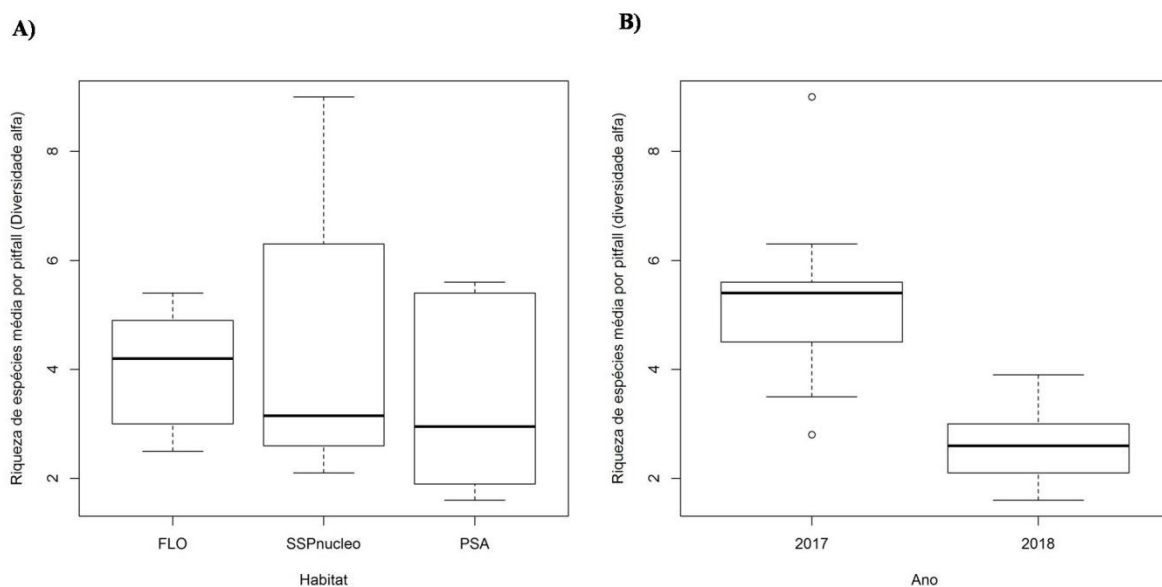
Fonte: A autora. Na representação da figura: A) riqueza total de espécies por transecto em função dos habitats de estudo: fragmentos florestais (FLO), sistemas silvipastoris com núcleos (SSPnúcleos) e pastagem sem árvores (PSA). As áreas de núcleos (SSPnúcleos) apresentaram maior riqueza de espécies do que as pastagens (PSA) e menor riqueza que as áreas de fragmentos florestais (FLO). B) Riqueza total de espécies por transecto de acordo com os anos de coleta 2017 e 2018. Gráfico Boxplot mostrando a mediana (linha horizontal), intervalo interquartil (caixa), partes superior e inferior da caixa marcam os limites de  $\pm 25\%$  dos dados, linhas verticais marcam a faixa aceitável ( $1,5$  vezes o intervalo interquartil ( $\pm 1,5 * IQD$ , onde IQD é a distância interquartil), outliers ( $> 1,5 \times$  quartil superior ou inferior).

A diversidade alfa, o número médio de espécies de formigas por armadilha (Figura 7), não diferiu entre os habitats ( $F_{[2,10]}= 1,15$ ;  $p = 0,35$ ) e este resultado é consistente entre os anos de coleta (habitat x ano,  $F_{[2,10]}= 1,17$ ;  $p = 0,35$ ). Entretanto a riqueza nesta escala diferiu entre



os anos ( $F_{[1,10]} = 24,4$ ;  $p = 0,0006$ ). Em 2017 foram encontradas, em média, 5,26 espécies por armadilhas contra apenas 2,61 espécies em 2018.

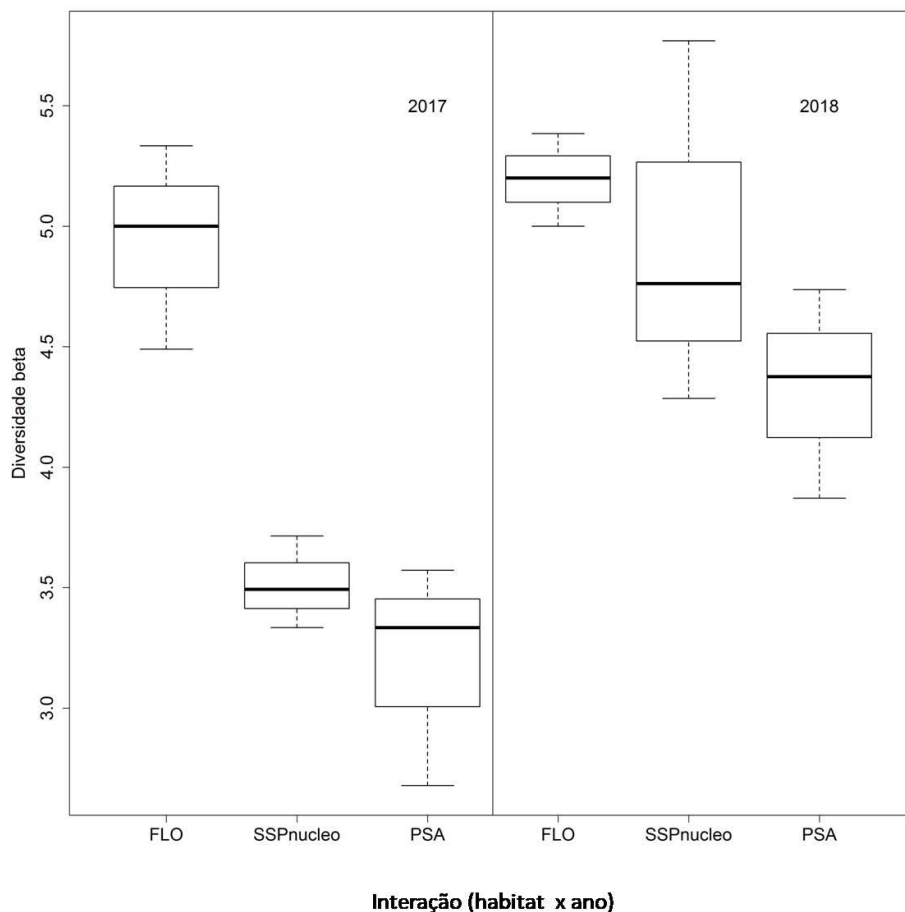
Figura 7: Representação da diversidade alfa ( Riqueza média entre *pitfalls*).



Fonte: A autora. Na representação da figura: A) consta a riqueza média de espécies por *pitfalls* em função dos habitats de estudo: fragmentos florestais (FLO), sistema silvipastoril com núcleos (SSPnúcleos) e pastagem sem árvore (PSA). B) A riqueza média de espécies por *pitfalls* de acordo com o ano de coleta. Gráfico Boxplot mostrando a mediana (linha horizontal), intervalo interquartil (caixa), partes superior e inferior da caixa marcam os limites de  $\pm 25\%$  dos dados, linhas verticais marcam a faixa aceitável ( $1,5$  vezes o intervalo interquartil ( $\pm 1,5 * IQD$ , onde  $IQD$  é a distância interquartil), outliers ( $> 1,5 \times$  quartil superior ou inferior).

A diferença na diversidade beta entre os habitats (Figura 8) variou entre os anos de coleta (habitat x ano,  $F_{[2,10]} = 4,57$ ;  $p = 0,038$ ). Na coleta realizada em 2017 a diversidade beta diferiu entre habitats ( $F_{[2,4]} = 51,59$ ;  $p = 0,0014$ ). Os habitats do SSPnúcleos apresentaram maior diversidade beta do que as PSA (PSA,  $p = 0,003$ ) e menor do que os habitats de FLO (FLO,  $p = 0,0005$ ). Entretanto, no ano de 2018 a diversidade beta não diferiu entre os habitats ( $F_{[2,4]} = 3,11$ ;  $p = 0,15$ ).

Figura 8: Representação da diversidade beta.



Fonte: A autora. Representação na figura: A diversidade beta teve variação entre os anos de coleta (interação de habitat x ano). No ano de 2017 houve variação entre os habitats. A diversidade beta dos habitats de sistemas silvipastoris com núcleos (SSPnúcleos) é diferente tanto dos habitats de pastagens sem árvores (PSA) como dos habitats de fragmentos florestais (FLO), essa diferença é menor comparado com as pastagens sem árvores (PSA), do que com os habitats de fragmentos florestais (FLO). Gráfico Boxplot mostrando a mediana (linha horizontal), intervalo interquartil (caixa), partes superior e inferior da caixa marcam os limites de  $\pm 25\%$  dos dados, linhas verticais marcam a faixa aceitável ( $\pm 1,5 * IQD$ , onde IQD é a distância interquartil), outliers ( $> 1,5 \times$  quartil superior ou inferior).

### 3.4 DISCUSSÃO

Os resultados deste estudo destacam as diferenças na riqueza, na composição e no padrão de distribuição da diversidade nas escalas alfa, beta e gama das espécies da mirmecofauna em diferentes habitats das paisagens agrícolas do Bioma Mata Atlântica no sul do Brasil. Testou-se as hipóteses de que os núcleos arbóreos agrofloretais dos sistemas silvipastoris com núcleos (SSPnúcleos) aumentam a riqueza, alteram a composição, deixando-as mais semelhantes aos habitats de fragmentos florestais (FLO) e se o padrão de distribuição da diversidade em escala relação as pastagens sem árvores (PSA). Tal fato poderia estar relacionado com diminuição do impacto das atividades agropecuárias e com a reabilitação ecológica dos agroecossistemas em paisagens rurais densamente antropizadas.

Quanto à riqueza de espécies de formigas foi observado que a curva rarefação tem uma tendência assintota, representando um esforço amostral suficiente (Figura 3) em resposta as amostras coletadas. A proximidade da curva do habitat de SSPnúcleos à curva do habitat de FLO em comparação com a curva do habitat de pastagens sem árvores pode ser explicada pela complexidade estrutural promovida pela nucleação aplicada do sistema de SSPnúcleos. A inserção de elementos arbóreos diversificados num ambiente que antes era uma pastagem, composta por gramíneas e leguminosas herbáceas, aumentou a heterogeneidade estrutural do ambiente de pastagem. A inserção de elementos arbóreos proporcionou uma quantidade e qualidade de recursos diferenciados, como por exemplo, número de folhas e galhos para nidificação da mimercofauna, o que possibilita a criação de um novo habitat nesses locais, favorecendo a presença de diferentes espécies. Outros trabalhos têm evidenciado que as incorporações de elementos arbóreos e arbustivos na estrutura dos habitats abertos promoveram um aumento do número de espécies de formigas (ADAMS; SCHNITZER; YANOVIK, 2019; PHILPOTT et al., 2010).

A variação na riqueza pode ser atribuída à hipótese de heterogeneidade de habitats (MACARTHUR; MACARTHUR, 1961), a qual estabelece uma relação positiva entre a heterogeneidade ou diversidade de habitat e a diversidade de espécies. Habitats mais complexos estruturalmente suportam mais espécies, pois fornecem mais condições de recursos (TEWS et al., 2004). Alguns autores destacam que as áreas de pastagens apresentaram menor riqueza de espécies de formigas quando comparado a locais com cobertura de árvores esparsas, de cobertura de árvores muito densas e de floresta fechada (PACHECO; VASCONCELOS, 2012). Quanto a comparação de áreas de pastagens, Azcárate e Peco (2012), relatam que a riqueza de

espécies da mirmecofauna nas pastagens que apresentavam ilhas de vegetação lenhosa, expressa pela presença de arbustos em meio ao pasto, foi maior do que em áreas sem essa vegetação. Outro estudo que avaliou formigas em sistemas agroflorestais de café encontrou uma fauna mais rica em sistemas que apresentavam uma estrutura vegetal mais semelhante às áreas de florestas (ARMBRECHT; RIVERA; PERFECTO, 2005).

Diferente da riqueza, a composição da comunidade de formigas dos habitats de SSPnúcleos se assemelha à de PSA (Figura 5). Este fato poderia ser explicado pela recente introdução e crescimento das espécies arbóreas nativas do SSPnúcleos no ambiente anteriormente de pastagem aberta. Os núcleos estavam em formação e desenvolvimento, ainda no quinto ano de sua implantação em 2017, já apresentando alterações estruturais que influenciavam no microclima local, corroborando com os resultados de Deniz et al., (2019) e Kretzer (2019). O tempo de implantação do processo de reabilitação ecológica é relatado como um fator determinante para a reestruturação dos fragmentos da paisagem e da fauna de formigas a eles associada (DUNN et al., 2007; LUTINSKI et al., 2017; RABELLO et al., 2015).

Foram registradas 11 espécies em comum nos habitats de FLO e de SSPnúcleos, enquanto que se considerarmos somente os habitats de FLO e de PSA, nenhuma em comum foi registrada. Além disso, ao considerar somente o ambiente pastagens (SSPnúcleos + PSA), a presença dos núcleos no ambiente está modificando a estrutura da comunidade da mirmecofauna, pois os SSPnúcleos apresentam 12 espécies exclusivas e outras nove espécies em comum com as PSA (Figura 4).

Nos três habitats foram registradas 16 espécies em comum, dentre elas o gênero *Pachycondyla*, conhecido como predadores especializados e participantes de um dos grupos funcionais de formigas mais sensíveis às perturbações ambientais (LEAL et al., 2012). A *Pachycondyla striata* foi a espécie mais frequente nos habitats de FLO e de SSPnúcleos, e a segunda em maior número de ocorrências do habitat de PSA (Tabela 1). Embora o gênero *Pachycondyla* esteja presente principalmente em regiões de florestas úmidas (BACCARO et al., 2015), há registro da espécie de *P. striata* em outros ambientes como áreas de cerrado e áreas abertas de gramado (MACKAY, WILLIAM P. & MACKAY, EMMA, 2010), o que confirma os resultados encontrados.

Espécies de gêneros considerados ecologicamente dominantes como *Camponotus*, *Pheidole* e *Solenopsis* estão presentes nos três habitats de estudo totalizando 48% das espécies coletadas. Estão em maior número nos habitats de PSA (59%), seguidos dos habitats de SSPnúcleos (48%) e pelos habitats de FLO (32%), comparável também com outro estudo em

que essas espécies representaram uma margem considerável em áreas florestais, com 37% da fauna amostrada (MARQUES; SCHOEREDER, 2013). A presença de espécies dominantes pode influenciar na aparição e distribuição de espécies menos competitivas (BLÜTHGEN; STORK, 2007), afetando a estrutura da comunidade, como também observado por outros autores na avaliação entre habitat de pastagens e florestas (GONZÁLEZ et al., 2018; NAKAMURA et al., 2007; PINHEIRO et al., 2010).

Os núcleos de umas das propriedades estavam sem cercas devido a problemas de manejo, o que pode ter afetado as condições do ambiente e conseqüentemente a composição de espécies neste local, aumentando a variação obtida nesta situação e agrupando os habitats de SSPnúcleos dessa propriedade com o grupo de PSA (Figura 5). A resposta a atividade de pastejo dos animais pode beneficiar, ou não, a presença de algumas espécies no local, pois altera condições específicas, como a estrutura da vegetação (JERRETRUP et al., 2014), e a estrutura da camada de solo (PURDON; PARR; SOMERS, 2019), o que pode influenciar no comportamento e interferir nas dinâmicas populacionais da mirmecofauna.

Espécies comumente características de ambientes florestais como *Gnamptogenys striatula* (LATTKE, 1995), *Odontomachus chelifer* e *Pachycondyla striata* (ROSUMEK, 2017), também foram encontradas no SSPnúcleos. Resultados semelhantes foram encontrados em outro estudo também realizado na Mata Atlântica no sul do Brasil que comparou áreas campestres e florestais, relatando a presença de espécies florestais em habitat menos complexos (KLUNK et al., 2018). Nos habitats de SSPnúcleos também foi registrado a presença, em menor número, de outros dois gêneros característicos de ambiente com cobertura vegetal mais densa, entre estas a *Crematogaster* (BLAIMER, 2010). A contribuição da presença de árvores dentro de uma matriz de pastagens também foi relatada em outros estudos no sudeste do bioma Mata Atlântica (MAJER; DELABIE, 1999) e em áreas formadas por mosaicos de pastagens e florestas dos biomas Mata Atlântica e Pampa (DRÖSE et al., 2019), onde as árvores inseridas nos ecossistemas conservaram parte da fauna de formigas de áreas de florestas. Dentre as espécies comuns entre os habitats de pastagem sem árvores (PSA) e pastagens com núcleos (SSPnúcleos) está a *Wasmannia auropunctata* que é considerada uma colonizadora de novos habitats em condições de perturbação ecológica (AGOSTI et al., 2000b), presente apenas no primeiro ano de coleta em uma das propriedades estudadas. Entretanto, neste mesmo local foi encontrada uma espécie de *Pseudomyrmex*, que é característica de ambiente com extrato arbóreo (BRANDÃO; SILVA; DELABIE, 2011). Também foram coletadas SSPnúcleos

espécies de formigas cortadeiras do gênero *Acromyrmex*, o que é esperado, uma vez que gênero tem preferências por áreas com pequenas populações de plantas com indivíduos agrupados que fiquem próximas às trilhas de forrageamento. Este gênero também tem preferência por herbivoria em indivíduos que não possuem defesas químicas e físicas e que estejam em ecossistemas perturbados (LEAL; WIRTH; TABARELLI, 2014). Tanto a riqueza de plantas como a diversidade de serapilheiras são citados como importantes componentes que regulam a riqueza e composição de espécies em habitats variados (LASMAR et al., 2017).

Considerando a escala do transecto, a diferença na diversidade gama (riqueza total de espécies do transecto) entre as pastagens com e sem SSPnúcleos (Figura 6), verificou-se que os núcleos estão contribuindo para o incremento no número de espécies. Entretanto, a diversidade alfa (riqueza média entre os pontos amostrais), que é componente da diversidade gama, não diferiu entre os habitats. Esta diferença na diversidade em nível de escala pode ser explicada pela diversidade beta (Figura 8), pois esta leva em conta a mudança na composição das espécies. Ou seja, apesar do número de espécies ser baixo em cada ponto de amostragem, existe uma substituição na identidade das espécies entre as comunidades locais. Esta mudança de composição foi maior nos habitats de FLO e SSPnúcleos e menor nas pastagens. No estudo de SCHMIDT et al, (2017), considerando a escala da paisagem, a contribuição da diversidade beta na alteração da diversidade gama sugere uma coexistência entre comunidades na escala local. Resultados semelhantes foram observados no estudo envolvendo a avaliação de formigas em diferentes fragmentos de florestas secas, onde a menor escala da diversidade (alfa) é contrabalançada pela diversidade beta, que considera uma escala maior, ressaltando a importância de se considerar cada componente da diversidade de espécies quando diferentes habitat são comparados (MARQUES; SCHOEREDER, 2013).

A diferença na escala entre os anos de coleta pode ser atribuída à época em que foram realizadas, sendo a primeira coleta no verão (estação chuvosa) e segunda no início do outono (estação seca). As formigas são termofílicas (PIE, 2016) e as alterações na temperatura influenciam substancialmente no seu comportamento (BARBIERI; GRANGIER; LESTER, 2015; PURDON; PARR; SOMERS, 2019). Outro fator que pode ter contribuído para as diferenças entre os anos de coleta é o manejo realizado nas áreas. Agroecossistemas que estão sob práticas intensivas sofrendo maior interferência e perturbações antrópicas, apresentam uma redução na diversidade e composição da mirmecofauna (BOULTON; DAVIES; WARD, 2005; LASMAR et al., 2017; SCHMIDT; RIBAS; SCHOEREDER, 2013; SILVA; MACHADO FEITOSA; EBERHARDT, 2007), como é o caso das áreas de pastoreio. As matrizes de

pastagens pesquisadas foram estruturalmente modificadas ao longo dos anos por processos agrícolas em ambientes que antes eram de florestas. A conversão de áreas com complexidade vegetal em áreas de pastagens está associada à redução de associações entre animais e plantas (LEITE et al., 2016), o que afeta os processos tróficos nesses ambientes (ARNAN; GAUCHEREL; ANDERSEN, 2011). Habitats que são mais complexos estruturalmente favorecem as interações interespecíficas (LEITE et al., 2016; MARSH et al., 2018; SILVA; MACHADO FEITOSA; EBERHARDT, 2007; WITTMAN et al., 2010).

Reintroduzir a diversidade estrutural florestal nativa nas matrizes de pastagens abertas através SSPnúcleos, pode ser uma alternativa concreta de reabilitação ecológica, já que favorece interações, viabiliza recursos alterando condições térmicas e, conseqüentemente, permite a formação de um novo habitat para a mirmecofauna. Estas áreas podem incrementar a conectividade servindo como uma rede de ilhas e trampolins para algumas espécies, viabilizando assim a manutenção e disseminação na paisagem. Esse efeito foi constatado em estudo realizado na região nordeste da Mata Atlântica, indicando que árvores isoladas em meio a áreas de pastagens poderiam desempenhar um papel importante conectividade e conservação da fauna de formigas (MAJER; DELABIE, 1999).

Essas informações corroboram com o estudo de Perfecto e Vandermeer (2002), no qual afirmam que a qualidade da matriz é de grande relevância para a resiliência dos ecossistemas. Introduzir árvores em meio aos sistemas de produção torna-os mais complexos, como é o caso dos SSPnúcleos implantados nas matrizes de pastagens, o que favorece e conserva a biodiversidade local. Esse sistema torna a matriz de produção de alta qualidade, pois concilia as necessidades de uso da para a produção de recursos, com também, para conservação da biodiversidade.

Assim, os SSPnúcleos caracterizam-se como uma importante estratégia de manejo no mosaico que compõe as paisagens rurais no bioma Mata Atlântica. Através do Sistema Silvopastoril com Núcleos evidencia-se uma sinergia entre a agricultura, a reabilitação e restauração ecológica, e a conservação da biodiversidade. Constata-se que alguns efeitos restauradores da nucleação aplicada são inerentes aos SSPnúcleos, e que estes apresentem relevância na mitigação dos impactos da agropecuária sobre a biodiversidade de formigas.

### 3.5 CONCLUSÃO

Este estudo demonstrou que houve aumento na riqueza e alteração na composição de formigas nos ambientes de pastagens avaliadas. A diversidade gama nos SSPnúcleos se assemelhou a dos fragmentos florestais (FLO), sendo maior que nos habitats de pastagens sem árvores (PSA). A diversidade beta (entre as escalas total e local) foi maior nos habitats do SSPnúcleos do que nos habitats de PSA. A avaliação da mirmecofauna nos habitats estudados mostrou-se apropriada como forma de análise de impactos na qualidade ambiental.

### 3.6 REFERÊNCIAS

- ADAMS, B. J.; SCHNITZER, S. A.; YANOVIK, S. P. Connectivity explains local ant community structure in a Neotropical forest canopy: a large-scale experimental approach. *Ecology*, v. 100, n. 6, p. 1–11, 2019.
- AGOSTI, D. et al. **Ants: standart methods for measuring and monitoring biodiversity**, 2000a.
- AGOSTI, D. et al. Sampling Ground-Dwelling Ants : Case Studies from the World ' s Rain Forests. n. January, 2000b.
- AGOSTI, D.; JOHNSON, N. F. **Antbase**, 2005. Disponível em: <antbase.org>
- AINSWORTH, J. A. W.; MOE, S. R.; SKARPE, C. Agriculture , Ecosystems and Environment Pasture shade and farm management effects on cow productivity in the tropics. **“Agriculture, Ecosystems and Environment”**, v. 155, p. 105–110, 2012.
- ALARCON, G. G. et al. Additionality is in detail: Farmers' choices regarding payment for ecosystem services programs in the Atlantic forest, Brazil. **Journal of Rural Studies**, v. 54, p. 177–186, 2017.
- ALS, T. D.; NASH, D. R.; BOOMSMA, J. J. Adoption of parasitic *Maculinea* alcon caterpillars (Lepidoptera: Lycaenidae) by three *Myrmica* ant species. **Animal Behaviour**, v. 62, n. 1, p. 99–106, 2001.
- ANDERSEN, A. N. A global ecology of rainforest ants: functional groups in relation to environmental stress and disturbance. In: **Ants: Standard methods for measuring and monitoring biodiversity**. Washington: Smithsonian Institution Press, 2000. p. 25–34.
- ARMBRECHT, I.; RIVERA, L.; PERFECTO, I. Reduced Diversity and Complexity in the Leaf-Litter Ant Assemblage of Colombian Coffee Plantations. **Conservation Biology**, v. 19, n. June, p. 897–907, 2005.
- ARNAN, X.; GAUCHEREL, C.; ANDERSEN, A. N. Dominance and species co-occurrence in highly diverse ant communities : a test of the interstitial hypothesis and discovery of a three-tiered competition cascade. **Oecologia**, p. 783–794, 2011.
- AUAD, A. M. et al. Hymenoptera (Insecta: Hymenoptera) associated with silvopastoral systems. **Agroforestry Systems**, v. 85, n. 1, p. 113–119, maio 2012.
- AZCÁRATE, F. M.; PECO, B. Abandonment of grazing in a mediterranean grassland area : consequences for ant assemblages ~ A PE CO. **Insect Conservation and Diversity**, v. 5, p. 279–288, 2012.
- BACCARO, F. B. et al. **Guia para os gêneros de formigas do Brasil**. [s.l: s.n.].



- BALMFORD, A.; GREEN, R.; PHALAN, B. e know about farming. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 279, n. 1739, p. 2714–2724, 2012.
- BALVANERA, P. et al. Quantifying the evidence for biodiversity effects on ecosystem functioning and services. **Ecology Letters**, v. 9, n. 10, p. 1146–1156, 2006.
- BARBIERI, R. F.; GRANGIER, J.; LESTER, P. J. Synergistic effects of temperature, diet and colony size on the competitive ability of two ant species. p. 90–99, 2015.
- BARRIOS, E. et al. Contribution of trees to the conservation of biodiversity and ecosystem services in agricultural landscapes. **International Journal of Biodiversity Science, Ecosystem Services & Management**, v. 14, n. 1, p. 1–16, 4 jan. 2018.
- BATTISTI, L. F. Z. et al. Soil chemical attributes in a high biodiversity silvopastoral system. **Acta Agronomica**, v. 67, n. 4, p. 486–493, 2018.
- BIEBER, A. G. D. et al. Assessing the Impact of Deforestation of the Atlantic Rainforest on Ant-Fruit Interactions: A Field Experiment Using Synthetic Fruits. **PLoS ONE**, v. 9, n. 2, p. e90369, 26 fev. 2014.
- BLAIMER, B. B. Taxonomy and Natural History of the *Crematogaster* (Decacrema)-group (Hymenoptera: Formicidae) in Madagascar. **Zootaxa**, v. 39, n. 2714, p. 1–39, 2010.
- BLÜTHGEN, N.; STORK, N. E. Ant mosaics in a tropical rainforest in Australia and elsewhere: A critical review. **Austral Ecology**, v. 32, n. 1, p. 93–104, 2007.
- BOLTON, B. **Online catalog of the ants of the world.**, 2019. Disponível em: <<http://antcat.org>>
- BOULTON, A. M.; DAVIES, K. F.; WARD, P. S. Species Richness, Abundance, and Composition of Ground-Dwelling Ants in Northern California Grasslands: Role of Plants, Soil, and Grazing. n. Fisher 1997, p. 96–104, 2005.
- BRANDÃO, C. R. F.; SILVA, R. R.; DELABIE, J. H. C. Neotropical Ants (Hymenoptera) Functional Groups: Nutritional and Applied Implications. In: **Insect Bioecology and Nutrition for Integrated Pest Management**. [s.l: s.n.].
- BURLEY, H. M. et al. Primary productivity is weakly related to floristic alpha and beta diversity across Australia. **Global Ecology and Biogeography**, v. 25, n. 11, p. 1294–1307, 2016.
- CALLE, Z.; MURGUEITIO, E.; CHARÁ, J. **Integrating forestry, sustainable cattle-ranching and landscape restoration**, 2012.
- CAMPANILI, M.; SCHÄFFER, W. B. **Mata Atlântica: patrimônio nacional dos brasileiros**. Ministerio ed. Brasília: [s.n.].
- CAMPOS, R. I. et al. Multi-scale ant diversity in savanna woodlands: an intercontinental comparison. p. 983–992, 2011.
- CAMPOS, R. I.; CAMACHO, G. P. Ant-plant interactions: the importance of extrafloral nectaries versus hemipteran honeydew on plant defense against herbivores. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 8, n. 6, p. 507–512, 2014.
- CANEDO-JÚNIOR, E. O. et al. The effect size of aphid-tending ants in an agricultural tri-trophic system. **Journal of Applied Entomology**, v. 142, n. 3, p. 349–358, 2018.
- CARDINALE, B. J. et al. Biodiversity loss and its impact on humanity. **Nature**, v. 486, n. 7401, p. 59–67, 2012.
- CARNEIRO, M. A. F. et al. The habitat affects the ecological interactions between azteca forel (Hymenoptera: Formicidae) and cecropia loefl. (Urticaceae Juss.). **Sociobiology**, v. 65, n. 2, p. 177–184, 1 jun. 2018.
- CARVALHO, K. S.; VASCONCELOS, H. L. Comunidade de formigas que nidificam em pequenos galhos da serrapilheira em floresta da Amazônia Central, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 46, n. 2, p. 115–121, 2002.

CERDÁ, X.; DEJEAN, A. **Predation by ants on arthropods and other animals Predation in the Hymenoptera: An evolutionary perspective**, 2011. Disponível em: <<http://storage.canalblog.com/44/51/598270/71563437.pdf>>

CHAO, A. et al. Rarefaction and extrapolation with Hill numbers: A framework for sampling and estimation in species diversity studies. **Ecological Monographs**, v. 84, n. 1, p. 45–67, 2014.

CHARÁ, J. et al. Intensive silvopastoral systems with *Leucaena leucocephala* in Latin America. **Tropical Grasslands-Forrajes Tropicales**, v. 7, n. 4, p. 259–266, 2019.

CLARKE, K. R.; SOMERFIELD, P. J.; GORLEY, R. N. Testing of null hypotheses in exploratory community analyses: similarity profiles and biota-environment linkage. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 366, n. 1–2, p. 56–69, 2008.

CONAMA. **Conselho Nacional de Meio Ambiente. Resolução nº 4, de 4 de maio de 1994. Define vegetação primária e secundária nos estágios inicial, médio e avançado de regeneração da Mata Atlântica.**, 1994. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=145>>

CONCEIÇÃO, E. S. et al. Ant community evolution according to aging in Brazilian cocoa tree plantations. **Sociobiology**, v. 66, n. 1, p. 33–43, 1 mar. 2019.

CORBIN, J. D.; HOLL, K. D. Forest Ecology and Management Applied nucleation as a forest restoration strategy. **Forest Ecology and Management**, v. 265, p. 37–46, 2012.

CREPALDI, R. A. . et al. Ants as bioindicators of soil quality in integrated crop-livestock system [Formigas como bioindicadores da qualidade do solo em sistema integrado lavoura pecuária]. **Ciência Rural**, v. 44, n. 5, p. 781–787, 2014.

CUNHA, A. A. et al. **Pagamento por Serviços Ambientais na Mata Atlântica - lições aprendidas e desafios.** [s.l.: s.n.].

DE GROOT, R. S.; WILSON, M. A.; BOUMANS, R. M. J. A typology for the classification, description and valuation of ecosystem functions, goods and services. **Ecological Economics**, v. 41, n. 3, p. 393–408, 2002.

DE MARQUES, A. A. B.; SCHNEIDER, M.; PERES, C. A. Human population and socioeconomic modulators of conservation performance in 788 Amazonian and Atlantic Forest reserves. **PeerJ**, v. 4, p. e2206, 2016.

DELABIE, J. H. C. Trophobiosis Between Formicidae and Hemiptera ( Sternorrhyncha and Auchenorrhyncha ): an Overview. **Neotropical Entomology**, v. 30, n. 4, p. 501–516, 2001.

DELABIE, J. H. C. et al. As formigas como indicadores biológicos do impacto humano em manguezais da costa sudeste da Bahia. **Neotropical Entomology**, v. 35, n. 5, p. 602–615, 2006.

DELABIE, J. H. C. et al. **As formigas poneromorfas do Brasil: Introdução.** Ilhéus, BA: [s.n.].

DENIZ, M. et al. High biodiversity silvopastoral system as an alternative to improve the thermal environment in the dairy farms. **International Journal of Biometeorology**, v. 63, n. 1, p. 83–92, 15 jan. 2019.

DÍAZ, S. et al. Biodiversity loss threatens human well-being. **PLoS Biology**, v. 4, n. 8, p. 1300–1305, 2006.

DITT, E. H. et al. Forest Conversion and Provision of Ecosystem Services in the Brazilian Atlantic Forest. **Land Degradation & Development**, v. 21, n. 6, p. 591–603, 2010.

DO NASCIMENTO, E. A.; DEL-CLARO, K. Ant visitation to extrafloral nectaries decreases herbivory and increases fruit set in *Chamaecrista debilis* (Fabaceae) in a Neotropical savanna. **Flora: Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants**, v. 205, n. 11, p. 754–756, 2010.

DRÖSE, W. et al. Local and regional drivers of ant communities in forest-grassland

ecotones in South Brazil: A taxonomic and phylogenetic approach. **PLoS ONE**, v. 14, n. 4, p. 1–20, 2019.

DUDLEY, N.; ALEXANDER, S. Agriculture and biodiversity: a review. **Biodiversity**, v. 18, n. 2–3, p. 45–49, 2017.

DUNN, R. R. et al. Global ant (Hymenoptera: Formicidae) biodiversity and biogeography – a new database and its possibilities. **Myrmecological News**, v. 10, n. September, p. 77–83, 2007.

ELLIS, E. C.; RAMANKUTTY, N. Putting people in the map: Anthropogenic biomes of the world. **Frontiers in Ecology and the Environment**, v. 6, n. 8, p. 439–447, 2008.

EMMETT DUFFY, J.; GODWIN, C. M.; CARDINALE, B. J. Biodiversity effects in the wild are common and as strong as key drivers of productivity. **Nature**, v. 549, n. 7671, p. 261–264, 2017.

ENNIS, K. K.; PHILPOTT, S. M. Seasonal and microhabitat differences alter ant predation of a globally disruptive coffee pest. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 284, 15 nov. 2019.

ERB, K. et al. A conceptual framework for analysing and measuring land-use intensity. **Current Opinion in Environmental Sustainability**, n. August, p. 464–470, 2013.

FAO. **El estado de los bosques del mundo (SOFO): las vias forestales hacia el desarrollo sostenible**. Roma: [s.n.].

FARRELL, J. G.; ALTIERI, M. A. SISTEMAS AGROFLORESTAIS. In: **Agroecologia: bases científicas para uma agricultura sustentável**. 3.ed. ed. São Paulo, Rio de Janeiro: Expressão Popular, 2012. p. 400p.

FARRELL, P. J. O.; ANDERSON, P. M. L. Sustainable multifunctional landscapes : a review to implementation. **Current Opinion in Environmental Sustainability**, v. 2, n. 1–2, p. 59–65, 2010.

FISCHER, J. et al. Land Sparing Versus Land Sharing: Moving Forward. **Conservation Letters**, v. 7, n. 3, p. 149–157, maio 2014.

FOLEY, J. A. et al. Global Consequences of Land Use Global Consequences of Land Use. **Science**, v. 309, 2005.

FOLEY, J. A. et al. Solutions for a cultivated planet. **Nature**, v. 478, n. 7369, p. 337–342, 20 out. 2011.

FRANCO J. G. DE O.; PRADO, R. C. O. **Los Pagos por servicios ambientales (PSA) en Latinoamérica: casos del uso de recursos hídricos em el medio rural**. [s.l: s.n.].

FREITAS, V. L.; RAIMUNDO, R. L. G.; OLIVEIRA, P. S. Seasonal Patterns in Activity Rhythm and Foraging Ecology in the Neotropical Forest-Dwelling Ant , *Odontomachus chelifer* (Formicidae : Ponerinae ). **ANNALS OF THE ENTOMOLOGICAL SOCIETY OF AMERICA**, v. 102, p. 1151–1157, 2009.

FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA; INPE. **Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica, 2017-2018. Relatório Técnico** São Paulo, 2019.

GERLACH, J.; GERLACH, J.; SAMWAYS, M. Terrestrial invertebrates as bioindicators: An overview of available taxonomic groups. n. July, 2013.

GIRALDO, C. et al. The adoption of silvopastoral systems promotes the recovery of ecological processes regulated by dung beetles in the Colombian Andes. **Insect Conservation and Diversity**, v. 4, n. 2, p. 115–122, 2011.

GLIESSEMAN, S. R. **Aroecologia: Processos Ecológicos em Agricultura Sustentável**. 4.ed. ed. Porto Alegre: UFRGS, 2008.

GONTHIER, D. J. et al. Biodiversity conservation in agriculture requires a multi-scale approach. p. 9–14, 2014.

GONZÁLEZ, E. et al. Some thing is lost and something is gained: loss and

replacement of species and functional groups in ant communities at fragmented forests. **Landscape Ecology**, v. 33, n. 12, p. 2089–2102, 2018.

GRMAN, E. et al. Ecosystem multifunctionality increases with beta diversity in restored prairies. **Oecologia**, v. 188, n. 3, p. 837–848, 2018.

HARVEY, C. A. et al. Contribution of live fences to the ecological integrity of agricultural landscapes. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 111, n. 1–4, p. 200–230, 2005.

HARVEY, C. A. et al. Integrating Agricultural Landscapes with Biodiversity Conservation in the Mesoamerican Hotspot. v. 22, n. 1, p. 8–15, 2007.

HAUTIER, Y. et al. Local loss and spatial homogenization of plant diversity reduce ecosystem multifunctionality. **Nature Ecology & Evolution**, p. 59–67, 2018.

HEFFERNAN, J. B. et al. Macrosystems ecology: Understanding ecological patterns and processes at continental scales. **Frontiers in Ecology and the Environment**, v. 12, n. 1, p. 5–14, 2014.

HENDRICKX, F. et al. How landscape structure, land-use intensity and habitat diversity affect components of total arthropod diversity in agricultural landscapes. **Journal of Applied Ecology**, v. 44, n. 2, p. 340–351, 2007.

HERRERO, M. et al. Farming and the geography of nutrient production for human use: a transdisciplinary analysis. **The Lancet Planetary Health**, v. 1, n. 1, p. e33–e42, 2017.

HILTY, J.; MERENLENDER, A. Faunal indicator taxa selection for monitoring ecosystem health. **Biological Conservation**, v. 92, n. 2, p. 185–197, 2000.

HOLDEFER, D. R.; LUTINSKI, J. A.; GARCIA, F. R. M. Does organic management of agroecosystems contribute to the maintenance of the richness of ants? **Semina: Ciências Agrárias**, v. 38, n. 6, p. 3455–3468, 1 nov. 2017.

JANZEN, D. H. COEVOLUTION OF MUTUALISM BETWEEN ANTS AND ACACIAS IN CENTRAL AMERICA. **Evolution**, v. 91, p. 249–275, 1966.

JERRENTUP, J. S. et al. Grazing intensity affects insect diversity via sward structure and heterogeneity in a long-term experiment. **Journal of Applied Ecology**, v. 51, n. 4, p. 968–977, 2014.

JOLY, C. A. et al. Experiences from the Brazilian Atlantic Forest : ecological findings and conservation initiatives Tansley review Experiences from the Brazilian Atlantic Forest : ecological findings and conservation initiatives. n. August 2015, p. 459–473, 2014.

KISSINGER, G.; HEROLD, M.; DE SY, V. **Drivers of Deforestation and Forest Degradation in Bhutan Drivers of Deforestation and Forest Degradation: A Synthesis Report for REDD+ Policymakers.**, 2012. Disponível em: <[http://www.era-mx.org/biblio/Drivers of deforestation and forest degradation.pdf](http://www.era-mx.org/biblio/Drivers%20of%20deforestation%20and%20forest%20degradation.pdf)>

KLUNK, C. L. et al. Simple does not mean poor: grasslands and forests harbor similar ant species richness and distinct composition in highlands of southern Brazil. **Biota Neotropica**, v. 18, n. 3, 2018.

KREMEN, C. Reframing the land-sparing / land-sharing debate for biodiversity conservation. v. 1355, p. 52–76, 2015.

LANDIS, D. A. Designing agricultural landscapes for biodiversity-based ecosystem services. **Basic and Applied Ecology**, v. 18, p. 1–12, 2017.

LASMAR, C. J. et al. Testing the effect of pitfall-trap installation on ant sampling. **Insectes Sociaux**, v. 64, n. 3, p. 445–451, 2017.

LATTKE, E. J. Revision of the ant genus *Gnamptogenys* in the New World ( Hymenoptera : Formicidae ). **Journal of Hymenoptera Research**, v. 4, n. January 1995, p.137–193, 1995.

LEAL, I. R. et al. Effects of habitat fragmentation on ant richness and functional composition in Brazilian Atlantic forest. **Biodiversity and Conservation**, v. 21, n. 7, p. 1687–

1701, 2012.

LEAL, I. R.; WIRTH, R.; TABARELLI, M. The Multiple Impacts of Leaf-Cutting Ants and Their Novel Ecological Role in Human-Modified Neotropical Forests. **Biotropica**, v. 46, n. 5, p. 516–528, set. 2014.

LEITE, A. et al. Diversity of Hemiptera ( Arthropoda : Insecta ) and Their Natural Enemies on Caryocar brasiliense ( Malpighiales : Caryocaraceae ) Trees in the Brazilian Cerrado Diversity of Hemiptera ( Arthropoda : Insecta ) and their natural enemies on Caryocar brasili. **Florida Entomologist**, v. 99, p. 239–247, 2016.

LETOURNEAU, D. K.; DYER, L. A. Density Patterns of Piper Ant-Plants and Associated Arthropods: Top-Predator Trophic Cascades in a Terrestrial System?1. **Biotropica**, v. 30, n. 2, p. 162–169, jun. 1998.

LICHT, H. H. DE F.; BOOMSMA, J. J. Forage collection , substrate preparation , and diet composition in fungus-growing ants. **Ecological Entomology**, v. 35, p. 259–269, 2010.

LINDENMAYER, D. et al. A checklist for ecological management of landscapes for conservation. **Ecology Letters**, v. 11, n. 1, p. 78–91, 2008.

LISBOA, F. J. G. et al. The match between microbial community structure and soil properties is modulated by land use types and sample origin within an integrated agroecosystem. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 78, p. 97–108, 2014.

LIU, C. et al. Reorganization of taxonomic , functional , and phylogenetic ant biodiversity after conversion to rubber plantation. **Ecological Modelling**, v. 86, n. 2, p. 215–227, 2016.

LUTINSKI, J. A. et al. Richness and structure of ant assemblies (Hymenoptera: Formicidae) in Atlantic forest in southern Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciencias**, v. 89, n. 4, p. 2719–2729, 2017.

MA. **Ecosystems and Human Well-being**. Washington: Island Press, 2003.

MACARTHUR, R. H.; MACARTHUR, J. W. On Bird Species Diversity. **Ecology**, v. 42, n. 3, p. 594–598, 1961.

MACEDO, R. C. et al. ARTICLE LAND USE AND LAND COVER MAPPING IN DETAILED SCALE : A CASE STUDY IN SANTA ROSA DE LIMA-SC Mapeamento da cobertura e uso da terra em escala detalhada : um estudo de. v. 24, n. 2, p. 217–234, 2018.

MACKAY, WILLIAM P. & MACKAY, EMMA, E. **The systematics and biology of the new world ants of the genus pachycondyla**. [s.l.: s.n.].

MAGURRAN, A. E. **Medindo a Diversidade Biológica**. [s.l.] UFPR, 2013.

MAJER, J. D.; DELABIE, J. H. C. Impact of tree isolation on arboreal and ground ant communities in cleared pasture in the Atlantic rain forest region of Bahia , Brazil. **Insectes Sociaux Research**, v. 46, p. 281–290, 1999.

MANNING, A. D.; LINDENMAYER, D. B.; BARRY, S. C. The conservation implications of bird reproduction in the agricultural “matrix”: A case study of the vulnerable superb parrot of south-eastern Australia. **Biological Conservation**, v. 120, n. 3, p. 363–374, 2004.

MARQUES, T.; SCHOEREDER, J. H. Ant diversity partitioning across spatial scales: Ecological processes and implications for conserving Tropical Dry Forests. **Austral Ecology**, v. 39, n. 1, p. 72–82, 2013.

MARSH, C. J. et al. Is  $\beta$ -diversity of Amazonian ant and dung beetles communities elevated at rainforest edges? **Journal of Biogeography**, v. 45, n. 8, p. 1966–1979, 2018.

MASUKO, K. Predation on Non-Spider Arthropod Eggs and Colony Bionomics of the Ant Proceratium itoi (Hymenoptera: Formicidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 122, n. 4, p. 372–378, 2019.

MAYER, V. E. et al. Current issues in the evolutionary ecology of ant-plant

- symbioses. **New Phytologist**, v. 202, n. 3, p. 749–764, 2014.
- MCGRANAHAN, D. A. et al. Temporal variability in aboveground plant biomass decreases as spatial variability increases -. **Ecology**, v. 97, n. 3, p. 555–560, 2016.
- MCSHANE, T. O. et al. Hard choices: Making trade-offs between biodiversity conservation and human. **Biological Conservation**, v. 144, n. 3, p. 966–972, 2011.
- MENDENHALL, C. D. et al. in agricultural landscapes. 2014.
- MEYFROIDT, P. et al. Middle-range theories of land system change. **Global Environmental Change**, v. 53, p. 52–67, 1 nov. 2018.
- MMA. **MMA – Ministério do Meio Ambiente: Impactos sobre a Biodiversidade.**, 2018. Disponível em: <<https://www.mma.gov.br/biodiversidade.html>>
- MOLINA-GUZMÁN, L. et al. Microorganisms in Soils of Bovine Production Systems in Tropical Lowlands and Tropical Highlands in the Department of Antioquia, Colombia. **International Journal of Agronomy**, v. 2018, p. 1–9, 2018.
- MONTAGNINI, F.; IBRAHIM, M.; MURGUEITIO RESTREPO, E. Silvopastoral systems and climate change mitigation in Latin America. **Bois et Forêts des Tropiques**, v. 67, n. 316, p. 3–16, 2013.
- MULLER, U. G. et al. THE EVOLUTION OF AGRICULTURE IN INSECTS. **Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics**, 2005.
- MURGUEITIO, E.; CUARTAS, C.; NARANJO, J. **Ganadería del futuro: Investigación para el desarrollo.** [s.l.: s.n.].
- MYERS, N. et al. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, n. 6772, p. 853–858, 2000.
- NAIR, P. K. R. **An Introduction to Agroforestry.** [s.l.] Kluwer Academic Publishers, 1993. v. 23
- NAKAMURA, A. et al. The use of ants and other soil and litter arthropods as bio-indicators of the impacts of rainforest clearing and subsequent land use. **Journal of Insect Conservation**, v. 11, n. 2, p. 177–186, 2007.
- NIEMI, G. J.; MCDONALD, M. E. Application of ecological indicators. **Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics**, v. 35, n. Rapport 1992, p. 89–111, 2004.
- NOVGORODOVA, A. Organization of honeydew collection by foragers of different species of ants ( Hymenoptera : Formicidae ): Effect of colony size and species specificity. **European Journal of Entomology**, v. 112, n. 4, p. 688–697, 2015.
- OEHRI, J. et al. Terrestrial land-cover type richness is positively linked to landscape-level functioning. **Nature Communications**, v. 11, n. 1, p. 1–10, 2020.
- OLIVEIRA, T. K. DE et al. **Sugestões para Implantação de Sistemas Silvopastoris**Rio Branco, AC.Embrapa Acre, , 2003.
- OVERAL, W. L. DEFENSIVE CHEMICAL WEAPONRY IN THE ANT PACHYCONDYLA HARPAX (FORMICIDAE: PONERINAE). **Journal of Entomological Science**, v. 22, p. 268–269, 1987.
- PACHECO, R. et al. The importance of remnants of natural vegetation for maintaining ant diversity in Brazilian agricultural landscapes. **Biodiversity and Conservation**, v. 22, n. 4, p. 983–997, 2013.
- PACHECO, R.; VASCONCELOS, H. L. Habitat diversity enhances ant diversity in a naturally heterogeneous Brazilian landscape. **Biodiversity and Conservation**, v. 21, n. 3, p. 797–809, 2012.
- PACIULLO, D. S. C. et al. Sward characteristics and performance of dairy cows in organic grass – legume pastures shaded by tropical trees. p. 1264–1271, 2014.
- PALIK, B. J. et al. Using landscape hierarchies to guide restoration of disturbed ecosystems. **Ecological Applications**, v. 10, n. 1, p. 189–202, 2000.
- PALUDO, RAFAEL, COSTABEBER, J. A. Sistemas agroflorestais como estratégia

de desenvolvimento rural em diferentes biomas brasileiros\* Agroforestry systems as rural development strategy in different Brazilian biomes. **Revista Brasileira de Agroecologia Rev. Bras. de Agroecologia**, v. 7, n. 2, p. 63–76, 2012.

PASCUAL, U. et al. Valuing nature's contributions to people: the IPBES approach. **Current Opinion in Environmental Sustainability**, v. 26–27, p. 7–16, 2017.

PENG, R. K.; CHRISTIAN, K. Effective control of Jarvis's fruit fly, *Bactrocera jarvisi* (Diptera: Tephritidae), by the weaver ant, *Oecophylla smaragdina* (Hymenoptera: Formicidae), in mango orchards in the Northern Territory of Australia. **International Journal of Pest Management**, v. 52, n. 4, p. 275–282, out. 2006.

PERFECTO, I. et al. Arthropod biodiversity loss and the transformation of a tropical agro-ecosystem. **Biodiversity and Conservation**, v. 6, n. 7, p. 935–945, 1997.

PERFECTO, I.; VANDERMEER, J. Quality of Agroecological Matrix in a Tropical Montane Landscape: Ants in Coffee Plantations in Southern Mexico. **Conservation Biology**, v. 16, n. 1, p. 174–182, fev. 2002.

PERRINGS, C. et al. Biodiversity in Agricultural Landscapes : Saving. **Conservation Biology**, v. 20, n. 2, p. 263–264, 2006.

PHILPOTT, S. M. et al. Ant Diversity and Function in Disturbed and Changing Habitats. In: **ANT ECOLOGY**. [s.l.] Oxford Scholarship, 2010. p. 213–236.

PIE, M. R. The macroevolution of climatic niches and its role in ant. **Ecological Entomology**, v. 41, p. 301–307, 2016.

PINHEIRO, E. R. S. et al. Edge effects on epigeic ant assemblages in a grassland-forest mosaic in southern Brazil. **Acta Oecologica**, v. 36, n. 4, p. 365–371, 2010.

PIZO, M. A.; OLIVEIRAZ, P. S. The Use of Fruits and Seeds by Ants in the Atlantic Forest of Southeast Brazil. **Biotropica**, v. 32, p. 851–861, 2000.

POSTMA-BLAAUW, M. B. et al. Soil biota community structure and abundance under agricultural intensification and extensification. **Ecology**, v. 91, n. 2, p. 460–473, fev. 2010.

PURDON, J.; PARR, C. L.; SOMERS, M. J. Grazing by large savanna herbivores indirectly alters ant diversity and promotes resource monopolisation. **PeerJ**, v. 2019, n. 1, 2019.

RABELLO, A. M. et al. When is the best period to sample ants in tropical areas impacted by mining and in rehabilitation process? **Insectes Sociaux**, v. 62, n. 2, p. 227–236, 2015.

RAY, T. S.; ANDREWS, C. C. Antbutterflies: Butterflies that follow army ants to feed on antbird droppings. **Science**, v. 210, n. 4474, p. 1147–1148, 1980.

REIS, A. et al. Restauração de áreas degradadas : a nucleação como base para incrementar os processos sucessionais. **Natureza e Conservação**, v. 1, n. 1, p. 28–36, 2003.

RESASCO, J.; LEVEY, D. J.; DAMSCHEN, E. I. Habitat corridors alter relative trophic position of fire ants. **Ecosphere**, v. 3, n. 11, p. art100, nov. 2012.

RETANA, J.; PICÓ, F. X.; RODRIGO, A. Dual role of harvesting ants as seed predators and dispersers of a non-myrmecorous Mediterranean perennial herb. **Oikos**, v. 105, n. 2, p. 377–385, 2004.

RETTENMEYER, C. W. et al. The largest animal association centered on one species: The army ant *Eciton burchellii* and its more than 300 associates. **Insectes Sociaux**, v. 58, n. 3, p. 281–292, 2011.

RIBAS, C. R. et al. Formigas como indicadores do sucesso dos esforços de reabilitação em depósitos de ouro de resíduos mineiros. p. 1–9, 2011.

RIBEIRO, M. C. et al. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. **Biological Conservation**, v. 142, n. 6, p. 1141–1153, 2009.

RIVERA, L. F.; ARMBRECHT, I.; CALLE, Z. Silvopastoral systems and ant diversity conservation in a cattle-dominated landscape of the Colombian Andes. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 181, p. 188–194, 1 dez. 2013.

ROSUMÉK, F. B. Natural history of ants: What we (do not) know about trophic and temporal niches of neotropical species. **Sociobiology**, v. 64, n. 3, p. 244–255, 2017.

ROZADOS-LORENZO, M. J.; GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ, M. P.; SILVA-PANDO, F. J. Pasture production under different tree species and densities in an Atlantic silvopastoral system. **Agroforestry Systems**, v. 70, n. 1, p. 53–62, 2007.

SANABRIA, C.; LAVELLE, P.; FONTE, S. J. Ants as indicators of soil-based ecosystem services in agroecosystems of the Colombian Llanos. **Applied Soil Ecology**, v. 84, p. 24–30, 2014.

SÁNCHEZ-BAYO, F.; WYCKHUYS, K. A. G. **Worldwide decline of the entomofauna: A review of its drivers**. **Biological Conservation** Elsevier Ltd, , 1 abr. 2019.

SANDERS, D. et al. Integrating ecosystem engineering and food webs. **Oikos**, v. 123, n. 5, p. 513–524, maio 2014.

SAZIMA, I.; D'ANGELO, G. B. Associações de aves com insetos sociais: Um sumário no Sudeste do Brasil. **Iheringia - Serie Zoologia**, v. 105, n. 3, p. 333–338, 2015.

SCHMIDT, F. A. et al. Similar alpha and beta diversity changes in tropical ant communities, comparing savannas and rainforests in Brazil and Indonesia. **Oecologia**, v. 185, n. 3, p. 487–498, 1 nov. 2017.

SCHMIDT, F. A.; RIBAS, C. R.; SCHOEREDER, J. H. How predictable is the response of ant assemblages to natural forest recovery? Implications for their use as bioindicators. **Ecological Indicators**, v. 24, p. 158–166, 2013.

SCHMITT-FILHO, A. L. et al. **Nucleation theory inspiring the design of High Biodiversity Silvopastoral System in the Atlantic Forest Biome: ecological restoration, family farm livelihood and agroecology** VII World Conference on Ecological Restoration - SER 2017 Foz do Iguaçu, Brasil, 2017.

SCHMITT, A. L. . et al. Interating Agroecology with Payments for Ecosystem Services in Santa Catarina's Atlantic Forest. In: **Governing the Provision of Ecosystem Services**. [s.l.] Springer, 2013. p. p.481.

SILVA, R. R. DA; BRANDÃO, C. R. F. **Formigas (Hymenoptera: Formicidae) como indicadores da qualidade ambiental e da biodiversidade de outros invertebrados terrestres** Biotemas, 1999.

SILVA, R. R.; BRANDAO, C. R. F. Morphological patterns and community organization in leaf- litter ant assemblages. **Ecological Monographs**, v. 80, n. 1, p. 107–124, 2010.

SILVA, R. R.; MACHADO FEITOSA, R. S.; EBERHARDT, F. Reduced ant diversity along a habitat regeneration gradient in the southern Brazilian Atlantic Forest. **Forest Ecology and Management**, v. 240, n. 1–3, p. 61–69, 2007.

SIMIONI, G. F. et al. **Monitoramento bioacústico automatizado da avifauna em sistema Voisin silvipastoril com núcleos (PRVSnúcleo) no Brasil**. In: 4th Convención Internacional Agrodesarrollo 2016 & 11th International Workshop 'Trees and Shrubs in Livestock Production'. **Anais...** Varadero, Cuba: 2016

SOUZA, A. DE et al. UM ESTUDO DE CONFORTO E DESCONFORTO TÉRMICO PARA O MATO GROSSO DO SUL. p. 15–25, 2010.

STRASSBURG, B. B. N. et al. Biophysical suitability, economic pressure and land-cover change: A global probabilistic approach and insights for REDD+. **Sustainability Science**, v. 9, n. 2, p. 129–141, 2014.

SUGUITURU, S. S. et al. **Do alto tietê**. Bauru, São Paulo: [s.n.].

SURDI, J. et al. O fluxo de serviços ecossistêmicos na agricultura familiar da Encosta



da Serra Catarinense. **Cadernos de Agroecologia**, v. 6, n. 2, p. 6–10, 2011.

SWANSON, A. C. et al. **Welcome to the Atta world: A framework for understanding the effects of leaf-cutter ants on ecosystem functions** **Functional Ecology** Blackwell Publishing Ltd, , 2019.

TEWS, J. et al. Animal species diversity driven by habitat heterogeneity / diversity : the importance of keystone structures. **Journal of Biogeography**, v. 31, p. 79–92, 2004.

THURMAN, J. H.; NORTHFIELD, T. D.; SNYDER, W. E. Weaver Ants Provide Ecosystem Services to Tropical Tree Crops. **Frontiers in Ecology and Evolution**, v. 7, 15 maio 2019.

TIBCHERANI, M. et al. Review of ants (Hymenoptera: Formicidae) as bioindicators in the Brazilian Savanna. **Sociobiology**, v. 65, n. 2, p. 112–129, 2018.

TILMAN, D. et al. Forecasting agriculturally driven global environmental change. **Science**, v. 292, n. 5515, p. 281–284, 2001.

TILMAN, D. et al. Global food demand and the sustainable intensification of agriculture. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 108, n. 50, p. 20260–20264, 2011.

TSCHARNTKE, T. et al. REVIEWS AND Landscape perspectives on agricultural intensification and biodiversity – ecosystem service management. **Ecology Letters**, v. 8, p. 857–874, 2005.

TSCHARNTKE, T. et al. Global food security , biodiversity conservation and the future of agricultural intensification. **Biological Conservation**, v. 151, n. 1, p. 53–59, 2012.

TURNER, M. G. LANDSCAPE ECOLOGY IN NORTH AMERICA : Special Feature. **Ecology**, v. 86, n. 8, p. 1967–1974, 2005.

ULYSSEÁ, M. A. et al. Updated list of ant species (Hymenoptera, Formicidae) recorded in Santa Catarina State, southern Brazil, with a discussion of research advances and priorities. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n. 4, p. 603–611, 2011.

VALLEJO, V. Importancia y utilidad de la evaluación de la calidad de suelos mediante el componente microbiano: experiencias en sistemas silvopastoriles. **Colombia forestal**, v. 16, n. 1, p. 83–99, 2013.

VAN DER PLAS, F. Biodiversity and ecosystem functioning in naturally assembled communities. **Biological Reviews**, v. 94, n. 4, p. 1220–1245, 2019.

VERBURG, P. H. et al. Land system science and sustainable development of the earth system: A global land project perspective. **Anthropocene**, v. 12, p. 29–41, 1 dez. 2015.

VIEIRA, D. L. M.; HOLL, K. D.; PENEIREIRO, F. M. Agro-Successional Restoration as a Strategy to Facilitate Tropical Forest Recovery. **Restoration Ecology**, v. 17, n. 4, p. 451–459, jul. 2009.

WEISSFLOG, A.; KAUFMANN, E.; MASCHWITZ, U. Ant gardens of *Camponotus* (*Myrmotarsus*) *irritabilis* (Hymenoptera: Formicidae: Formicinae) and *Hoya elliptica* (Apocynaceae) in Southeast Asia. **Asian Myrmecology**, v. 9, n. 1901, 2017.

WHITFORD, W. G.; ELDRIDGE, D. J. Effects of Ants and Termites on Soil and Geomorphological Processes. **Treatise on Geomorphology**, v. 12, n. March, p. 281–292, 2013.

WILLIS, E. O.; ONIKI, Y. Birds and Army Ants. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 9, n. 1, p. 243–263, 1978.

WILSON, E. O. Which are the most prevalent ant genera? **Studia Entomologica**, v. 19, p. 187–200, 1976.

WILSON, E. O.; HO, B. The rise of the ants : A phylogenetic and. v. 102, n. 21, p. 7411–7414, 2005.

WITTMAN, S. E. et al. Species interactions and thermal constraints on ant community structure. n. September 2009, p. 551–559, 2010.

WOODCOCK, P. et al. Impacts of Intensive Logging on the Trophic Organisation of Ant Communities in a Biodiversity Hotspot. **PLoS ONE**, v. 8, n. 4, p. e60756, 10 abr. 2013.

YANOVIK, S. P.; KASPARI, M. Community Structure and the Habitat Templet : Ants in the Tropical Forest Canopy and Community structure and the habitat templet : ants in the tropical forest canopy and litter. **Oikos**, v. 89, n. 2, p. 259–266, 2000.

ZHANG, S.; ZHANG, Y.; MA, K. The ecological effects of ant-aphid mutualism on plants at a large spatial scale. **Sociobiology**, v. 60, n. 3, p. 236–241, 2013.

ZHU, Y.; WANG, D. Leaf volatiles from two corydalis species lure a keystone seed-dispersing ant and enhance seed retrieval. **Sociobiology**, v. 65, n. 3, p. 370–374, 1 set. 2018.

#### 4 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os SSPnúcleos estudados estão ainda em fase de desenvolvimento e a continuidade do monitoramento dessas áreas mostra-se fundamental, pois são sistemas recentes e estão sob interferência constante de manejo. Aspectos são sugeridos para estudos futuros da mirmecofauna nessas áreas, tais como: a) as diferentes estações do ano em que ocorreram as coletas e o manejo que foi realizado nas pastagens são fatores que podem ter contribuído para as diferenças encontradas nas diversidades da escala do transecto, sugerindo que estudos futuros nessas áreas consideram a mesma estação de coleta; b) a fauna de formigas nos núcleos de diversidade arbórea pode ser influenciada pelo distanciamento dos fragmentos florestais, sugere-se avaliá-los separadamente quanto a essas distâncias; c) como a fauna de formigas é influenciada pela disponibilidade de recursos, sugere-se avaliar outras variáveis como a altura de serapilheira existente nos locais de amostragem e outras medidas do ambiente.

Os resultados fornecem contribuições importantes para compreender o funcionamento de agroecossistemas silvipastoris quanto à promoção da biodiversidade. A pesquisa evidencia que não apenas as áreas de reservas biológicas são importantes para a conservação da biodiversidade, mas também que as paisagens agrícolas podem desempenhar um importante papel na reabilitação ecológica e na conservação da biodiversidade, além de atenderem a necessidade de produção, conciliando assim o uso da terra. Ter ambientes heterogêneos, que proporcionem diversos tipos de habitats de qualidade mostra-se interessante para etapas de conservação e de construção das paisagens agrícolas que fazem parte da atual do bioma Mata Atlântica. As formigas comuns a ambientes florestais são favorecidas nas áreas pastoris pela presença de núcleos arbóreos do SSPnúcleos, possivelmente pela alteração de microclimas e pela disponibilidade de recursos para alimentação e para nidificação.

A sinergia entre sistemas de produção e ações de reabilitação baseadas na restauração ecológica e conservação da biodiversidade é o caminho para agroecossistemas sustentáveis, contribuindo para a conservação e restauração dos Biomas. Implantar os Sistemas Silvipastoris com Núcleos (SSPnúcleos) mostra-se uma opção com potencial para atender essa demanda. Assim, o uso da mirmecofauna como bioindicador da qualidade ambiental de SSPnúcleos mostrou-se adequada para a avaliação do estudo.

## APÊNDICE -

Planilha 1. Dados referentes aos dois anos de coleta (2017 e 2018) da mirmecofauna nos habitats de fragmentos florestais (FLO), sistema silvipastoril com núcleos (SSPnúcleo) e pastagem sem árvore (PSA), de três propriedades rurais (R, D e L) do município de Santa Rosa de Lima-Santa Catarina.

Indivíduo	Subfamília	Gênero	Espécie	Código	Amostra	Habitat	Propriedade	Ano
1	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	1	FLO	R	2017
2	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp23</i>	phei23	1	FLO	R	2017
3	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp15e16</i>	phei56	1	FLO	R	2017
4	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	cyphri	1	FLO	R	2017
5	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	FLO	R	2017
6	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	2	FLO	R	2017
7	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp15e16</i>	phei56	2	FLO	R	2017
8	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	3	FLO	R	2017
9	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	3	FLO	R	2017
10	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	3	FLO	R	2017
11	PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera sp04</i>	hypo04	3	FLO	R	2017
12	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia affinis</i>	wasmaf	3	FLO	R	2017
13	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	4	FLO	R	2017
14	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp01</i>	camp01	4	FLO	R	2017
15	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	4	FLO	R	2017
16	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp13</i>	phei13	4	FLO	R	2017
17	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	4	FLO	R	2017
18	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	4	FLO	R	2017
19	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	4	FLO	R	2017
20	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	5	FLO	R	2017
21	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	5	FLO	R	2017

22	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	5	FLO	R	2017
23	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sigilata</i>	pheisi	5	FLO	R	2017
24	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	FLO	R	2017
25	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	6	FLO	R	2017
26	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia affinis</i>	wasmaf	6	FLO	R	2017
27	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp15e16</i>	phei56	6	FLO	R	2017
28	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	7	FLO	R	2017
29	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	7	FLO	R	2017
30	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla lenis</i>	pachle	7	FLO	R	2017
31	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema leucomalas</i>	linele	7	FLO	R	2017
32	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp15e16</i>	phei56	7	FLO	R	2017
33	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus affinis</i>	odonaf	8	FLO	R	2017
34	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	8	FLO	R	2017
35	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	8	FLO	R	2017
36	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	8	FLO	R	2017
37	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	8	FLO	R	2017
38	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp24</i>	phei24	8	FLO	R	2017
39	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	FLO	R	2017
40	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	9	FLO	R	2017
41	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	9	FLO	R	2017
42	DORYLINAE	<i>Labidus</i>	<i>Labidus coecus</i>	labico	9	FLO	R	2017
43	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	9	FLO	R	2017
44	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia affinis</i>	wasmaf	9	FLO	R	2017
45	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	10	FLO	R	2017
46	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	10	FLO	R	2017
47	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	10	FLO	R	2017
48	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	10	FLO	R	2017
49	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	10	FLO	R	2017

50	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	1	PSA	R	2017
51	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	1	PSA	R	2017
52	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	1	PSA	R	2017
53	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	1	PSA	R	2017
54	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	1	PSA	R	2017
55	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	1	PSA	R	2017
56	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	1	PSA	R	2017
57	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	PSA	R	2017
58	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	2	PSA	R	2017
59	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	2	PSA	R	2017
60	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	2	PSA	R	2017
61	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	2	PSA	R	2017
62	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp05</i>	brac05	2	PSA	R	2017
63	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	3	PSA	R	2017
64	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	3	PSA	R	2017
65	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	3	PSA	R	2017
66	PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera sp01</i>	hypo01	4	PSA	R	2017
67	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	4	PSA	R	2017
68	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	4	PSA	R	2017
69	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	4	PSA	R	2017
70	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	4	PSA	R	2017
71	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	4	PSA	R	2017
72	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	4	PSA	R	2017
73	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	5	PSA	R	2017
74	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	5	PSA	R	2017
75	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	5	PSA	R	2017
76	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	5	PSA	R	2017

77	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	5	PSA	R	2017
78	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	5	PSA	R	2017
79	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	PSA	R	2017
80	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	6	PSA	R	2017
81	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	6	PSA	R	2017
82	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	6	PSA	R	2017
83	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	cyphri	6	PSA	R	2017
84	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	6	PSA	R	2017
85	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	6	PSA	R	2017
86	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	7	PSA	R	2017
87	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	7	PSA	R	2017
88	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	7	PSA	R	2017
89	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	7	PSA	R	2017
90	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	PSA	R	2017
91	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	8	PSA	R	2017
92	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	8	PSA	R	2017
93	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	8	PSA	R	2017
94	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp05</i>	brac05	8	PSA	R	2017
95	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	PSA	R	2017
96	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	9	PSA	R	2017
97	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp01</i>	camp01	9	PSA	R	2017
98	DOLICHODERINAE	<i>Dorymyrmex</i>	<i>Dorymyrmex sp01</i>	dory01	9	PSA	R	2017
99	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>pheidole aberrans</i>	pheiab	9	PSA	R	2017
100	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	9	PSA	R	2017
101	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	10	PSA	R	2017
102	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	10	PSA	R	2017
103	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia auropunctata</i>	wasmau	10	PSA	R	2017
104	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	10	PSA	R	2017

105	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	10	PSA	R	2017
106	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	1	SSPnucleo	R	2017
107	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	1	SSPnucleo	R	2017
108	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	1	SSPnucleo	R	2017
109	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	1	SSPnucleo	R	2017
110	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	1	SSPnucleo	R	2017
111	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	1	SSPnucleo	R	2017
112	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	SSPnucleo	R	2017
113	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	2	SSPnucleo	R	2017
114	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	2	SSPnucleo	R	2017
115	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	2	SSPnucleo	R	2017
116	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	2	SSPnucleo	R	2017
117	DOLICHODERINAE	<i>Dorymyrmex</i>	<i>Dorymyrmex sp01</i>	dory01	2	SSPnucleo	R	2017
118	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	2	SSPnucleo	R	2017
119	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys sp02</i>	stru02	2	SSPnucleo	R	2017
120	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	2	SSPnucleo	R	2017
121	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	3	SSPnucleo	R	2017
122	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	3	SSPnucleo	R	2017
123	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	3	SSPnucleo	R	2017
124	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	3	SSPnucleo	R	2017
125	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	4	SSPnucleo	R	2017
126	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	4	SSPnucleo	R	2017
127	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	4	SSPnucleo	R	2017
128	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	4	SSPnucleo	R	2017
129	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	4	SSPnucleo	R	2017
130	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia auropunctata</i>	wasmau	4	SSPnucleo	R	2017
131	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	4	SSPnucleo	R	2017



132	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	4	SSPnucleo	R	2017
133	DOLICHODERINAE	<i>Dorymyrmex</i>	<i>Dorymyrmex sp01</i>	dory01	4	SSPnucleo	R	2017
134	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	cyphri	4	SSPnucleo	R	2017
135	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys aff. louisianae</i>	strulo	4	SSPnucleo	R	2017
136	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	5	SSPnucleo	R	2017
137	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus affinis</i>	odonaf	5	SSPnucleo	R	2017
138	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	5	SSPnucleo	R	2017
139	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	5	SSPnucleo	R	2017
140	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	5	SSPnucleo	R	2017
141	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	cyphri	5	SSPnucleo	R	2017
142	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	5	SSPnucleo	R	2017
143	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	5	SSPnucleo	R	2017
144	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	5	SSPnucleo	R	2017
145	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia auropunctata</i>	wasmau	5	SSPnucleo	R	2017
146	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	SSPnucleo	R	2017
147	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	6	SSPnucleo	R	2017
148	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	6	SSPnucleo	R	2017
149	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aper</i>	pheiap	6	SSPnucleo	R	2017
150	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp03</i>	brac03	6	SSPnucleo	R	2017
151	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia auropunctata</i>	wasmau	6	SSPnucleo	R	2017
152	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	6	SSPnucleo	R	2017
153	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	6	SSPnucleo	R	2017
154	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	7	SSPnucleo	R	2017
155	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	7	SSPnucleo	R	2017
156	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	7	SSPnucleo	R	2017
157	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	7	SSPnucleo	R	2017
158	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	7	SSPnucleo	R	2017
159	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	7	SSPnucleo	R	2017

160	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia auropunctata</i>	wasmau	7	SSPnucleo	R	2017
161	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys aff. louisianae</i>	strulo	7	SSPnucleo	R	2017
162	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	7	SSPnucleo	R	2017
163	MYRMICINAE	<i>Acromyrmex</i>	<i>Acromyrmex disciger</i>	acrodi	7	SSPnucleo	R	2017
164	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	SSPnucleo	R	2017
165	ECTATOMMINAE	<i>Ectatomma</i>	<i>Ectatomma edentatum</i>	ectaed	8	SSPnucleo	R	2017
166	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp01</i>	camp01	8	SSPnucleo	R	2017
167	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	8	SSPnucleo	R	2017
168	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	8	SSPnucleo	R	2017
169	DOLICHODERINAE	<i>Dorymyrmex</i>	<i>Dorymyrmex sp01</i>	dory01	8	SSPnucleo	R	2017
170	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	8	SSPnucleo	R	2017
171	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp01</i>	phei01	8	SSPnucleo	R	2017
172	MYRMICINAE	<i>Crematogaster</i>	<i>Crematogaster sp03</i>	crem03	8	SSPnucleo	R	2017
173	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	8	SSPnucleo	R	2017
174	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	SSPnucleo	R	2017
175	ECTATOMMINAE	<i>Ectatomma</i>	<i>Ectatomma edentatum</i>	ectaed	9	SSPnucleo	R	2017
176	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	9	SSPnucleo	R	2017
177	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	9	SSPnucleo	R	2017
178	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	9	SSPnucleo	R	2017
179	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	9	SSPnucleo	R	2017
180	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	9	SSPnucleo	R	2017
181	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys aff. louisianae</i>	strulo	9	SSPnucleo	R	2017
182	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	9	SSPnucleo	R	2017
183	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	9	SSPnucleo	R	2017
184	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	9	SSPnucleo	R	2017
185	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	10	SSPnucleo	R	2017
186	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	10	SSPnucleo	R	2017

187	ECTATOMMINAE	<i>Ectatomma</i>	<i>Ectatomma edentatum</i>	ectaed	10	SSPnucleo	R	2017
188	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	10	SSPnucleo	R	2017
189	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	10	SSPnucleo	R	2017
190	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	10	SSPnucleo	R	2017
191	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia auropunctata</i>	wasmau	10	SSPnucleo	R	2017
192	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	10	SSPnucleo	R	2017
193	PSEUDOMYRMECINAE	<i>Pseudomyrmex</i>	<i>Pseudomyrmex sp01</i>	pseu01	10	SSPnucleo	R	2017
194	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp04</i>	brac04	10	SSPnucleo	R	2017
195	MYRMICINAE	<i>Acromyrmex</i>	<i>Acromyrmex disciger</i>	acrodi	10	SSPnucleo	R	2017
196	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	1	FLO	D	2017
197	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	1	FLO	D	2017
198	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	1	FLO	D	2017
199	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	1	FLO	D	2017
200	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	1	FLO	D	2017
201	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	cyphri	1	FLO	D	2017
202	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	1	FLO	D	2017
203	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp05</i>	sole05	1	FLO	D	2017
204	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	2	FLO	D	2017
205	PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera sp03</i>	hypo03	2	FLO	D	2017
206	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp12</i>	phei12	2	FLO	D	2017
207	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	2	FLO	D	2017
208	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla harpax</i>	pachha	3	FLO	D	2017
209	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	3	FLO	D	2017
210	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aper</i>	pheiap	3	FLO	D	2017
211	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	4	FLO	D	2017
212	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	4	FLO	D	2017
213	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	cyphri	4	FLO	D	2017
214	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	5	FLO	D	2017

215	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aper</i>	pheiap	5	FLO	D	2017
216	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sigilata</i>	pheisi	5	FLO	D	2017
217	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia affinis</i>	wasmaf	5	FLO	D	2017
218	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	5	FLO	D	2017
219	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	FLO	D	2017
220	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	6	FLO	D	2017
221	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	6	FLO	D	2017
222	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	6	FLO	D	2017
223	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	6	FLO	D	2017
224	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys aff. louisianae</i>	strulo	6	FLO	D	2017
225	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp05</i>	sole05	6	FLO	D	2017
226	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	7	FLO	D	2017
227	DORYLINA	<i>Labidus</i>	<i>Labidus coecus</i>	labico	7	FLO	D	2017
228	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	7	FLO	D	2017
229	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp24</i>	phei24	7	FLO	D	2017
230	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp12</i>	phei12	7	FLO	D	2017
231	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	7	FLO	D	2017
232	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys sp02</i>	stru02	7	FLO	D	2017
233	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	FLO	D	2017
234	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia affinis</i>	wasmaf	8	FLO	D	2017
235	MYRMICINAE	<i>Crematogaster</i>	<i>Crematogaster sp02</i>	crem02	9	FLO	D	2017
236	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp13</i>	phei13	9	FLO	D	2017
237	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	10	FLO	D	2017
238	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp13</i>	phei13	10	FLO	D	2017
239	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sigilata</i>	pheisi	10	FLO	D	2017
240	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	10	FLO	D	2017
241	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	1	PSA	D	2017

242	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>pheidole aberrans</i>	pheiab	1	PSA	D	2017
243	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	1	PSA	D	2017
244	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp06</i>	sole06	1	PSA	D	2017
245	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	1	PSA	D	2017
246	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	1	PSA	D	2017
247	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	PSA	D	2017
248	ECTATOMMINAE	<i>Ectatomma</i>	<i>Ectatomma edentatum</i>	ectaed	2	PSA	D	2017
249	MYRMICINAE	<i>Pogonomyrmex</i>	<i>Pogonomyrmex sp01</i>	pogo01	2	PSA	D	2017
250	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	2	PSA	D	2017
251	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	cyphri	2	PSA	D	2017
252	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	2	PSA	D	2017
253	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp05</i>	sole05	2	PSA	D	2017
254	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	2	PSA	D	2017
255	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	3	PSA	D	2017
256	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	3	PSA	D	2017
257	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	3	PSA	D	2017
258	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	3	PSA	D	2017
259	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys sp03</i>	stru03	3	PSA	D	2017
260	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus rufipes</i>	campru	4	PSA	D	2017
261	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	4	PSA	D	2017
262	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	4	PSA	D	2017
263	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	4	PSA	D	2017
264	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	4	PSA	D	2017
265	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	5	PSA	D	2017
266	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	5	PSA	D	2017
267	DOLICHODERINAE	<i>Dorymyrmex</i>	<i>Dorymyrmex sp01</i>	dory01	5	PSA	D	2017
268	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	6	PSA	D	2017
269	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	6	PSA	D	2017

270	DOLICHODERINAE	<i>Dorymyrmex</i>	<i>Dorymyrmex sp01</i>	dory01	6	PSA	D	2017
271	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp02</i>	phei02	6	PSA	D	2017
272	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	6	PSA	D	2017
273	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp02</i>	brac02	6	PSA	D	2017
274	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	6	PSA	D	2017
275	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	6	PSA	D	2017
276	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	7	PSA	D	2017
277	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	7	PSA	D	2017
278	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	7	PSA	D	2017
279	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	PSA	D	2017
280	MYRMICINAE	<i>Pogonomyrmex</i>	<i>Pogonomyrmex sp01</i>	pogo01	8	PSA	D	2017
281	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	8	PSA	D	2017
282	DOLICHODERINAE	<i>Dorymyrmex</i>	<i>Dorymyrmex sp01</i>	dory01	8	PSA	D	2017
283	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp02</i>	phei02	8	PSA	D	2017
284	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	8	PSA	D	2017
285	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	PSA	D	2017
286	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	9	PSA	D	2017
287	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	9	PSA	D	2017
288	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp02</i>	phei02	9	PSA	D	2017
289	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	9	PSA	D	2017
290	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	9	PSA	D	2017
291	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	9	PSA	D	2017
292	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	10	PSA	D	2017
293	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	10	PSA	D	2017
294	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp05</i>	sole05	10	PSA	D	2017
295	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	1	SSPnucleo	D	2017
296	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	1	SSPnucleo	D	2017

297	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	1	SSPnucleo	D	2017
298	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	SSPnucleo	D	2017
299	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	2	SSPnucleo	D	2017
300	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp02</i>	phei02	2	SSPnucleo	D	2017
301	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp01</i>	phei01	3	SSPnucleo	D	2017
302	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus rufipes</i>	campru	3	SSPnucleo	D	2017
303	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	3	SSPnucleo	D	2017
304	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	3	SSPnucleo	D	2017
305	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	3	SSPnucleo	D	2017
306	PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera sp01</i>	hypo01	3	SSPnucleo	D	2017
307	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	4	SSPnucleo	D	2017
308	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	4	SSPnucleo	D	2017
309	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	4	SSPnucleo	D	2017
310	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	4	SSPnucleo	D	2017
311	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>pheidole aberrans</i>	pheiab	4	SSPnucleo	D	2017
312	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus rufipes</i>	campru	5	SSPnucleo	D	2017
313	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	5	SSPnucleo	D	2017
314	DOLICHODERINAE	<i>Dorymyrmex</i>	<i>Dorymyrmex sp01</i>	dory01	5	SSPnucleo	D	2017
315	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	5	SSPnucleo	D	2017
316	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	5	SSPnucleo	D	2017
317	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>pheidole aberrans</i>	pheiab	5	SSPnucleo	D	2017
318	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp02</i>	phei02	5	SSPnucleo	D	2017
319	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	5	SSPnucleo	D	2017
320	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys aff. louisianae</i>	strulo	5	SSPnucleo	D	2017
321	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	SSPnucleo	D	2017
322	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	6	SSPnucleo	D	2017
323	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	6	SSPnucleo	D	2017
324	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	6	SSPnucleo	D	2017

325	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	6	SSPnucleo	D	2017
326	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	6	SSPnucleo	D	2017
327	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	7	SSPnucleo	D	2017
328	PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera sp06</i>	hypo06	7	SSPnucleo	D	2017
329	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	7	SSPnucleo	D	2017
330	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	7	SSPnucleo	D	2017
331	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	7	SSPnucleo	D	2017
332	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	7	SSPnucleo	D	2017
333	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>pheidole aberrans</i>	pheiab	7	SSPnucleo	D	2017
334	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys aff. louisianae</i>	strulo	7	SSPnucleo	D	2017
335	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	7	SSPnucleo	D	2017
336	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp03</i>	brac03	7	SSPnucleo	D	2017
337	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	SSPnucleo	D	2017
338	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus rufipes</i>	campru	8	SSPnucleo	D	2017
339	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	8	SSPnucleo	D	2017
340	MYRMICINAE	<i>Crematogaster</i>	<i>Crematogaster sp01</i>	crem01	8	SSPnucleo	D	2017
341	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	8	SSPnucleo	D	2017
342	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	SSPnucleo	D	2017
343	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	9	SSPnucleo	D	2017
344	MYRMICINAE	<i>Acromyrmex</i>	<i>Acromyrmex crassispinus</i>	acroc	9	SSPnucleo	D	2017
345	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	9	SSPnucleo	D	2017
346	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	9	SSPnucleo	D	2017
347	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	9	SSPnucleo	D	2017
348	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	9	SSPnucleo	D	2017
349	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	9	SSPnucleo	D	2017
350	MYRMICINAE	<i>Mycetophylax</i>	<i>Mycetophylax olitor</i>	myceol	9	SSPnucleo	D	2017
351	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys aff. louisianae</i>	strulo	9	SSPnucleo	D	2017



352	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	10	SSPnucleo	D	2017
353	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus rufipes</i>	campru	10	SSPnucleo	D	2017
354	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	10	SSPnucleo	D	2017
355	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	10	SSPnucleo	D	2017
356	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	10	SSPnucleo	D	2017
357	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	10	SSPnucleo	D	2017
358	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	1	FLO	L	2017
359	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	1	FLO	L	2017
360	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	1	FLO	L	2017
361	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	1	FLO	L	2017
362	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	FLO	L	2017
363	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	2	FLO	L	2017
364	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	2	FLO	L	2017
365	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	cyphri	2	FLO	L	2017
366	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aper</i>	pheiap	2	FLO	L	2017
367	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	2	FLO	L	2017
368	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	2	FLO	L	2017
369	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	3	FLO	L	2017
370	HETEROPONERINAE	<i>Heteroponera</i>	<i>Heteroponera dentinodis</i>	hetede	3	FLO	L	2017
371	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	3	FLO	L	2017
372	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	3	FLO	L	2017
373	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	3	FLO	L	2017
374	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	4	FLO	L	2017
375	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	4	FLO	L	2017
376	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	4	FLO	L	2017
377	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp04</i>	sole04	4	FLO	L	2017
378	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	4	FLO	L	2017
379	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp06</i>	camp06	5	FLO	L	2017

380	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	5	FLO	L	2017
381	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp22</i>	phei22	5	FLO	L	2017
382	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	FLO	L	2017
383	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	6	FLO	L	2017
384	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp01</i>	camp01	6	FLO	L	2017
385	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aper</i>	pheiap	6	FLO	L	2017
386	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys sp02</i>	stru02	6	FLO	L	2017
387	PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera sp05</i>	hypo05	6	FLO	L	2017
388	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia affinis</i>	wasmaf	6	FLO	L	2017
389	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	7	FLO	L	2017
390	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	7	FLO	L	2017
391	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	7	FLO	L	2017
392	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	7	FLO	L	2017
393	DOLICHODERINAE	<i>Dorymyrmex</i>	<i>Dorymyrmex sp01</i>	dory01	7	FLO	L	2017
394	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	FLO	L	2017
395	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla harpax</i>	pachha	8	FLO	L	2017
396	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	8	FLO	L	2017
397	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	8	FLO	L	2017
398	MYRMICINAE	<i>Mycetophylax</i>	<i>Mycetophylax strigatus</i>	mycest	8	FLO	L	2017
399	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	8	FLO	L	2017
400	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	8	FLO	L	2017
401	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	9	FLO	L	2017
402	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp05</i>	camp05	9	FLO	L	2017
403	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	9	FLO	L	2017
404	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aper</i>	pheiap	9	FLO	L	2017
405	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	9	FLO	L	2017
406	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema iniquum</i>	linein	9	FLO	L	2017

407	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	10	FLO	L	2017
408	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	10	FLO	L	2017
409	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	10	FLO	L	2017
410	PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera sp01</i>	hypo01	10	FLO	L	2017
411	HETEROPONERINAE	<i>Heteroponera</i>	<i>Heteroponera dentinodis</i>	hetede	10	FLO	L	2017
412	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	1	PSA	L	2017
413	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	1	PSA	L	2017
414	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	1	PSA	L	2017
415	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	2	PSA	L	2017
416	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	2	PSA	L	2017
417	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	3	PSA	L	2017
418	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	3	PSA	L	2017
419	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	4	PSA	L	2017
420	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	4	PSA	L	2017
421	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	5	PSA	L	2017
422	DORYLINAE	<i>Labidus</i>	<i>Labidus coecus</i>	labico	5	PSA	L	2017
423	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	5	PSA	L	2017
424	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	5	PSA	L	2017
425	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	6	PSA	L	2017
426	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	6	PSA	L	2017
427	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	7	PSA	L	2017
428	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	7	PSA	L	2017
429	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	7	PSA	L	2017
430	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	8	PSA	L	2017
431	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	PSA	L	2017
432	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	9	PSA	L	2017
433	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	9	PSA	L	2017
434	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	9	PSA	L	2017

435	ECTATOMMINAE	<i>Ectatomma</i>	<i>Ectatomma edentatum</i>	ectaed	10	PSA	L	2017
436	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	10	PSA	L	2017
437	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aper</i>	pheiap	10	PSA	L	2017
438	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	10	PSA	L	2017
439	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	cyphri	10	PSA	L	2017
440	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	1	SSPnucleo	L	2017
441	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	1	SSPnucleo	L	2017
442	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	1	SSPnucleo	L	2017
443	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	2	SSPnucleo	L	2017
444	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	2	SSPnucleo	L	2017
445	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	2	SSPnucleo	L	2017
446	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	2	SSPnucleo	L	2017
447	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys sp02</i>	stru02	2	SSPnucleo	L	2017
448	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	3	SSPnucleo	L	2017
449	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	3	SSPnucleo	L	2017
450	PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera sp01</i>	hypo01	3	SSPnucleo	L	2017
451	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	3	SSPnucleo	L	2017
452	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	4	SSPnucleo	L	2017
453	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	4	SSPnucleo	L	2017
454	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys sp02</i>	stru02	4	SSPnucleo	L	2017
455	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	5	SSPnucleo	L	2017
456	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	5	SSPnucleo	L	2017
457	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	5	SSPnucleo	L	2017
458	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys aff. louisianae</i>	strulo	5	SSPnucleo	L	2017
459	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	5	SSPnucleo	L	2017
460	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	6	SSPnucleo	L	2017
461	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	6	SSPnucleo	L	2017

462	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	6	SSPnucleo	L	2017
463	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	6	SSPnucleo	L	2017
464	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	7	SSPnucleo	L	2017
465	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	7	SSPnucleo	L	2017
466	DORYLINAE	<i>Labidus</i>	<i>Labidus coecus</i>	labico	7	SSPnucleo	L	2017
467	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	SSPnucleo	L	2017
468	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	8	SSPnucleo	L	2017
469	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	8	SSPnucleo	L	2017
470	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	8	SSPnucleo	L	2017
471	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	9	SSPnucleo	L	2017
472	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	9	SSPnucleo	L	2017
473	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	10	SSPnucleo	L	2017
474	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	10	SSPnucleo	L	2017
475	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	1	FLO	R	2018
476	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	1	FLO	R	2018
477	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp12</i>	phei12	1	FLO	R	2018
478	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	1	FLO	R	2018
479	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia sp01</i>	wasm01	1	FLO	R	2018
480	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp12</i>	phei12	2	FLO	R	2018
481	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	2	FLO	R	2018
482	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	2	FLO	R	2018
483	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus affinis</i>	odonaf	3	FLO	R	2018
484	MYRMICINAE	<i>Hylomyrma</i>	<i>Hylomyrma reitteri</i>	hylore	3	FLO	R	2018
485	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	3	FLO	R	2018
486	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	3	FLO	R	2018
487	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	4	FLO	R	2018
488	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifera</i>	odonch	4	FLO	R	2018
489	DORYLINAE	<i>Eciton</i>	<i>Eciton burchellii</i>	ecitbu	4	FLO	R	2018

490	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp05</i>	phei05	4	FLO	R	2018
491	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia affinis</i>	wasmaf	4	FLO	R	2018
492	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	4	FLO	R	2018
493	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex rimosus</i>	cyphri	4	FLO	R	2018
494	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	5	FLO	R	2018
495	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	5	FLO	R	2018
496	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	FLO	R	2018
497	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	6	FLO	R	2018
498	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus xenon</i>	campxe	6	FLO	R	2018
499	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	6	FLO	R	2018
500	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	6	FLO	R	2018
501	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	6	FLO	R	2018
502	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp04</i>	sole04	6	FLO	R	2018
503	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	7	FLO	R	2018
504	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	7	FLO	R	2018
505	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	7	FLO	R	2018
506	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp13</i>	phei13	8	FLO	R	2018
507	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	8	FLO	R	2018
508	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp15e16</i>	phei56	9	FLO	R	2018
509	DORYLINAE	<i>Eciton</i>	<i>Eciton burchellii</i>	ecitbu	9	FLO	R	2018
510	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	10	FLO	R	2018
511	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	10	FLO	R	2018
512	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	10	FLO	R	2018
513	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	10	FLO	R	2018
514	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	1	PSA	R	2018
515	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	1	PSA	R	2018
516	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	1	PSA	R	2018

517	MYRMICINAE	<i>Crematogaster</i>	<i>Crematogaster sp01</i>	crem01	1	PSA	R	2018
518	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	PSA	R	2018
519	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	2	PSA	R	2018
520	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	2	PSA	R	2018
521	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	2	PSA	R	2018
522	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	3	PSA	R	2018
523	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	3	PSA	R	2018
524	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	3	PSA	R	2018
525	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	4	PSA	R	2018
526	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	4	PSA	R	2018
527	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	4	PSA	R	2018
528	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	5	PSA	R	2018
529	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	5	PSA	R	2018
530	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	5	PSA	R	2018
531	FORMICINAE	<i>Brachymyrmex</i>	<i>Brachymyrmex sp01</i>	brac01	5	PSA	R	2018
532	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	6	PSA	R	2018
533	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp06</i>	phei06	6	PSA	R	2018
534	PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera sp01</i>	hypo01	6	PSA	R	2018
535	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	6	PSA	R	2018
536	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp02</i>	phei02	6	PSA	R	2018
537	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	7	PSA	R	2018
538	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	7	PSA	R	2018
539	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	8	PSA	R	2018
540	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	9	PSA	R	2018
541	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	9	PSA	R	2018
542	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	10	PSA	R	2018
543	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	10	PSA	R	2018
544	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	10	PSA	R	2018

545	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	1	SSPnucleo	R	2018
546	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	1	SSPnucleo	R	2018
547	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp13</i>	phei13	1	SSPnucleo	R	2018
548	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	SSPnucleo	R	2018
549	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	2	SSPnucleo	R	2018
550	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp17</i>	phei17	2	SSPnucleo	R	2018
551	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	2	SSPnucleo	R	2018
552	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	3	SSPnucleo	R	2018
553	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	3	SSPnucleo	R	2018
554	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	3	SSPnucleo	R	2018
555	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	3	SSPnucleo	R	2018
556	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	4	SSPnucleo	R	2018
557	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	4	SSPnucleo	R	2018
558	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp15e16</i>	phei56	4	SSPnucleo	R	2018
559	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	5	SSPnucleo	R	2018
560	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	5	SSPnucleo	R	2018
561	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	5	SSPnucleo	R	2018
562	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	6	SSPnucleo	R	2018
563	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	7	SSPnucleo	R	2018
564	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	SSPnucleo	R	2018
565	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	SSPnucleo	R	2018
566	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	9	SSPnucleo	R	2018
567	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	9	SSPnucleo	R	2018
568	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	9	SSPnucleo	R	2018
569	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	9	SSPnucleo	R	2018
570	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp15e16</i>	phei56	9	SSPnucleo	R	2018
571	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	10	SSPnucleo	R	2018



572	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp12</i>	phei12	10	SSPnucleo	R	2018
573	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	FLO	D	2018
574	DORYLINAЕ	<i>Eciton</i>	<i>Eciton burchellii</i>	ecitbu	2	FLO	D	2018
575	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp13</i>	phei13	2	FLO	D	2018
576	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	2	FLO	D	2018
577	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia sigmoidea</i>	wasmsi	3	FLO	D	2018
578	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp20</i>	phei20	3	FLO	D	2018
579	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	4	FLO	D	2018
580	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp13</i>	phei13	4	FLO	D	2018
581	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp13</i>	phei13	5	FLO	D	2018
582	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aper</i>	pheiap	5	FLO	D	2018
583	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	FLO	D	2018
584	DORYLINAЕ	<i>Eciton</i>	<i>Eciton burchellii</i>	ecitbu	6	FLO	D	2018
585	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp12</i>	phei12	6	FLO	D	2018
586	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	7	FLO	D	2018
587	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp12</i>	phei12	7	FLO	D	2018
588	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	7	FLO	D	2018
589	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	FLO	D	2018
590	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp12</i>	phei12	8	FLO	D	2018
591	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus xenon</i>	campxe	8	FLO	D	2018
592	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	FLO	D	2018
593	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	9	FLO	D	2018
594	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	9	FLO	D	2018
595	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp13</i>	phei13	9	FLO	D	2018
596	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	10	FLO	D	2018
597	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	10	FLO	D	2018
598	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	1	PSA	D	2018
599	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	PSA	D	2018

600	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	2	PSA	D	2018
601	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	3	PSA	D	2018
602	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	3	PSA	D	2018
603	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	4	PSA	D	2018
604	ECTATOMMINAE	<i>Ectatomma</i>	<i>Ectatomma edentatum</i>	ectaed	5	PSA	D	2018
605	MYRMICINAE	<i>Pogonomyrmex</i>	<i>Pogonomyrmex naegelii</i>	pogona	5	PSA	D	2018
606	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema micans</i>	linemi	5	PSA	D	2018
607	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	PSA	D	2018
608	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	6	PSA	D	2018
609	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	7	PSA	D	2018
610	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	8	PSA	D	2018
611	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	8	PSA	D	2018
612	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp01</i>	phei01	8	PSA	D	2018
613	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	9	PSA	D	2018
614	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	10	PSA	D	2018
615	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	10	PSA	D	2018
616	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	10	PSA	D	2018
617	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	1	SSPnucleo	D	2018
618	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp01</i>	camp01	1	SSPnucleo	D	2018
619	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp06</i>	sole06	1	SSPnucleo	D	2018
620	DORYLINAE	<i>Labidus</i>	<i>Labidus coecus</i>	labico	2	SSPnucleo	D	2018
621	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	3	SSPnucleo	D	2018
622	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	3	SSPnucleo	D	2018
623	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp01</i>	phei01	3	SSPnucleo	D	2018
624	DORYLINAE	<i>Labidus</i>	<i>Labidus coecus</i>	labico	4	SSPnucleo	D	2018
625	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp02</i>	camp02	4	SSPnucleo	D	2018
626	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	4	SSPnucleo	D	2018

627	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp15e16</i>	phei56	5	SSPnucleo	D	2018
628	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	6	SSPnucleo	D	2018
629	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	6	SSPnucleo	D	2018
630	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	6	SSPnucleo	D	2018
631	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	7	SSPnucleo	D	2018
632	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	7	SSPnucleo	D	2018
633	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	7	SSPnucleo	D	2018
634	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	SSPnucleo	D	2018
635	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	8	SSPnucleo	D	2018
636	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp04</i>	camp04	8	SSPnucleo	D	2018
637	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	SSPnucleo	D	2018
638	MYRMICINAE	<i>Strumigenys</i>	<i>Strumigenys aff. louisianae</i>	strulo	9	SSPnucleo	D	2018
639	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	9	SSPnucleo	D	2018
640	DOLICHODERINAE	<i>Tapinoma</i>	<i>Tapinoma atriceps</i>	tapiat	9	SSPnucleo	D	2018
641	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	9	SSPnucleo	D	2018
642	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	10	SSPnucleo	D	2018
643	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	1	FLO	L	2018
644	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	1	FLO	L	2018
645	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	1	FLO	L	2018
646	PONERINAE	<i>Odontomachus</i>	<i>Odontomachus chelifer</i>	odonch	2	FLO	L	2018
647	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	2	FLO	L	2018
648	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	3	FLO	L	2018
649	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp03</i>	phei03	3	FLO	L	2018
650	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	3	FLO	L	2018
651	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	4	FLO	L	2018
652	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp12</i>	phei12	4	FLO	L	2018
653	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	5	FLO	L	2018
654	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	5	FLO	L	2018

655	MYRMICINAE	<i>Cyphomyrmex</i>	<i>Cyphomyrmex sp01</i>	cyph01	5	FLO	L	2018
656	MYRMICINAE	<i>Mycetophylax</i>	<i>Mycetophylax strigatus</i>	mycest	5	FLO	L	2018
657	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp8e9</i>	phei89	5	FLO	L	2018
658	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema pulex</i>	linepu	5	FLO	L	2018
659	HETEROPONERINAE	<i>Heteroponera</i>	<i>Heteroponera dentinodis</i>	hetede	5	FLO	L	2018
660	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	FLO	L	2018
661	ECTATOMMINAE	<i>Gnamptogenys</i>	<i>Gnamptogenys striatula</i>	gnamst	6	FLO	L	2018
662	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aper</i>	pheiap	6	FLO	L	2018
663	DOLICHODERINAE	<i>Linepithema</i>	<i>Linepithema iniquum</i>	linein	6	FLO	L	2018
664	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	7	FLO	L	2018
665	MYRMICINAE	<i>Wasmannia</i>	<i>Wasmannia sp01</i>	wasm01	7	FLO	L	2018
666	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	FLO	L	2018
667	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	8	FLO	L	2018
668	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	FLO	L	2018
669	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sarsina</i>	pheisa	9	FLO	L	2018
670	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	9	FLO	L	2018
671	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	10	FLO	L	2018
672	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp02</i>	nyla02	10	FLO	L	2018
673	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	1	PSA	L	2018
674	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	2	PSA	L	2018
675	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	3	PSA	L	2018
676	ECTATOMMINAE	<i>Ectatomma</i>	<i>Ectatomma edentatum</i>	ectaed	3	PSA	L	2018
677	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	3	PSA	L	2018
678	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	4	PSA	L	2018
679	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp02</i>	sole02	5	PSA	L	2018
680	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	6	PSA	L	2018
681	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	6	PSA	L	2018

682	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	7	PSA	L	2018
683	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	7	PSA	L	2018
684	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	8	PSA	L	2018
685	PONERINAE	<i>Pachycondyla</i>	<i>Pachycondyla striata</i>	pachst	9	PSA	L	2018
686	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp07</i>	phei07	9	PSA	L	2018
687	ECTATOMMINAE	<i>Ectatomma</i>	<i>Ectatomma edentatum</i>	ectaed	9	PSA	L	2018
688	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	10	PSA	L	2018
689	FORMICINAE	<i>Camponotus</i>	<i>Camponotus sp01</i>	camp01	1	SSPnucleo	L	2018
690	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	1	SSPnucleo	L	2018
691	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	1	SSPnucleo	L	2018
692	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp03</i>	sole03	1	SSPnucleo	L	2018
693	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp05</i>	sole05	1	SSPnucleo	L	2018
694	MYRMICINAE	<i>Acromyrmex</i>	<i>Acromyrmex disciger</i>	acrodi	2	SSPnucleo	L	2018
695	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	2	SSPnucleo	L	2018
696	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	2	SSPnucleo	L	2018
697	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	3	SSPnucleo	L	2018
698	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	3	SSPnucleo	L	2018
699	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	5	SSPnucleo	L	2018
700	MYRMICINAE	<i>Acromyrmex</i>	<i>Acromyrmex disciger</i>	acrodi	5	SSPnucleo	L	2018
701	PONERINAE	<i>Hypoponera</i>	<i>Hypoponera sp02</i>	hypo02	5	SSPnucleo	L	2018
702	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole aberrans</i>	pheiab	5	SSPnucleo	L	2018
703	DORYLINAE	<i>Labidus</i>	<i>Labidus coecus</i>	labico	6	SSPnucleo	L	2018
704	MYRMICINAE	<i>Pheidole</i>	<i>Pheidole sp11</i>	phei11	6	SSPnucleo	L	2018
705	DORYLINAE	<i>Labidus</i>	<i>Labidus coecus</i>	labico	7	SSPnucleo	L	2018
706	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	7	SSPnucleo	L	2018
707	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	8	SSPnucleo	L	2018
708	MYRMICINAE	<i>Solenopsis</i>	<i>Solenopsis sp01</i>	sole01	8	SSPnucleo	L	2018
709	FORMICINAE	<i>Nylanderia</i>	<i>Nylanderia sp01</i>	nyla01	9	SSPnucleo	L	2018