

UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS

**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENTOMOLOGIA E CONSERVAÇÃO DA
BIODIVERSIDADE**

Padrões de Distribuição de Formicidae na Região Neotropical

Manoel Fernando Demétrio

DOURADOS – MS.

2014

UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS

**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENTOMOLOGIA E CONSERVAÇÃO DA
BIODIVERSIDADE**

Padrões de Distribuição de Formicidae na Região Neotropical

Manoel Fernando Demétrio

Orientador: Prof. Dr. Rogério Silvestre

Tese apresentada ao Programa de Pós Graduação em Entomologia e Conservação da Biodiversidade – FCBA/UFGD, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Doutor em Entomologia.

DOURADOS – MS.

2014

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Biblioteca Central da UFGD, Dourados, MS, Brasil

D377p Demétrio, Manoel Fernando.
Padrões de distribuição de formicidae na região
neotropical / Manoel Fernando Demétrio. – Dourados,
MS : UFGD, 2014.
191 p.

Orientador: Prof. Dr. Rogério Silvestre.
Tese (Doutorado em Entomologia e Conservação da
Biodiversidade) – Universidade Federal da Grande
Dourados.

1. Formigas (formicidae). 2. Biodiversidade (fauna e
flora). I. Silvestre, Rogério. II. Título.

CDD: 595.796

Responsável: Vagner Almeida dos Santos. Bibliotecário - CRB.1/2620

ÍNDICE

APRESENTAÇÃO	07
CAPÍTULO 1- INTRODUÇÃO GERAL.....	10
1.1. BIODIVERSIDADE.....	11
1.2. A PROBLEMÁTICA METODOLÓGICA.....	14
1.3. A REGIÃO NEOTROPICAL	15
1.4. FORMICIDAE COMO MODELO.....	21
1.5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	24
 CAPÍTULO 2- DIVERSIDADE, DISTRIBUIÇÃO E RARIDADE DE ESPÉCIES.....	32
2.1. MÉTRICAS DE DIVERSIDADE EM ESCALAS DISTINTAS.....	33
2.2. AMOSTRAGEM.....	34
2.3. RIQUEZA DE ESPÉCIES.....	35
2.4. MEDIDAS DE DIVERSIDADE ALFA.....	39
2.5. MODELOS DE DISTRIBUIÇÃO DE ABUNDÂNCIA.....	39
2.6. RARIDADE DE ESPÉCIES.....	44
2.7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	49
 CAPÍTULO 3- DIVERSIDADE E RARIDADE DE FORMIGAS DE SERAPILHEIRA NA REGIÃO NEOTROPICAL: ANÁLISE DE DISTRIBUIÇÃO DE ABUNDÂNCIA PARA A AMÉRICA DO SUL.....	52
RESUMO.....	53
ABSTRACT.....	54
3.1. INTRODUÇÃO.....	54
3.2. MATERIAL E MÉTODOS.....	57
3.3. RESULTADOS.....	64
3.4. DISCUSSÃO.....	85
3.5. CONCLUSÃO.....	92
3.6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	93

ANEXO 1 – LOCAL AND REGIONAL RICHNESS AND RARITY OF LEAF-LITTER ANTS: AN OVERVIEW FROM SPACIAL SCALE IN NEOTROPICAL REGION.....	116
ANEXO 2 – DISTRIBUTIONAL PATTERNS OF ARMY ANTS (<i>Eciton</i>) IN THE NEOTROPICAL REGION. A FIRST BIOGEOGRAPHY APPROACH: GENERALIZED TRACKS AND NODES.....	134
ANEXO 3 – INVENTÁRIO DA FAUNA DE FORMIGAS (HYMENOPTERA: FORMICIDAE) NO MATO GROSSO DO SUL, BRASIL	157

AGRADECIMENTOS

- AO MEU PAI SÉRGIO MANOEL DEMÉTRIO (SEMPRE ESTAREI COM O SENHOR);
- À MINHA QUERIDA MÃE, ROMILDE DEPIERI DEMÉTRIO, PELOS MAIS NOBRES ENSINAMENTOS E PELO CARINHO DIÁRIO;
- AO DR. ROGÉRIO SILVESTRE E SUA ESPOSA CÉLIA FOSTER SILVESTRE, PELA AMIZADE E PELO CARINHO AO ME RECEBER COMO UM MEMBRO DA FAMÍLIA;
- À CAPES, PELA CONCESSÃO DE SUBSÍDIOS .
- VITOR (VITÃO) E MARIA ALICE SILVESTRE (*IN MEMORIAN*), PELA AMIZADE E CARINHO;
- MURILO E LUNA SILVESTRE, PELA AMIZADE E CARINHO;
- AOS COMPANHEIROS DO LABORATÓRIO DE ECOLOGIA DE HYMENOPTERA- (HECOLAB-UFGD): BHRENNO MAIKON TRAD (PRIMO), DANIELE SHEIK DOURADO, FELIPE VARUSSA (MAYR), GABRIEL SANTOS (BAIANO), NELSON RODRIGUES DA SILVA (PRETO), TIAGO HENRIQUE AUKO (JESUS).
- PAULO ROBSON DE SOUZA (PAULINHO) E SUA EQUIPE DO LABORATÓRIO DE PRÁTICA DE ENSINO – CCBS-UFMS.
- À TODOS OS DOCENTES E DISCENTES DO PROGRAMA DE PÓS GRADUAÇÃO EM ENTOMOLOGIA E CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE (UFGD);
- À DIRETORIA DO PARQUE NACIONAL DA SERRA DA BODOQUENA (BONITO-MS), PELA PARCERIA E COMPROMETIMENTO COM NOSSA PESQUISA.
- AO DR. CARLOS ROBERTO FERREIRA BRANDÃO POR NOS RECEBER NO LABORATÓRIO DE HYMENOPTERA DO MUSEU DE ZOOLOGIA DA USP/ SP.

APRESENTAÇÃO

Estudos que abordam de forma integral a diversidade de espécies, perfis de raridade e o padrão de abundância relativa de espécies de serapilheira em escalas geográficas mais amplas ainda são escassos para a Região Neotropical.

Neste trabalho nos propusemos a reunir uma série de informações obtidas de inventários realizados na região centro-oeste pelo grupo de pesquisa do Laboratório de Ecologia de Hymenoptera- Hecolab, bem como agregar os dados de coletas padronizadas da fauna de Formicidae realizadas em diversas regiões da América do Sul por outros pesquisadores de outras instituições, que são ligados ao nosso grupo de pesquisa. Desta forma, esta tese está estruturada da seguinte maneira: no capítulo 1, abordamos a importância do fortalecimento de estudos da biodiversidade na Região Neotropical, em especial, na América do Sul e indicamos Formicidae como táxon modelo para estudos Ecológico-biogeográficos mais refinados em escalas distintas de investigação. No capítulo 2 apresentamos as métricas utilizadas referentes ao estudo da riqueza e diversidade local e regional, as múltiplas definições conceituais que caracterizam a raridade de espécies e os modelos propostos de abundância de espécies ao longo de gradientes geográficos mais amplos. No Capítulo 3, intitulado: “Diversidade e Raridade de Formigas de Serapilheira na Região Neotropical: Análise de Distribuição de Abundância para a América do Sul”, analisamos as coletas padronizadas da fauna de formigas de serapilheira, compreendendo várias regiões da América do Sul, considerando os biomas: Chaco (Argentino e Paraguai), Florestas Estacionais Deciduais sub-montanas do Centro-Oeste brasileiro (Domínios do Cerrado), Mata Atlântica (em um gradiente latitudinal abrangente), Floresta Atlântica Costeira do sul da Bahia, Floresta Amazônica (Região de Manaus) e Floresta Amazônica (Guiana Francesa). Averiguamos, progressivamente em escalas espaciais amplas, os perfis de

diversidade local e regional, o modelo de distribuição das espécies ao longo de gradientes latitudinais e longitudinais e a influência da raridade de espécies nesse segmento faunístico de serapilheira em florestas prístinas inseridas na América do Sul.

O Anexo I é referente a um manuscrito publicado na revista americana *Open Journal of Animal Science*, no qual propomos um modelo em inferência Bayesiana, como método complementar para inferirmos, em termos regionais, um limite da escala alfa amostral regionalmente para as formigas de serapilheira.

O Anexo 2, intitulado “Distributional Patterns of Army Ants (*Eciton*) in the Neotropical Region. A First Biogeography Approach: Generalized Tracks and Nodes”, submetido à revista *Acta Zoologica Mexicana*, realizamos uma primeira análise Pan-biogeográfica com espécies de formigas de correição do gênero *Eciton* Latreille, 1804, onde identificamos e nomeamos 19 traços generalizados e 10 nós biogeográficos ao longo de toda Região Neotropical e analisamos a congruência com outros grupos taxonômicos ao testar os limites das unidades biogeográficas proposta por Morrone para a Região Neotropical.

No Anexo 3, apresentamos um artigo, sob o título “Inventário da Fauna de Formigas (Hymenoptera: Formicidae) no Mato Grosso do Sul, Brasil”, aceito para publicação no periódico *Biota Neotropica*, onde apresentamos um Checklist da fauna de formigas, contemplada em inventários que realizamos no Pantanal, Complexo Aporé-Sucuriú, Serra da Bodoquena, Serra do Amolar, Chaco Brasileiro e Floresta Estacional Semidecidual Atlântica de Dourados. Foram identificadas para o estado 308 espécies de formigas, distribuídas em 69 gêneros dentro de 13 subfamílias. Foram registradas pela primeira vez no Estado as seguintes espécies consideradas raras para as fitofisionomias amostradas: *Acanthostichus longinodis*, *Atta vollenweideri*, *Cryptomyrmex boltoni*, *Heteroponera microps*, *Kalathomyrmex emeryi*, *Prionopelta punctulata*,

Probolomyrmex boliviensis, *Probolomyrmex petiolatus*, *Procryptocerus montanus*, *Stegomyrmex olindae*, *Thaumatomyrmex contumax* e *Tranopelta gilva*. Três novas espécies foram encontradas na Serra da Bodoquena em Floresta Estacional Decidual: *Asphinctanilloides* sp. n, *Stigmatomma (Amblyopone)* sp. n e *Probolomyrmex* sp. n., em processo de descrição.

Deste modo, ao longo do desenvolvimento dos referidos estudos abordados aqui, conseguimos elucidar de forma refinada e padronizada, como a fauna de formigas de serapilheira está estruturada em florestas pristinas tropicais tanto em amplitudes locais/regionais quanto em amplitude continental ao longo da América do Sul, gerando, de certa maneira, informações que podem auxiliar outros estudos de ordem biogeográfica e ecológica na Região Neotropical, principalmente com a inserção do modelo bayesiano construído nesta presente Tese, o que propicia uma poderosa ferramenta para futuras investigações, não somente com a mirmecofauna, mas com diferentes grupos taxonômicos, em estudos que contemplem biodiversidade e conservação de áreas.

CAPITULO 1

INTRODUÇÃO GERAL

1.1. BIODIVERSIDADE

A complexidade dos sistemas biológicos é reconhecida há muito tempo pelos cientistas. Durante décadas, ao longo dos séculos 19, 20 e agora 21, os biólogos passaram a compreender cada vez melhor essa complexidade, descrevendo os padrões que originam a diversidade biológica desde os níveis genético-moleculares mais básicos até as associações em escalas amplas que permitem reconhecer ecossistemas e biomas. Além disso, passou-se a compreender melhor que essa complexidade está estruturada geograficamente de diferentes formas e, o mais importante, que ela evolui ao longo de gradientes escalares de tempo e espaço (Magurran & McGill, 2011).

Podemos definir biodiversidade de diversas formas, dependendo dos objetivos e da área de atuação do pesquisador. Uma delas pode ser simplesmente o grau de variação de espécies que vivem em uma determinada área, podendo ser representada sob diferentes aspectos escalares, como um ecossistema, bioma, região ou até um planeta inteiro. Por outro lado, os biólogos definem biodiversidade de uma forma mais geral como sendo o total de genes, espécies e ecossistemas de uma região (Wilson, 2003). Uma vantagem desta definição é que ela apresenta uma visão unificada dos tradicionais quatro níveis da variedade biológica que tem sido identificada, quais sejam: diversidade de espécies, diversidade de ecossistemas, diversidade genética e diversidade molecular.

Para alcançarmos os objetivos propostos nesta tese nós adotamos a definição científica de biodiversidade como sendo sinônimo de abundância e riqueza de espécies. Riqueza de espécies é definida como o número total de espécies em uma dada comunidade, relevo ou região e não leva em consideração as abundâncias. Outros dois termos de grande importância são o de *range*, que é definido como o número de sítios ocupados por uma espécie dentro de uma região. Por fim, a *abundância relativa de espécies* é definida como a distribuição de frequências absolutas das abundâncias, que é

utilizado para se referir às espécies comuns ou raras de uma comunidade (Magurran & McGill, 2011).

A diversidade biológica não pode ser reduzida apenas ao conhecimento dos táxons que ocorrem em uma determinada área. Essa limitação do enfoque renega a um segundo plano a história da evolução da área. Ela pode esclarecer não apenas o entendimento do padrão de distribuição de um grupo em particular, mas também ao entendimento geral dos grupos que ocorrem em toda a área e os processos que levaram ao estabelecimento desse padrão (Carvalho, 2011).

A biodiversidade é regulada por vários fatores, em várias escalas, sendo esses fatores locais, como produtividade primária e estado de conservação dos ecossistemas ou fatores regionais, tais como gradientes latitudinais, altitude, relevo etc. (Whittaker, 1972; Moreno, 2001).

O refino no estudo da biodiversidade, onde concentramos esforços para descrever, medir e compreender a dinâmica dessa biodiversidade é um tópico expressivamente importante, que atualmente vem recebendo atenção especial por parte de pesquisadores das mais diversas linhas de investigação. Isso porque a alteração antrópica desencadeou o sexto maior evento de extinção na história da vida na terra e causou mudança generalizada na distribuição global de organismos (Wilson, 2003; Cardinale *et al.*, 2012).

Estudos ecológicos e biogeográficos indicam que diversos fatores abióticos podem influenciar a distribuição das espécies hoje em dia, tais como: clima, topografia, solos e hidrografia. Os fatores topográficos influenciam diretamente as características do solo e, conseqüentemente, a estrutura e dinâmica da floresta. Essas variações na estrutura e composição da floresta em gradientes topográficos geram uma grande variedade de microhábitats, que podem afetar diretamente a distribuição e número de

indivíduos das populações dentro das comunidades animais (Hillebrand & Matthiessen, 2009). A topografia, o clima e a vegetação são geralmente considerados os fatores mais importantes que determinam a distribuição de diversos grupos animais em uma macroescala espacial (Whittaker *et al.*, 2001). Os habitats que são estruturalmente mais simples, como campinas e capoeiras jovens, comparadas com áreas de floresta, podem conter poucas espécies, de forma que a riqueza local de espécies está também associada com a diversidade estrutural dos habitats (Silvestre *et al.*, 2012).

A biodiversidade, considerando a riqueza de espécies, não está distribuída de maneira uniforme na Terra. É menor nas regiões polares e maior nas tropicais, definindo áreas e, por consequência, regiões como megadiversas. Nas regiões tropicais e subtropicais, existe atualmente maior destruição dos habitats naturais, principalmente por pressões do crescimento populacional e atividades econômicas (Whittaker *et al.*, 2005; Wilson, 2005). Uma compreensão mais estruturada da biodiversidade pode ser obtida com uma análise do número de espécies de um grupo existente em nível global, regional ou local. Neste quesito, os inventários faunísticos e/ou florísticos atualmente são a forma mais direta para acessar e conhecer parte dos componentes da diversidade do bioma ou localidade, em um determinado espaço e tempo (Silveira *et al.*, 2010).

Detectar e descrever a fauna de uma determinada região, e interpretar os dados obtidos em campo, não se constitui em tarefa fácil, mesmo em grupos pouco diversificados. A elaboração de uma lista de qualquer táxon de vertebrados ou invertebrados não é uma tarefa trivial e envolve, além da utilização de técnicas específicas e eficientes para amostrar um determinado grupo, um conhecimento razoável sobre sua sistemática, taxonomia, ecologia e história natural em geral (Lewinsohn & Prado, 2005).

1.2. A PROBLEMÁTICA METODOLÓGICA

Inventários de biodiversidade documentam a distribuição espacial dos seres vivos. Segundo Longino & Colwell (1997) os objetivos de um inventário podem ser divididos em duas categorias amplas: caracterização de comunidade e inventário estrito. Inventários estritos tem como produto listagens de espécies, que, quando acuradas, servem para gerar o melhor entendimento de uma dada área. Existem casos que a identificação não pode ser conferida ao nível hierárquico de espécie, como no caso de grupos megadiversos, levando assim a listagens de táxons supraespecíficos ou até mesmo abordagens de morfo-espécies (delineamento de unidades de espécies, mas sem atribuir nomes válidos). Além da amostragem padronizada, listagem de espécies podem ser geradas através de consulta de material da região que esteja depositado em coleções (Brandão *et al.*, 2005).

A caracterização de comunidade utiliza amostragens estruturadas, padronizadas (a partir de réplicas, periodização de amostragens, técnicas amostrais, etc), a fim de estimar a distribuição das abundâncias de espécies, a riqueza da comunidade e a sua relação com outras comunidades (Magurran & McGill, 2011). A caracterização de comunidade envolve a identificar até o nome de espécie, mas a identificação pode não ser essencial quando se delimita as unidades. Aplicações da caracterização de comunidade incluem traçar prioridades na conservação e prover monitoramentos, através de varias medidas de diversidade, como riqueza, equitabilidade além da aplicação de análises comparativas de composição. A aplicação desta abordagem é baseada em protocolos bem estabelecidos e traçados de maneira em que podem ser reproduzidos fielmente em diversas localidades (Agosti & Alonso, 2000). Para a realização de tais inventários, além de traçar protocolos bem delineados, é necessário

contar com uma coleção de referência para basear o depósito e identificação do material taxonômico em questão.

1.3. A REGIÃO NEOTROPICAL

A região Neotropical é uma das seis grandes áreas, em um dos sistemas de divisão do globo em regiões com base em similaridade de fauna e de flora. As outras áreas são a região Neártica (incluindo as áreas temperadas do México, Estados Unidos, Canadá e Groenlândia), a região Paleártica (incluindo a Europa, a Ásia e a África ao norte do deserto do Saara, com as ilhas Madeira, Canárias e Cabo Verde), a região Afrotropical (toda a África ao sul do Saara), a região Oriental (incluindo a Índia, o Sudeste Asiático até Borneo, e o sudeste da China, com a ilha de Taipei) e a região Australiana e Oceania (incluindo a Austrália, Nova Zelândia e as ilhas e arquipélagos do Pacífico, como Micronésia, Polinésia e Havaí).

A região Neotropical corresponde à área que abrange toda a América do Sul, a América Central, o Caribe, as Antilhas e Bahamas, e as áreas tropicais do México. A complexidade faunística e florística da região Neotropical torna a obtenção de uma reconstrução da histórica biogeográfica completa da região um enorme desafio. Diferentes latitudes, e altitudes não têm a mesma composição de espécies e nem os mesmos ambientes. Os ambientes de florestas talvez sejam os mais bem conhecidos. A Floresta Atlântica obviamente tem uma grande relação faunística e florística com a diversidade da Amazônia e de florestas tropicais extra-amazônicas, incluindo as da América Central. (Morrone, 2001; Amorin, 2012).

A América do Sul perfaz a maior parte da região Neotropical, compreendida em 12 países e sete territórios, sendo eles: Argentina, Bolívia, Brasil, Chile, Colômbia, Equador, Guiana, Paraguai, Peru, Suriname, Uruguai e Venezuela e, os territórios da

Guiana Francesa, Ilha de Páscoa, Ilhas Galápagos, Ilhas Geórgia, Fernando de Noronha e Ilhas Malvinas. O Brasil é considerado um dos países megadiversos da região Neotropical, que juntamente com outros 16 países, abrigam cerca de 70% das espécies de animais e plantas do mundo (Lewinsohn & Prado, 2005). Além dessa grande diversidade, concentrada na multiplicidade de ecossistemas e biomas que a região apresenta, há também uma alta taxa de endemismo (Craw *et al.*, 1999; Morrone, 2001) .

Para entender a grande diversidade de espécies na Região Neotropical é necessário compreender um pouco da história geológica dessa região, além da distribuição geográfica das espécies (Crisci *et al.*, 2003; Morrone, 2004) . Muitas teorias utilizam dados geológicos para explicar a distribuição das espécies e os possíveis mecanismos de especiação que podem ter ocorrido durante eventos geológicos distintos.

Para a América do Sul, os fatores históricos que provavelmente afetam a distribuição das espécies estão ligados à evolução geológica da bacia Amazônica, como por exemplo, o soerguimento dos Andes, as introgressões marinhas e as mudanças associadas aos cursos dos rios. O núcleo da Placa da América do Sul é formado por dois grandes escudos cristalinos do Pré-Cambriano: o escudo das Guianas e o escudo Brasileiro, cujas idades estão entre 2,6 a 0,5 bilhões de anos (Figura 1). Os escudos cratônicos são parte da crosta terrestre, relativamente estáveis e pouco deformados em longos períodos de tempo (Lundberg *et al.*, 1998; Hoorn *et al.*, 2010). O escudo das Guianas compreende grande parte da superfície das Guianas, sul da Venezuela, sudeste da Colômbia e norte do Brasil. O escudo Brasileiro ocupa grande parte da superfície central e sudeste do Brasil. Essas áreas são recortadas por depressões que servem como locais de depósito de sedimentos há aproximadamente 500 milhões de anos e, *a priori*, atuaram efetivamente na formação das ecorregiões sulamericanas (Latrubesse *et al.*, 2007).

Entre os Andes e os escudos cristalinos ocorrem os arcos estruturais que limitam bacias intracratônicas (Hoorn *et al.*, 2010). Esse termo inclui características topográficas de várias origens que são barreiras reais ou potenciais de sistemas de drenagem. São formados a partir de compressões ocorridas dentro de uma placa tectônica (Rossetti *et al.*, 2005). Diversos arcos estruturais foram identificados na América do Sul, sendo que 12 ocorrem na bacia Amazônica. São eles: Gurupá, Monte Alegre, Purus, Carauari, El Baul, Auraca, Vaupés, Iquitos, Marañon, Serra do Moa, Jutai, Fitzcaraldo e Michicola, sendo este último no limite sudoeste entre a bacia Amazônica e a bacia Paraná-Paraguai.

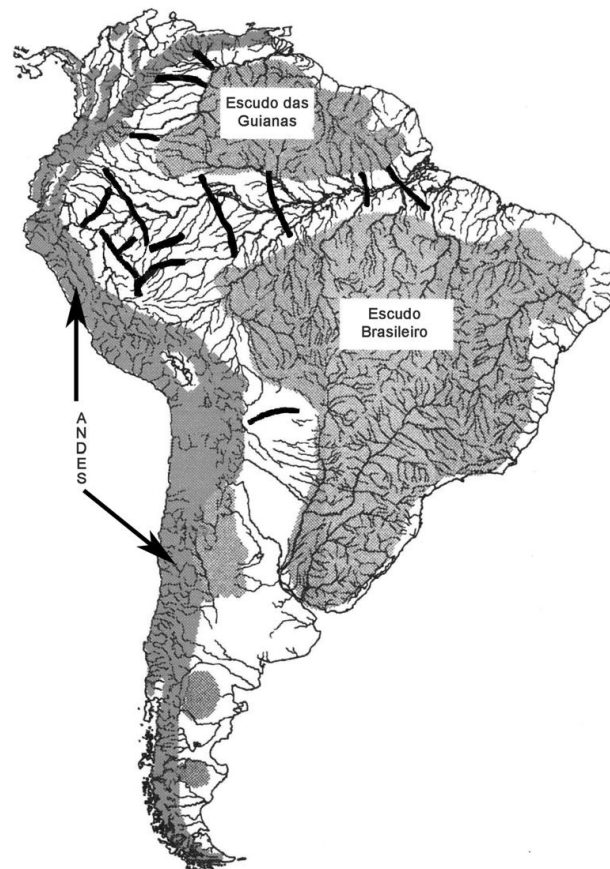


Figura 1: Características topográficas e geológicas da América do Sul: rede hidrográfica, escudos cristalinos (Escudo das Guianas e Brasileiro), Cordilheira dos Andes, Arcos Estruturais (barras negras). (Modificado de Lundberg *et al.*, 1998).

Durante o Paleozóico, a América do Sul estava ligada à África e a bacia Amazônica encontrava-se coberta por um mar aberto para o Pacífico. Há cerca de 112

milhões de anos, no início do Cretáceo, a América do Sul e a África começaram a se separar e a dividir a Gondwana, uma massa de terra que incluía também partes do sul da Ásia, Antártida e Austrália (Morrone, 2001). O oceano Atlântico começou a se formar a oeste e separou a América do Sul da África. O continente sul americano tem permanecido num estado de compressão oeste-leste do qual os Andes são o principal resultado. Há cerca de 90 milhões de anos, a separação entre a América do Sul e a África se completou, abrindo o oceano Atlântico. Com o soerguimento da margem continental oeste da América do Sul, a direção das drenagens mudou no sentido oeste para leste, chegando ao Atlântico, devido ao bloqueio do sistema fluvial para o Pacífico. Aproximadamente, no mesmo período, houve uma transgressão marinha devido a um aumento no nível do mar. Essa transgressão alcançou a região leste da bacia, estabelecendo condições marinhas completas sobre grande parte do que hoje é a Colômbia (Hoorn, 1994; Lovejoy *et al.*, 1998).

A principal elevação dos Andes ocorreu nos últimos 15 milhões de anos, quando a placa continental Sul-americana colidiu com a placa de Nazca. A placa de Nazca deslizou sob a placa Sul-Americana, empurrando a zona de contato para cima. Aparentemente, existem evidências de que o rio Amazonas corria em direção noroeste, para a região do Caribe, o que é agora o sistema do Orinoco. Há cerca de 10 milhões de anos, durante o Plioceno, o rio Amazonas escavou seu atual curso em direção ao leste, entre os planaltos do Brasil e das Guianas, desaguando no oceano Atlântico (Hoorn *et al.*, 2010). Essas dinâmicas de alocação de sedimentos que configuraram os perfis hidrográficos, juntamente com períodos climáticos mais frios e secos e períodos mais quentes e úmidos em alternância foram responsáveis, *a priori*, pela configuração da grande diversidade de habitats da América do Sul (Hoorn *et al.* 2010; Smith *et al.*, 2012).

Os fatores históricos estão associados com eventos de especiação ao longo do tempo, gerados por mudanças ambientais, especialmente climáticas, ou pela formação de barreiras geográficas naturais (Morrone, 2001). Deste modo, a principal razão para a grande diversidade biológica é a grande diversidade de habitats, desde o deserto árido na costa do Pacífico no Chile e Peru até as florestas tropicais no norte e leste da América do Sul, América Central e sul do México. Entre esses extremos, existem muito habitats intermediários. Na escala temporal, grandes alterações no clima e na configuração do relevo teriam causado expansões e retrações das florestas úmidas e secas da América do Sul. As florestas úmidas são representadas pelas Florestas Amazônica e Atlântica. As florestas secas estão representadas por aquelas que perdem parte das folhas durante um determinado período do ano (semidecíduas) e aquelas que perdem todas as folhas durante um período determinado do ano (decíduas), localizadas na Caatinga, Cerrado e Chaco (Prado, 2000).

Registros fósseis do Terciário e Quaternário indicam que as Florestas Secas Neotropicais já tiveram uma distribuição mais contínua no passado geológico recente, principalmente no final do Pleistoceno, mais precisamente no final do último período glacial, entre 18.000 e 8.000 anos atrás (Pennington *et al.*, 2000; Mayle, 2006; Werneck *et al.*, 2010). Esta distribuição original formava o chamado “Arco Pleistocênico” (Prado & Gibbs, 1993; Prado, 2000), configurado em uma grande área diagonal de formações abertas da América do Sul, estendendo-se desde a Caatinga no nordeste do Brasil até o Chaco na Argentina, onde ocorrem áreas de contato entre o Pantanal, o Chaco e o Cerrado. A diagonal de áreas abertas abriga uma grande diversidade de ecossistemas, incluindo um elevado número de espécies de flora e fauna endêmicas (Bucher, 1980; Vanzolini, 1988; Zanella, 2011). Com o aumento da temperatura e umidade, a partir do

final do último período glacial, estas florestas retraíram-se configurando na distribuição disjunta atual (Werneck *et al.*, 2012).

O período Quaternário, nos últimos dois milhões de anos, com um incremento de frequência e de intensidade dos ciclos de glaciação e interglaciação, deve ter afetado os padrões gerados ao longo do Terciário, promovendo extinção de muitos grupos e modificando a distribuição de espécies, especialmente relacionadas aos ambientes abertos, seguida por múltiplas sequências de eventos biogeográficos onde grupos de táxons antigos foram gradualmente divididos por eventos de vicariância na região e uma sequência de eventos individuais de trocas faunísticas entre subáreas, fazendo com que não haja um único padrão hierárquico tanto dispersivo quanto vicariante (Morrone, 2001; Costa, 2003).

Na região Neotropical, alguns avanços puderam ser obtidos mais recentemente com estudos de filogenia de vários grupos de animais e plantas, com análises biogeográficas desses dados com métodos que consideram a vicariância, com o estudo cuidadoso de dados paleontológicos de alguns dos grupos e a comparação dessa informação com dados da evolução geológica dos continentes. A congruência observada entre os padrões de distribuição de alguns grupos de dípteros (Amorim & Silva, 2002; Nihei & Carvalho, 2005) hemípteros (Grazia, 1997; Campos & Grazia, 2006), lepidópteros (Racheli & Racheli, 2004), besouros (Márquez & Morrone, 2003), Abelhas (Abrahamovich *et al.*, 2004), peixes (Malabarba *et al.* 1998), plantas (Burnham & Graham, 1999; Luna *et al.*, 2000) e, em alguma extensão, aves (Cracraft & Prum, 1988; Haffer, 1997; Borges, 2007) com eventos Cretáceo-Terciários da América do Sul favorece a ideia de que esses padrões foram formados ao longo de um extenso período, que se estende desde a formação da América do Sul como continente isolado, há cerca de 100 milhões de anos (Morrone, 2001; Amorin, 2012). O aumento de futuros estudos

biogeográficos e ecológicos em escalas expressivas na neotropical deverão detalhar com mais clareza os elementos históricos de distribuição e especiação da biota, fato este, que tem importância fundamental nas tomadas de decisões relacionadas à conservação de espécies e dos ambientes naturais prístinos.

1.4. FORMICIDAE COMO TÁXON MODELO PARA ESTUDOS EM BIODIVERSIDADE

Todas as formigas compreendem uma única família, Formicidae, pertencente à ordem Hymenoptera, com mais de 15.796 nomes de espécies válidos mundialmente, com estimativas que podem ultrapassar 20.000 espécies (Antweb, 2013). Atualmente são reconhecidas 22 subfamílias de Formicidae, diagnosticadas a partir de sinapomorfias potenciais. A região Neotropical abriga 15 destas, representadas por mais de 3.016 espécies válidas (Agosti & Alonso, 2000; Fernandez & Sendoya, 2004; Wilson & Hölldobler, 2005).

As formigas constituem um dos grupos de insetos mais importantes em florestas tropicais por serem extremamente abundantes. Elas influenciam fortemente os ecossistemas, uma vez que são importantes na incorporação de nutrientes ao solo e na sua aeração, além de serem predadoras de outros organismos regulando sua diversidade no ambiente (Hölldobler & Wilson, 1990). Apesar de ocuparem todos os estratos de um ambiente, muitos grupos mantêm relações estreitas com plantas obtendo recursos como pólen e néctar floral e extrafloral e na maioria das vezes protegendo a planta hospedeira de outros herbívoros (Delabie *et. al.*, 2007). A composição das espécies de formigas dentro das assembleias é influenciada pela distribuição dos recursos a serem explorados e pelas estratégias utilizadas para a sua obtenção, desta forma compartilham o nicho ecológico com outros organismos (Silvestre *et al.*, 2003).

A mirmecofauna, em termos comparativos, é especialmente apropriada para ser usada como uma ferramenta bioindicadora (ecológica, ambiental, evolutiva e de diversidade) por apresentar abundância local relativamente alta, riqueza de espécies local alta (alfa diversidade) e regional alta (gama diversidade), possuir muitos táxons especializados que apresentam sensibilidade às alterações do ambiente e à cobertura vegetal. Além disso, o táxon é amostrado com um custo relativamente baixo da metodologia de coleta, um protocolo já previamente definido e em geral, facilmente separado em morfo-espécies, o que torna eficiente os processos de realização de inventários rápidos de biodiversidade (Hölldobler & Wilson, 1990; Agosti & Alonso, 2000; Silvestre *et al.*, 2003).

A elaboração de listas de espécies coletadas em áreas de tamanho conhecido deve ser construída baseada em um protocolo de amostragem que possa ser, em termos comparativos, aplicado em diversos tipos de ambiente onde o táxon em questão ocorre. A acuidade e compleição dos inventários faunísticos colaboram para uma estimativa, ainda que imperfeita, do número de espécies em questão, desde que sejam seguidos critérios metodológicos claros e reprodutíveis (Bestelmeyer *et al.*, 2000; Brandão *et al.*, 2000). A necessidade de conhecimento real da taxonomia se faz necessária, pois a identificação correta possibilita estimativas confiáveis da riqueza e diversidade de espécies e a similaridade das áreas em questão corrobora para compreender, descrever e analisar a biodiversidade do grupo de estudo. Neste quesito citado acima, as Formigas estão em uma posição confortável quanto sua resolução taxonômica em relação a outros grupos de insetos.

Estudos sobre biodiversidade de formigas em ecossistemas preservados têm recebido atenção especial dos pesquisadores, devido a um grande número de processos ecológicos e comportamentais demonstrados pela dinâmica de suas populações na

comunidade, exercendo papel efetivo no fluxo energético em ecossistemas terrestres, embasando programas de conservação e avaliação de ecossistemas, sendo ainda essenciais para compor as estimativas confiáveis de riqueza de espécies dos grupos chamados “hiperdiversos”. Paralelamente a fauna que habita a serapilheira, juntamente com a do dossel das Florestas Tropicais, vêm sendo consideradas as próximas fronteiras biológicas em nosso conhecimento sobre a biodiversidade de invertebrados terrestres, onde as estimativas globais variam entre 5 e 80 milhões de espécies (Wilson & Hölldobler, 2005; Brandão *et al.*, 2005).

A serapilheira apresenta uma comunidade com alta complexidade estrutural. A particularização mecânica e decomposição progressiva por fungos e bactérias na serapilheira depositada geram micro-estratos neste ambiente, formado por folhas, gravetos, material vegetal reprodutivo, material particulado, camada espessa de fungos e expressiva quantidade de raízes nos horizontes orgânicos, promovendo uma grande diversidade de micro-habitats (Silva & Brandão, 2010; Silvestre *et al.*, 2012). A heterogeneidade dentro de cada micro-habitat é um fator importante na constituição da comunidade de formigas que nidifica e explora a serapilheira em florestas tropicais, com condições micro-climáticas de umidade, temperatura e insolação distribuídas de forma diversificada (Delabie *et al.*, 2007; Silva & Brandão, 2010). A complexidade de habitats cria oportunidades de instalação e sobrevivência de um número maior de espécies, em virtude da capacidade de suporte do meio (Andow, 1991), favorecendo a permanência das espécies nos remanescentes de floresta (Byrne, 1994; Delabie *et al.*, 2000).

Neste contexto a hiperdiversidade de formigas de serapilheira é considerada uma fronteira nos estudos contemporâneos que abordam a estrutura de comunidades (Agosti & Alonso, 2000; Wilson & Hölldobler, 2005; Silva *et al.*, 2007), com altos níveis de

diversidade ecológica, morfológica e taxonômica (Delabie *et al.*, 2000; Silva & Brandão, 2010; Silvestre *et al.*, 2012). Cerca de 60% de todas as espécies de Formicidae descritas no mundo (aproximadamente 16.000) habitam o solo e/ou a serapilheira (Wall & Moore, 1999; Silva & Silvestre, 2004). Em ambientes tropicais a serapilheira abriga uma expressiva fauna de formigas (Kaspari, 1996; Kaspari & Weaser, 1999), podendo ocorrer mais de 30 espécies em uma escala de 1 m² (Silva & Silvestre, 2004). A descrição da biodiversidade de Formicidae e dos processos responsáveis pela manutenção dessa diversidade é de extrema importância para modelar planos de conservação de ecossistemas naturais ou ameaçados (Alonso, 2000), além de contribuir para estudos biogeográficos, ecológicos e taxonômicos, principalmente em áreas que não houve nenhuma amostragem do grupo em questão (Demétrio *et al.*, in press).

1.5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abrahamovich, A.H., Díaz N.B., Morrone J.J. (2004). Distributional patterns of the neotropical and andean species of the genus *Bombus* (Hymenoptera: Apidae). *Acta Zoológica Mexicana*, **20** (1), 99-117.

Agosti, D. & Alonso, L. E. (2000). The ALL Protocol: a standard protocol for the collection of ground-dwelling ants. (ed. by D. Agosti, J. D. Majer, L. E. Alonso & T. R. Schultz). pp. 204–206. *Ants: Standard Methods for Measuring and Monitoring Biodiversity*. Smithsonian Institution Press, Washington.

Amorin, D.S. (2012). Biogeografia da Região Neotropical. (ed. by R.J. Albertino, G.A.R. Melo, C.J.B. Carvalho, S.A. Casari, R. Constantino). pp. 112- 132. *Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia*. Holos, Ribeirão Preto.

Amorim, D.S. & Silva, V.C. (2002). How far advanced was Diptera evolution in Pangaea. *Annales de la Société Entomologique de France*, **38**, 177-200.

Andow, D.A. (1991). Vegetational diversity and arthropod population responses. *Annual Review of Entomology*, **36**, 561-586.

Antweb (2013). www.antweb.org. acesso em 20/10/2013.

Bestelmeyer, B.T., Agosti, D., Alonso, L.E., Brandão, C.R.F., Brown, W.L. JR., Delabie, J.H.C., Silvestre, R. (2000). Field techniques for the study of ground-dwelling ants. (ed. by D. Agosti, J. D. Majer, L. E. Alonso & T. R. Schultz). pp. 124-122. *Ants: standard methods for measuring and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institution Press, Washington.

Borges, S. H. (2007). Análise biogeográfica da avifauna da região oeste do baixo Rio Negro, Amazônia brasileira. *Revista Brasileira de Zoologia*, **24(4)**, 919-940.

Brandão, C. R. F.; Silvestre, R.; Reis-Menezes, A. (2000). Influência das interações comportamentais entre espécie de formigas em levantamentos faunísticos em comunidades de cerrado. (ed. by R. P. Martins, T. M. Lewinsohn & M. S. Barbeitos) pp. 371-404. *Ecologia e comportamento de Insetos*. Série Oecologia Brasiliensis, vol. VIII. PPGE-UFRJ. Rio de Janeiro, Brasil.

Brandão, C. R. F.; Silva, R. R.; Scott-Santos, C. (2005). Estratégias para avaliação da riqueza e diversidade de Hymenoptera e Isoptera ao longo de um gradiente latitudinal na Mata Atlântica: a floresta pluvial do leste do Brasil. (ed. by J. L. Bousquets & J. J. Morrone). pp. 469-483. *Regionalización biogeográfica em Iberoamérica y tópicos afines*. (Jornadas Biogeográficas de la Red Iberoamericana de Biogeografía y Entomología Sistemática). CYTED/ UNAM/CONABIO, México.

Bucher, H. (1980). Ecología de la fauna Chaqueña. Una revisión. *Ecosur*, **7(4)**, 111-159.

Burnham, R. J.; Graham, A. (1999). The history of Neotropical vegetation: new developments and status. *Annals of Missouri Botanical Garden*, **86(2)**, 546-589.

Byrne, M.M. (1994). Ecology of twig-dwelling ants in a wet lowland tropical Forest. *Biotropica*, **26**, 61-72.

Campos, L.A. & Grazia, J. (2006). Análise Cladística e Biogeografia de Ochlerini Rolston (Heteroptera: Pentatomidae). *Iheringia, Série Zoologia*, **96**(2), 147-163.

Cardinale, B. J., Duffy, J. E., Gonzalez, A., Hooper, D. U., Perrings, C., Venail, P., Narwani, A., Mace, G. M., Tilman, D., Wardle, D. A., Kinzig, A. P., Daily, G. C., Loreau, M., Grace, J. B., Larigauderie, A., Srivastava, D. S., Naeem, S. (2012). Biodiversity loss and its impact on humanity. *Nature*, **486**, 59-68.

Carvalho, C.J.B. (2011). Padrões de endemismos e a conservação da biodiversidade. *Megadiversidade*, **5**, 77-86.

Costa, L.P. (2003). The historical bridge between the Amazon and the Atlantic Forest of Brazil: a study of molecular phylogeography with small mammals. *Journal of Biogeography*, **30**, 71-86.

Cracraft, J. & Prum, R.O. (1988). Patterns and processes of diversification: speciation and historical congruence in some neotropical birds. *Evolution*, **42**, 603-620.

Craw, R.C.; Grehan, J.R., Heads, M.J. (1999). *Panbiogeography: Tracking the History of Life*. Oxford University Press, New York.

Crisci, J.V., Katinas L., Posadas P. (2003). *Historical Biogeography: an introduction*. Harvard University Press, London.

Delabie, J.H.C., Agosti, D., Nascimento, I.C. (2000). Litter ant communities of the Brazilian Atlantic rain forest region. *School of Environmental Biology*, **18**: 1-17.

Delabie, J.H.C., Jahyni, B., Nascimento, I. C., Mariano, C. S. F., Lacau, S., Campiolo, S., Philpott, S. M., Leponce, M. (2007). Contributions of cocoa plantations to the conservation of native ants (Insecta: Hymenoptera: Formicidae) with a special emphasis on the Atlantic Forest fauna of southern Bahia, Brazil. *Biodiversity Conservation*, **16**, 2359-2384.

Fernández, F. & Sendoya S. (2004). Synonymic list of Neotropical ants (Hymenoptera: Formicidae). *Biota Colombiana*, **5**, 3-105.

Grazia, J. (1997). Cladistic analysis of the *Evoplilus* genus group of Pentatomini (Heteroptera: Pentatomidae). *Journal of Comparative Biology*, **2(1)**, 43-48.

Haffer, J. (1997). Alternative models of vertebrate speciation in Amazonia: An overview. *Biodiversity and conservation*, **6(3)**, 451-476.

Hillebrand, H., Matthiessen, B. (2009). Biodiversity in a complex world: consolidation and progress in functional biodiversity research. *Ecology Letters*, **12**, 1405–1419.

Hölldobler, B. & Wilson, E.O. (1990). *The Ants*. The Belknap Press of Harvard University, Cambridge.

Hoorn, C. (1994). Fluvial paleoenvironments in the intracratonic Amazonas Basin. *Paleogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, **109**, 1-57.

Hoorn, C., Wesselingh F.P., Ter Steege H., Bermudez M.A., Mora A., Sevink J., Sanmartín, I., Sanchez-Meseguer A., Anderson C. L., Figueiredo, J. P., Jaramillo, C., Riff, D., Negri, F. R., Hooghiemstra, H., Lundberg, J., Stadler, T., Särkinen, T., Antonelli A. (2010). Amazonia through time: Andean uplift, climate change, landscape evolution, and biodiversity. *Science*, **330 (6006)**, 927-931.

Kaspari, M. (1996). Litter ant patchiness at the 1-m² scale: disturbance dynamics in three Neotropical forests. *Oecologia*, **107**, 265-273.

Kaspari, M. & Weiser, M. (1999). The size-grain hypothesis and interspecific scaling in ants. *Functional Ecology*, **13**, 530-538.

Latrubesse, E. M., Silva, S. A. F., Cozzuol, M., Absy, M. L. (2007). Late Miocene continental sedimentation in southwestern Amazonia and its regional significance: biotic and geological evidence. *Journal of South American Earth Sciences*, **23**, 61-80.

Lewinsohn, T. M. & Prado, P. I. (2005). How many species are there in Brazil? *Conservation Biology*, **19**(3), 619-624.

Longino, J.T. & Colwell, R.K. (1997). Biodiversity assessment using structured inventory: capturing the ant fauna of a lowland tropical rainforest. *Ecological Applications*, **7**, 1263-1277.

Lovejoy, N. R., Bermingham, E., Martin, A. P. (1998). Marine incursion into South America. *Nature*, **396**, 421-422.

Luna, I., Alcántara, O., Morrone, J.J., Espinosa, D. (2000). Track analysis and conservation priorities in the cloud forests of Hidalgo, Mexico. *Diversity and Distributions*, **6**, 137-143.

Lundberg, J.G., Marshall, L.G., Guerrero, J., Horton, B., Malabarba, M.C.S.L., Wesselingh, F. (1998). The stage for Neotropical diversification: a history of tropical South American rivers. (ed. by L.R. Malabarba, R.E. Reis, R.P. Vari, Z.M.S. Lucena, C.A.S. Lucena) pp. 13-48. *Phylogeny and Classification of Neotropical Fishes*. EDIPUCRS, Porto Alegre.

Magurran, A.E. & McGill, B.J. (2011). *Biological Diversity - Frontiers in measurement and assessment*. Oxford University Press, Oxford.

Malabarba, L.R., Reis, R.E., Vari, R.P., Lucena, Z.M.S., Lucena, C.A.S. (1998). *Phylogeny and Classification of Neotropical Fishes*. EDIPUCRS.

Márquez, J. & Morrone, J. J. (2003). Análisis panbiogeográfico de las especies de *Homalolinus* y *Heterolinus* (Coleoptera: Staphylinidae: Xantholinini). *Acta Zoologica Mexicana*, **90**, 15-25.

Mayle, F. E. (2006). *The late quaternary biogeographical history of South American seasonally dry tropical forests; insights from paleo-ecological data*. (ed. by T. R.

Pennington, G. P. Lewis, J. A Ratter), pp. 395-415. Neotropical savannas and seasonally dry forests: plant diversity, biogeography, and conservation. Taylor & Francis, London.

Moreno, C.E. (2001). Métodos para medir la biodiversidad. *Manuales y Tesis SEA*, **1**, 1-84.

Morrone, J.J. (2001). Homology, biogeography and areas of endemism. *Diversity and Distribution*, **7**, 297-300.

Morrone, J.J. (2004). Panbiogeografía, componentes bióticos y zonas de transición. *Revista Brasileira de Entomologia*, **48 (2)**, 142-162.

Nihei, S.S. & Carvalho C. J. B. (2005). Distributional patterns of the neotropical fly genus *Polietina* Schnabl & Dziedzicki, 1911 (Diptera, Muscidae): a phylogeny supported analysis using panbiogeographic tools. *Papéis Avulsos de Zoologia*, **45 (25)**, 313-326.

Pennington, T. R., Lavin, M., Oliveira-Filho, A. (2009). Woody plant diversity, evolution and ecology in the tropics: perspectives from seasonally dry tropical forests. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematic*, **40**, 437-457.

Prado, D. E. (2000). Seasonally dry forests of tropical south america: from forgotten ecosystems to a new phytogeographic unit. *Edinburgh Journal of Botany*, **57**, 437-461.

Prado, D.E. & Gibbs, P.E. (1993). Patterns of species distribution in the dry seasonal forest of South America. *Annals of the Missouri Botanical Garden*, **80**, 902-927.

Racheli, L. & Racheli, T. (2004). Patterns of Amazonian area relationships base on raw distributions of papilionid butterflies (Lepidoptera: Papilionidae). *Biological Journal of the Linnean Society*, **82**, 345-357.

Rossetti, D. F., Toledo, P. M., Góes, A. M. (2005). New geological framework for Western Amazonia (Brazil) and implications for biogeography and evolution. *Quaternary Research*, **63**, 78-89.

Silva, R. R. & Silvestre, R. (2004). Diversidade de formigas (Hymenoptera: Formicidae) em Seara, Oeste de Santa Catarina. *Biotemas*, **13**, 85-105.

Silva, R. R.; Feitosa, R. S. M.; Eberhardt, F. (2007). Reduced ant diversity along a hábitat regeneration gradient in the southern Brazilian Atlantic Forest. *Forest Ecology and Management*, **240**, 61-69.

Silva, R.R. & Brandão C.R.F. (2010). Morphological patterns and community organization in leaf-litter ant assemblages. *Ecological Monographs*, **80**, 107-124.

Silveira, L.F., Beisiegel, B.M., Curcio, F.F., Valdujo, P.H., Dixo, M., Verdade, V. K., Mattox, George, M. T., Cunningham, P. T. M. (2010). Para que servem os inventários de fauna? *Estudos Avançados*, **24(68)**, 173-207.

Silvestre, R.; Brandão, C.R.F., Silva, R.R. (2003). Grupos funcionales de hormigas: el caso de los gremios del Cerrado, Brasil. (ed. By F. Fernández). pp. 113-143. *Introducción a las hormigas de la región Neotropical*. Instituto Humboldt, Bogotá.

Silvestre, R., Demétrio, M. F., Delabie, J. H. C. (2012). Community Structure of Leaf-Litter Ants in a Neotropical Dry Forest: A Biogeographic Approach to Explain Betadiversity. *Psyche*, **2012**, 1-15.

Smith, B.T., Amei, A., Klicka, J. (2012). Evaluating the role of contracting and expanding rainforest in initiating cycles of speciation across the Isthmus of Panama. *Proceedings of the Royal Society B-Biological Sciences*, **279(1742)**, 3520-3526.

Vanzolini, P.E. (1988). Distributional patterns of South American Lizards. (ed by P.E. Vanzolini & W.R. Heyer) p.317-342. *Proceedings of a Workshop on Neotropical Distribution Patterns*. Academia Brasileira de Ciências, Rio de Janeiro.

Wall, D. H. & Moore, J.C. (1999). Interactions underground. *BioScience*, **49(2)**, 109-117.

Werneck F. P., Nogueira, C., Colli G. R., Sites J. W. , Costa, G. C. (2012). Climatic Stability in the Brazilian Cerrado: Implications for Biogeographical Connections of South American Savannas, Species Richness and Conservation in a Biodiversity Hotspot. *Journal of Biogeography*, **39(9)**, 1695-1706.

Whittaker, R. H. (1972). Evolution and measurement of species diversity. *Taxon*, **12**, 213-251.

Whittaker, R. H., Willis, K.J., Field, R. (2001). Scale and species richness: towards a general, hierarchical theory of species diversity. *Journal of Biogeography*, **28(4)**, 453-470.

Whittaker, R.J.; Araújo, M.B., Jepson, P., Ladle, R.J., Watson , J.E.M., Willis, K.J. (2005). Conservation Biogeography: assessment and prospect. *Diversity and Distributions*, **11**, 3-23.

Wilson, E.O. (2003). The encyclopedia of life. *Trends in Ecology and Evolution*, **18**:77-80.

Wilson, E. O. (2005). Systematics and the future of bio1ogy. *PNAS*, **1(2)**, 6520-6521.

Wilson, E.O. & Hölldobler, B. (2005). The rise of ants: a phylogenetical and ecological explanation. *PNAS*, **102(21)**, 7411-7414.

Zanella, F.C.V. (2011). Evolução da Biota da Diagonal de Formações Abertas Secas da América do Sul. (ed by C.J.B Carvalho; E.A.B. Almeida). pp.198-220. *Biogeografia da América do Sul: padrões e processos*. Editora Roca, São Paulo.

CAPITULO 2

DIVERSIDADE, DISTRIBUIÇÃO E RARIDADE DE ESPÉCIES

2.1. MÉTRICAS DE DIVERSIDADE EM ESCALAS DISTINTAS

A diversidade dentro de um hábitat não deve ser confundida com a diversidade de uma região que contém vários hábitats. Portanto, de acordo com a escala utilizada, podem-se distinguir três tipos de diversidade: alfa (α), beta (β) e gama (γ). A diversidade α , ou local, corresponde à diversidade dentro de um hábitat ou comunidade, e é bastante sensível à definição de hábitat, e à área e intensidade da amostragem. A diversidade γ , ou regional, corresponde à diversidade de uma grande área, bioma, continente, ilha, etc. A diversidade β corresponde à diversidade entre hábitats ou outra variação ambiental qualquer, isto é, mede o quanto a composição de espécies varia de um lugar para outro (Whittaker, 1972).

É bastante inviável, ou mesmo impossível, amostrar todas as espécies de um determinado hábitat. Assim, as medidas de diversidade se restringem a determinados grupos como, por exemplo, a diversidade de aves, borboletas ou de espécies arbóreas de um determinado hábitat. Entretanto, alguns problemas de ordem prática podem surgir quando medimos a diversidade de espécies. Para alguns grupos taxonômicos não é possível identificar os indivíduos ao nível de espécie. Neste caso, é possível medir a diversidade considerando outros níveis de classificação como gênero, família, ordem ou mesmo tipos morfológicos (Chase, 2012). Outro problema surge quando o pesquisador está interessado em espécies que possuem fases de vida com características distintas. Por exemplo, fases de larva e adulto, que vivem em diferentes ambientes, exercendo papéis distintos no ecossistema, devem ser consideradas como um mesmo grupo? Uma solução proposta, neste caso, é medir a diversidade considerando-se tipos ecológicos (guildas) mais do que espécies. Ainda, o uso do número de indivíduos pode não ser uma medida adequada. Por exemplo, ao medir a diversidade de carnívoros num determinado ambiente pode ser mais útil considerar uma medida de biomassa de cada espécie ao

invés do número de indivíduos (Magurran, 1988). De fato, o que a medida de diversidade requer é uma estimativa da importância da espécie na comunidade, e esta pode ser números, biomassa ou até medidas de produtividade. Os objetivos do estudo irão determinar a melhor medida.

2.2. AMOSTRAGEM

As diferentes técnicas atualmente utilizadas para se inventariar a biota, seja ela de qualquer grupo taxonômico, são a forma mais direta para se acessar parte dos componentes da diversidade em um bioma ou localidade, em um determinado espaço e tempo. Entretanto, é fundamental que se entenda que os componentes dessa diversidade jamais serão amostrados de forma completa. Afinal, a essência do termo amostragem é a obtenção de uma parte que represente, de forma adequada, a totalidade do objeto de estudo (Chase, 2012). Os resultados de qualquer amostragem constituem-se no somatório da(s) técnica(s) utilizada(s), da habilidade de quem conduz o inventário em detectar os organismos no espaço amostral e do componente temporal, expresso tanto em razão das horas gastas em campo quanto da própria composição histórica da fauna, que, naturalmente, vai variar entre as localidades (Bestelmeyer *et al.* 2000, Silveira *et al.* 2010). A quantificação da riqueza e da diversidade de espécies depende, além da própria natureza da comunidade, do esforço amostral despendido, uma vez que o número de espécies aumenta com o aumento do número de indivíduos amostrados. Desta forma, podemos visualizar nas curvas de acumulação de espécies o quanto um estudo se aproxima da suficiência amostral, para que, preliminarmente possamos conhecer a diversidade de um grupo taxonômico do local/região em estudo. Obtendo-se várias curvas a partir da adição aleatória das amostras pode-se calcular uma curva do coletor média (Figura 01).

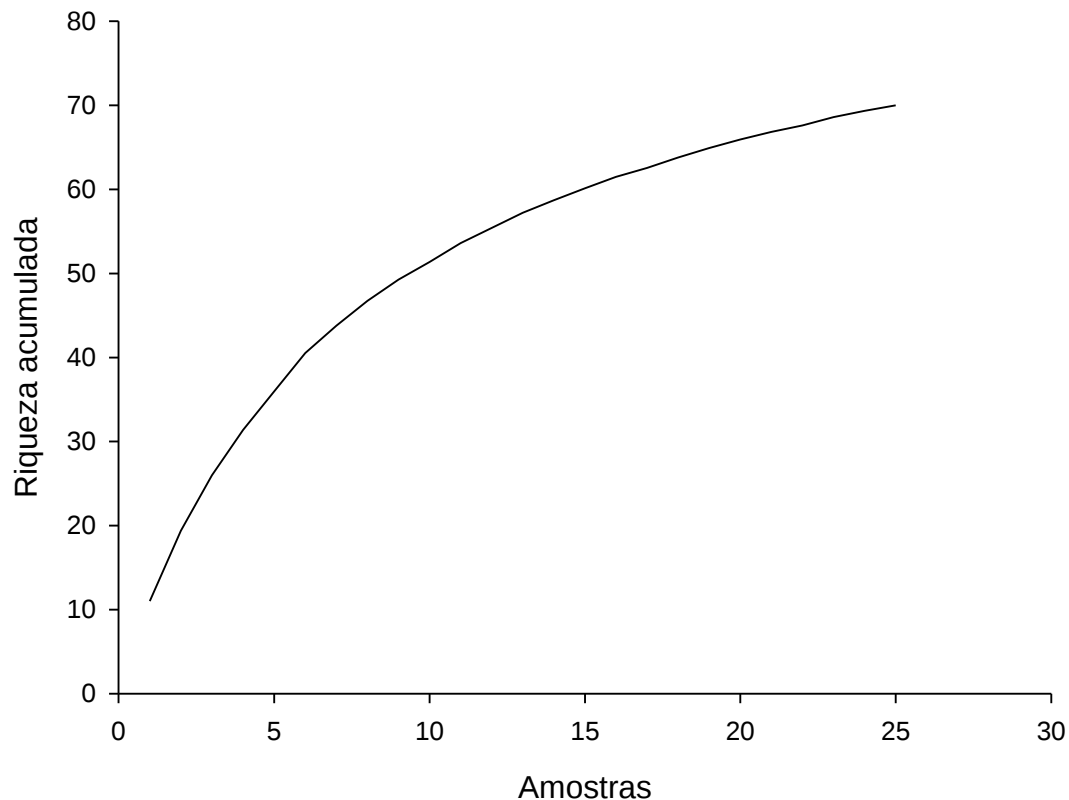


Figura 01. Curva de acumulação de espécies para uma comunidade local hipotética. O número de espécies aumenta com o aumento do esforço amostral.

Em todo caso, a estabilização da curva é bastante difícil, pois muitas espécies raras costumam ser adicionadas após muitas amostragens, sobretudo em regiões tropicais. Assim, medidas de riqueza de espécies que permitam estimar a riqueza a partir dos dados obtidos, ou comparar inventários entre diferentes áreas com diferentes unidades amostrais são bastante úteis nestes casos.

2.3. RIQUEZA DE ESPÉCIES

Em comparações de comunidades, o número de espécies por número de indivíduos amostrados é uma medida bastante útil. Entretanto, frequentemente a comparação de comunidades é baseada em diferentes tamanhos amostrais, que, por sua vez, irão dificultar conclusões. Como podemos solucionar essa problemática de

diferença amostral? Para lidar com este problema uma solução proposta é a técnica de Rarefação, que consiste em calcular o número esperado de espécies em cada amostra para um tamanho de amostra padrão. Essa técnica foi inicialmente criada por Sanders (1968) e corrigida por Hurlbert (1971) e Simberloff (1972), como padronização inicial da fórmula. O número esperado de espécies é obtido pela equação:

$$E(S_n) = \sum_{i=1}^s \left[1 - \frac{\binom{N-N_i}{n}}{\binom{N}{n}} \right]$$

Onde, $E(S_n)$ = Número de espécie esperado para um determinado número de amostras padronizadas; N = Número total de indivíduos amostrados; N_i = Número de indivíduos da i -ésima espécie; n = Número de amostras padronizadas.

Coleman (1981) propôs uma outra função (“random placement”) que visava prever quantas espécies seriam encontradas em uma dada fração de uma área maior amostrada. Segundo Brewer & Williamson (1994), uma modificação dessa função produz resultados extremamente similares ao obtido pela fórmula de Sanders corrigida por Hurlbert (1971). Como tem menor demanda computacional, é o método usado na maioria dos programas que calculam as curvas de rarefação como forma padronizada.

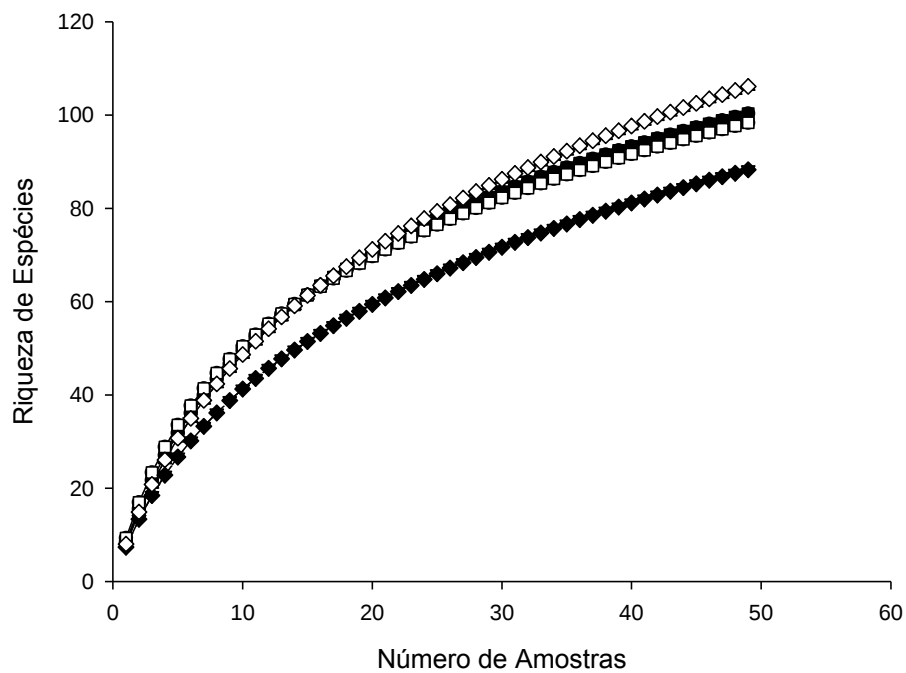


Figura 02. Curvas de rarefação para quatro localidades hipotéticas com pequenas diferenças amostrais.

Outras medidas de riqueza de espécies, que permitem comparar dados obtidos com métodos e esforço de coletas diferentes, são as estimativas de riqueza. Tais medidas possibilitam estimar o número total de espécies numa determinada comunidade a partir dos dados amostrais. Entre estas estão os estimadores Jackknife (1 e 2), Chao (1 e 2) e Bootstrap. A vantagem desses estimadores é a disponibilidade de equações para o cálculo de limites de confiança da estimativa.

O método Jackknife 1 estima a riqueza total utilizando o número de espécies que ocorrem em apenas uma amostra (uniques). A estimativa de riqueza é calculada pela equação:

$$S_j = s + Q_1 \frac{n-1}{n}$$

Onde S_j é a riqueza estimada, s é a riqueza observada, Q_j é o número de espécies que ocorrem em exatamente j amostras, e n é o número de amostras. Já o Jackknife 2 utiliza os *uniques* e o número de indivíduos que ocorrem em duas amostras (*duplicates*) e é calculado pela equação:

$$S_j = s + \frac{Q_1(2n-3)}{n} - \frac{Q_2(n-2)^2}{n(n-1)}$$

O método Chao 1 estima a riqueza total utilizando o número de espécies representadas por apenas um indivíduo nas amostras (*singletons*), e o número de espécies com apenas dois indivíduos nas amostras (*doubletons*). A estimativa de riqueza é calculada pela equação:

$$S_c = s + \frac{F_1^2}{2 F_2}$$

Onde S_c é a riqueza estimada, s é a riqueza observada, F_i é o número de espécies que têm exatamente i indivíduos em todas as amostras. O Chao 2 é uma adaptação que utiliza os *uniques* e os *duplicates*, e pode ser calculada substituindo F_i por Q_j , o qual corresponde ao número de espécies que ocorrem em exatamente j amostras (Gotelli *et al.* 2011).

O método Bootstrap estima a riqueza total utilizando dados de todas as espécies, não se restringindo às espécies raras. Este método, entretanto, requer o uso de simulação em computador, onde uma amostra aleatória de tamanho n é retirada dos dados obtidos, usando amostragem com reposição. A estimativa de riqueza é então calculada pela equação:

$$S_b = S + \sum (1-p_i)^n$$

Onde: b é a riqueza estimada, s é a riqueza observada, e p_i é a proporção das amostras n que contêm a espécie i . Estes passos devem ser realizados de 100 a 500 vezes no computador (Gotelli *et al.*, 2011).

2.4. MEDIDAS DE DIVERSIDADE α

Embora os modelos de abundância de espécies descrevam a diversidade de maneira mais completa, os índices baseados nas abundâncias proporcionais das espécies são as medidas de diversidade mais utilizadas em ecologia. Estes índices levam em conta, tanto a uniformidade (eqüitabilidade) quanto a riqueza de espécies, sendo chamados também de índices de heterogeneidade. O aumento do número de espécies ou o aumento da uniformidade das abundâncias aumenta a diversidade.

O índice mais utilizado é o índice de Shannon-Wiener (H'), procedente da teoria da informação. Este índice dá maior peso para as espécies raras, e é obtido pela equação:

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \ln p_i$$

Onde S é o número de espécies, p_i é a proporção da espécie i , estimada como n_i/N , onde n_i é a medida de importância da espécie i (número de indivíduos, biomassa), e N é o número total de indivíduos. Na prática o valor máximo de H' é $\ln S$, e o mínimo é $\ln [N/(N - S)]$.

2.5. MODELOS DE DISTRIBUIÇÃO DE ABUNDÂNCIA

Alguns padrões simples abordados pela ecologia das comunidades tais como range, abundância e diversidade têm despertado a atenção dos ecologistas por mais de 60 anos. A distribuição do range e da abundância de espécies, a variação da diversidade

entre sítios, as relações entre range e abundância e o crescimento da diversidade com a área tem sido investigados em diversos cenários (Fisher *et al.*, 1943; Preston, 1948; Magurran, 1988; Hubbel, 2001; Chase, 2012).

Tais padrões são geralmente produzidos por características inerentes às espécies, que em um ambiente particular faz com que uma espécie seja comum e outra rara, ou com que uma espécie seja especialista para uma faixa estreita de condições, enquanto que outra pode ser generalista e é encontrada em toda parte da comunidade. Sendo assim, o estudo dos padrões ecológicos pode ser usado para inferir a natureza dos processos ecológicos e ajuda a estabelecer metas para a preservação e manutenção da biodiversidade (Chase, 2012).

Nenhuma comunidade real apresenta de fato uma diversidade máxima onde todos os grupos definidos (espécies, guildas) têm importâncias iguais. Em geral, na natureza, para o número total de grupos, a maior parte dos seus constituintes é rara (poucos indivíduos, pequena biomassa, baixa produtividade, ou outra medida de importância) enquanto poucos são dominantes ou comuns (altos valores de importância).

Nesta esfera de investigação, existem duas formas de se apresentar a relação entre espécies e abundância tecnicamente. A primeira é a distribuição de frequências (histograma) da variável número de indivíduos por espécies. Através da abundância relativa de espécies podemos descrever as classes de espécies raras (baixa abundância) e as espécies comuns (grande abundância), além das abundâncias intermediárias. Existem dois caminhos para se entender a abundância relativa de espécies de uma comunidade: descritivo e mecânico (Magurran & McGill, 2011).

Utilizando técnicas descritivas, cientistas podem ajustar um modelo matemático a dados reais e inferir princípios biológicos e estimar parâmetros. Por outro lado, com

base em fatos biológicos podemos elaborar modelos matemáticos e então ajustar isto a dados reais, proporcionando uma ferramenta poderosa para a previsão do futuro da distribuição da abundância relativa de espécies (Maguran, 1988). A segunda, a curva da abundância como função do rank de espécies em abundância, é uma ferramenta extremamente útil popularizada por Whittaker (1972) para se estudar a diversidade de espécies em uma comunidade, e consiste em se esboçar curvas em escala logarítmica da fração da abundância de espécies versus o rank da abundância de espécies, com as espécies mais comuns possuindo rank menores. As curvas construídas nesse plano são muito ricas em informações, incluindo riqueza de espécies, o grau de dominância da espécie mais comum, o número de espécies raras que a comunidade contém (Wiens & Donoghue, 2004).

Tal observação levou ao desenvolvimento de *modelos de abundância de espécies*, também chamados *diagramas de ranks de abundância*. Estes modelos utilizam o conjunto total dos valores de importância de cada espécie, plotando tais valores contra um *rank* de abundância das espécies, ou seja, as espécies são plotadas quanto a sua abundância em uma progressão configurada pelas classes de espécies raras, intermediárias e abundantes no contexto. A linha que se ajusta aos pontos é o modelo que explica a diversidade. Deste modo, quatro modelos principais são propostos: a série geométrica, a série logarítmica, a distribuição logaritmo normal, e o modelo *broken stick* (Figura 03).

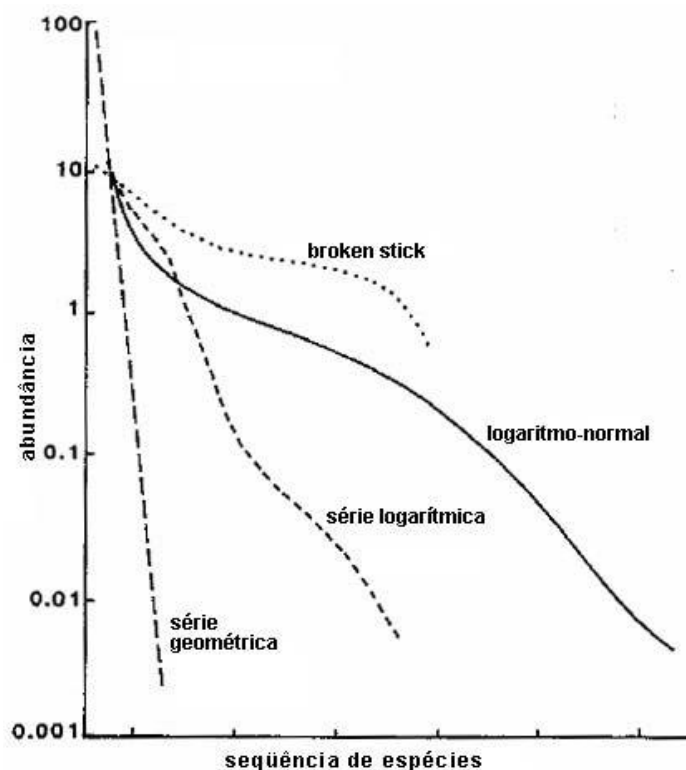


Figura 3. Curvas hipotéticas para quatro modelos de ranks de abundância: série geométrica, série logarítmica, distribuição logaritmo-normal, e *broken stick*. Adaptado de Magurran (1988).

Se a espécie mais abundante for duas vezes mais numerosa que a espécie seguinte, a qual tem duas vezes a abundância da terceira, e assim por diante, o modelo ajustado será o da série geométrica. Este modelo prediz a distribuição menos uniforme de todos e aparece como uma reta. A série geométrica ocorreria numa situação em que as espécies chegariam num habitat não saturado em intervalos de tempo regulares, e ocupariam frações do nicho remanescente. Pode-se supor que a primeira espécie ocupa uma fração k do nicho disponível, a segunda espécie ocupa a mesma fração k do nicho remanescente, e assim por diante. Dessa forma, cada espécie ocupa uma parte do espaço de nicho, sem sobreposição. Assim a série geométrica é chamada de hipótese de apropriação de nicho (*niche preemption hypothesis*). A série geométrica é encontrada

em algumas comunidades vegetais, sobretudo em ambientes extremos, pobres em espécies, ou em estágios iniciais de sucessão (Mwangi *et al.*, 2007).

No extremo oposto, o espaço de nicho é aleatoriamente dividido em segmentos, e as distribuições das abundâncias são mais uniformes que nos outros modelos. Neste caso, o modelo de “vara quebrada” apresenta o melhor ajuste. De acordo com o modelo, o nicho se divide como uma vara que se fragmenta simultaneamente, e de maneira aleatória, em pedaços de vários tamanhos. Este modelo não é frequentemente encontrado na natureza, mas pode ser encontrado, por exemplo, em comunidades de aves que apresentam comportamentos territoriais (Cohen, 1968; Morin, 1999).

Os modelos intermediários (série logarítmica e distribuição logaritmo normal) indicam padrões mais complexos de sobreposição de nicho e uniformidades intermediárias (Prado, 2009). No caso da série logarítmica, a distribuição seria resultante de espécies chegando num hábitat a intervalos de tempo irregulares, ou seja, aleatórios, antes que a espécie anterior ocupe totalmente a fração de nicho potencial (Fisher *et al.*, 1943; Magurran, 2004). Neste caso, a maioria das espécies é rara. Já a distribuição logaritmo normal deriva de espécies coexistindo em condições de competição parcial, em vez de direta, com adaptações promovendo uma diferenciação de nicho sem uma exclusão competitiva de um hábitat. Neste caso, a maioria das espécies possui abundâncias intermediárias (nem raras, nem comuns). Muitos conjuntos de dados serão descritos igualmente bem por ambos os modelos, podendo ser bastante difícil decidir qual é o mais apropriado (McGill *et al.*, 2007).

Embora o método de plotar os dados num gráfico possa dar uma idéia do modelo apropriado, é necessário testar os ajustes matematicamente. Os cálculos para cada um dos modelos, bem como críticas sobre a utilização de cada um deles, podem ser

encontrados em Magurran (1988) e em Martí & García-Álvarez (2002). Krebs (1999) também apresenta os cálculos para a série logarítmica e a distribuição logaritmo normal.

2.6. RARIDADE DE ESPÉCIES

No senso comum raridade é relativa a pouco ou escasso. Para Gaston (1994) o conceito de raridade não é bem entendido e há escassez de conhecimento sobre o assunto. No entanto, segundo este autor, habitualmente, a palavra “rara” é aplicada com o sentido de restrito, sendo caracterizadas como raras, apenas as espécies endêmicas e com pequeno tamanho populacional. De modo geral, ainda não há um consenso bem definido e padronizado referente ao estudo da raridade e sim múltiplos conceitos que podem ser definidos a partir da particularidade ecológica e biogeográfica do táxon em estudo (Magurran & McGill, 2011).

Contudo, em Ecologia de Comunidades como Ciência, a raridade pode estar relacionada a um conjunto de fatores envolvendo diversos arranjos, tais como: amplitudes de distribuição geográfica, espécies generalistas e especialistas e, ainda, o tamanho populacional, este último amplamente utilizado.

Uma tentativa de categorizar diversas formas de raridade das espécies foi efetuada nas ilhas britânicas por Rabinowitz *et al.* (1986), que desenvolveram e aplicaram uma metodologia, através de estudos com árvores, tomando por base três variáveis comuns entre as espécies: 1) distribuição geográfica, 2) a especificidade por habitat e 3) o tamanho populacional. Na metodologia elaborada por Rabinowitz e colaboradores, a combinação entre essas três variáveis permite distribuir as espécies numa matriz contendo oito células: uma delas com as espécies comuns e outras sete atribuindo graus crescentes de raridade (Tabela 01). No gradiente mais brando ou primeira célula de raridade (Forma 1) estão as espécies encontradas em diferentes

altitudes e com níveis variados de umidade em função disso, são amplamente distribuídas em termos geográficos e contêm pequena abundância onde ocorrem. O último grau de raridade e mais severo (Forma 7) é o que abriga as espécies raríssimas, incluiu todas as espécies com baixa capacidade de adaptação a outros ambientes, encontradas em populações pequenas e distribuídas por área bastante restrita.

Tabela 01. Parâmetros para classificação de formas de raridades propostos por Rabinowitz *et al.* (1986).

Distribuição geográfica	Ampla		Restrita	
Especificidade de hábitat	Variado	Único	Variado	Único
Abundantes	Comuns	Forma 2	Forma 4	Forma 6
Escassos	Forma 1	Forma 3	Forma 5	Forma 7

Estudos que envolveram perfis de raridade como eixo central em uma escala regional mais ampla, utilizando a metodologia exposta acima, foram realizados na Região Neotropical por Terborg *et al.* (1990) com pássaros na Amazônia, Pitman *et al.* (1999) com árvores amazônicas, Carney (1997) com organismos marinhos bentônicos.

Em linhas gerais, uma espécie é considerada rara quando o seu número de indivíduos ou a sua distribuição é restrita em relação ao táxon considerado. Um bom exemplo disto encontra-se na Tabela 2, ilustrativa de um estudo feito na região da costa do Mediterrâneo (Gaston, 1994) onde, numa coleta feita na primavera foram capturados 2.281 besouros da família Scarabaeidae. A abundância das 20 espécies capturadas é muito variável, com uma delas sendo responsável por quase 74% do total de indivíduos coletados.

Tabela 1. Exemplo da variação de abundância de espécies em uma localidade. Dados adaptados de Gaston (1994).

Número de espécies capturadas	Abundância de indivíduos	Porcentagem da amostragem
1	1	0.04
2	1	0.04
3	1	0.04
4	2	0.09
5	3	0.13
6	5	0.22
7	5	0.22
8	7	0.31
9	10	0.44
10	13	0.57
11	18	0.79
12	21	0.92
13	28	1.23
14	31	1.36
15	49	2.15
16	67	2.94
17	97	4.25
18	107	4.69
19	130	5.7
20	1685	73.87

Este resultado é o esperado quando se faz um inventário de qualquer grupo de organismos, animais ou plantas. No exemplo citado, no entanto, há uma certa dificuldade em dizer quais espécies são raras. Aquelas que têm menos de dez indivíduos? Ou menos de cinco? Mas na localidade da coleta, não há dúvidas de que as três primeiras são raras. Mas quantas o são não é trivial. Dessa maneira, Gaston (1994) revisou as diversas definições existentes e propôs como algo próximo de um consenso que, numa dada amostragem, são raras aquelas espécies que apresentam abundância individual menor do que 20%, portanto, no exemplo acima, as cinco primeiras.

Mas isto não resolve o problema. O tamanho da população também é relativo ao tamanho da área amostrada e quando este é considerado, o número estimado de indivíduos de uma determinada espécie dividido pelo tamanho da área, fornece um

número denominado de densidade absoluta. Quando se considera apenas o número obtido pela coleta não associado ao tamanho da área, obtém-se uma estimativa de abundância de densidade relativa.

Dependendo da área de amostragem, uma espécie pode estar ausente ou apresentar um baixo número de indivíduos. Um carnívoro tem densidade (relativa ou absoluta) menor do que suas presas. Animais grandes têm densidade menor do que animais pequenos. Por isso, a raridade não é um valor absoluto e, quando esta é considerada em relação ao tamanho da população, as características biológicas da espécie em questão devem ser levadas em consideração. Uma espécie pode ser rara numa localidade e em outra não. Quando se diz que uma espécie é rara, pode-se imaginar que em qualquer amostragem em sua área de distribuição geográfica, ela estará sempre entre as 20% menos abundantes (McGill *et al.*, 2007; Prado, 2009).

Um outro critério de raridade refere-se à distribuição geográfica. Uma espécie que tem uma ampla distribuição geográfica apresenta maior número de populações do que outra com distribuição geográfica mais restrita. Se ambas apresentam densidades locais similares, a de menor distribuição deve ser considerada a mais rara. Quando uma espécie só ocorre numa determinada região, diz-se que ela é endêmica. Comparativamente a uma espécie não endêmica, isto é, que ocorre em uma grande área, sua abundância, ou seja, o tamanho total da população da espécie, será menor e, eventualmente, ela pode ser considerada rara (Lobo & Favila, 1999). Note que o endemismo pode se referir a uma área relativamente pequena, por exemplo, a um trecho da Serra do Mar ou, a uma área relativamente grande, por exemplo, a Floresta Atlântica.

No entanto, para grupos taxonômicos chamados de Hiperdiversos, a particularidade do táxon, as escalas de investigação, o estrato do ambiente e o histórico de formação das áreas devem ser levados em consideração ao analisarmos os perfis de

raridade. Além disso, é necessária uma situação confortável quanto à resolução taxonômica do grupo a ser estudado. Dessa maneira, as métricas para descrever e analisar a raridade devem seguir protocolos baseados em modelos de distribuição de abundâncias e aplicados em diferentes escalas progressivamente. Para que aja uma padronização é necessária também a estruturação de protocolos de coletas/amostragens para o táxon em questão (Longino *et al.*, 2002; Maguran & McGill, 2011).

Nesta presente tese, o conceito de espécies raras adotado é relativo às espécies com frequência de ocorrência reduzida ao longo de gradientes amostrais alfa (locais) e gama (regionais), estabelecendo que as espécies raras estejam inseridas na frequência de ocorrência amostral de até 10% do total de amostras contempladas para esses gradientes testados. Utilizaremos nas abordagens os estimadores de riqueza e sua sensibilidade quanto à raridade das espécies na estrutura da comunidade estudada e testaremos qual é o modelo de distribuição das espécies progressivamente em gradientes locais e regionais, para obtermos um perfil mais acurado da comunidade de Formigas em florestas prístinas da América do Sul e verificar se a comunidade está estruturada na raridade de suas espécies.

2.7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Bestelmeyer, B.T., Agosti, D., Alonso, L.E., Brandão, C.R.F., Brown, W.L. JR., Delabie, J.H.C., Silvestre, R. (2000). Field techniques for the study of ground-dwelling ants. (ed. by D. Agosti, J. D. Majer, L. E. Alonso & T. R. Schultz). pp. 124-122. **Ants: standard methods for measuring and monitoring biodiversity**. Smithsonian Institution Press, Washington.

Brewer, A. & Williamson, M. (1994). A new relationship for rarefaction. *Biodiversity Conservation*, **3**, 373-379.

Carney, R. S. (1997). Basing conservation policies for the deep-sea floor on current diversity concepts: a consideration of rarity. *Biodiversity and Conservation*, **6**, 1463-1485.

Chase, J. (2012). Historical and Contemporary Factors Govern Global Biodiversity Patterns. *PLoS Biology*, **10(3)**, 1-6.

Cohen, J. E. (1968). Alternate Derivations of a Species-Abundance Relationship. *The American Naturalist*, **102**, 165-172.

Coleman, B.D. (1981). On random placement and species-area relations. *Mathematical Bioscience*, **54**, 191-215.

Gotelli, N.J. & Colwell R.K. (2001). Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters* **4**, 379-391.

Fisher, R. A, Corbet A. S., Williams, C. B. (1943). The relation between the number of species and the number of individuals in a random sample of an animal population. *Journal of Animal Ecology*, **12**, 42-58.

Gaston K .J. (1994). *Rarity*. Chapman & Hall, Londres.

Gotelli, N. J., Ellison, A. M., Dunn, R. R. (2011). Counting ants (Hymenoptera: Formicidae). Biodiversity sampling and statistical analysis for myrmecologists. *Myrmecological News*, **15**,13-19.

Hubbell, S.P. (2001). *The unified neutral theory of biodiversity and biogeography*. Princeton University, Princeton.

Hurlbert, S.H. (1971). The non-concept of species diversity: a critique and alternative parameters. *Ecology*, **52**, 577-586.

Krebs, C. J. (1999). *Ecological Methodology*. Harper &Row, New York.

Lobo, J., & Favila, M.E. (1999). Different ways of constructing octaves and its consequences on the prevalence of the bimodal species abundance distribution. *Oikos*, **87(2)**, 321-326.

Longino, J. T., Coddington, J., Colwell, R. K. (2002). The ant fauna of a tropical rain forest: estimating species richness three different ways. *Ecology*, **83**, 689-702.

Magurran, A. E. (1988). *Ecological Diversity and Its Measurement*. Princeton University Press, Princeton.

Magurran, A. E. (2004). *Measuring Biological Diversity*. Blackwell Scientific Publications, Oxford.

Magurran, A. E. & McGill, B. J. (2011). *Biological Diversity - Frontiers in measurement and assessment*. Oxford University Press, Oxford.

Morin, P. J. (1999). *Community Ecology*. Blackwell Publishing.

Mwangi, P. N, Schmitz, M, Scherber, C., Roscher, C., Schumacher, J., Scherer-Lorenzen, M., Weisser, W. W., Schmid, B. (2007). Niche pre-emption increases with species richness in experimental plant communities. *Journal of Ecology*, **95(1)**, 65-78.

Pitman, N. C. A., Terborgh, J., Silman, M. R., Nunez, P. (1999). Tree species distributions in an upper Amazonian forest. *Ecology*, **80**, 2651-2661.

Prado, P. I. (2009). Distribuições de Abundâncias de Espécies: avanços analíticos para entender um padrão básico em ecologia. *Ciência e Ambiente*, **39**, 121-136.

Preston, F.W. (1948). The commonness and rarity of species. *Ecology*, **29**, 254-283.

Rabinowitz, D., Cairns, S., Dillon, T. (1986). Seven forms of rarity and their frequency in the flora of the British Isles. (ed. by. M. E. SOULÉ). pp. 182-204. **Conservation Biology: The Science of Scarcity and Diversity**. University of Michigan Press, Michigan.

Sanders, H.L. (1968). Marine benthic diversity: a comparative study. *American Naturalist*, **102.**, 243-282.

Silveira, L.F., Beisiegel, B.M., Curcio, F.F., Valdujo, P.H., Dixo, M., Verdade, V. K., Mattox, George, M. T., Cunningham, P. T. M. (2010). Para que servem os inventários de fauna?. *Estudos Avançados*, **24(68)**, 173-207.

Simberloff, D. S. (1972). Properties of the rarefaction diversity measurement. *American Naturalist*, **106**, 414-418.

Terborgh, J., Robinson S. K., Parker T. A., Munn C. A., Pierpont N. (1990). Structure and organization of an Amazonian forest bird community. *Ecological Monographs*, **60**, 213-238.

Whittaker, R. H. (1972). Evolution and measurement of species diversity. *Taxon*, **12**, 213-251.

Wiens, J. J. & Donoghue, M. J. (2004). Historical biogeography, ecology and species richness. *Trends in Ecology and Evolution* **19**, 639-644.

CAPITULO 3

**DIVERSIDADE E RARIDADE DE FORMIGAS DE SERAPILHEIRA NA
REGIÃO NEOTROPICAL: ANÁLISE DE DISTRIBUIÇÃO DE ABUNDÂNCIA
PARA A AMÉRICA DO SUL.**

**DIVERSIDADE E RARIDADE DE FORMIGAS DE SERAPILHEIRA NA
REGIÃO NEOTROPICAL: ANÁLISE DE DISTRIBUIÇÃO DE ABUNDÂNCIA
PARA A AMÉRICA DO SUL.**

Resumo

Neste presente estudo, fazemos uma abordagem da estrutura da comunidade de Formigas de serapilheira em escala continental. Descrevemos o modelo de distribuição de abundancia de espécies e a influência da raridade para a comunidade de formigas de serapilheira em florestas prístinas ao longo da América do Sul. Um total de 773 espécies e morfoespécies foram computadas em 4060 amostras de extratores de Winkler, onde, o número de espécies raras, ou seja, com frequência de ocorrência reduzida foi expressivo, representado da seguinte maneira: 426 espécies com até 10 registros de frequência de ocorrência (55% da riqueza total); destas, 77 Uniques (12% da riqueza total) e 75 Duplicates (10% da riqueza total). Construímos um modelo em inferência bayesiana para averiguar a influencia dos gradientes geográficos. A riqueza de espécies ao longo do continente Sul-americano não sofreu influência pelos parâmetros Bioma/Região e Latitude, mas foi correlacionada com o parâmetro Longitude, onde, à medida que adentramos o continente no sentido leste-oeste, a riqueza se estabiliza. O pico de riqueza de espécies se concentrou na porção leste do continente.

Palavras-chave: Modelos bayesianos, escala *gamma*, fauna neotropical, gradientes espaciais.

Abstract

In this study, we present a approach of the leaf-litter ant community structure along a continental scale. We described the species abundance model and the influence of rarity for the community of leaf-litter ants in pristine forests throughout South America. A total of 773 species and morphospecies were computed on 4060 Winkler samples, where the number of rare species, ie, low frequency of occurrence was expressive exposed as follows: 426 species with up to 10 records of frequency of occurrence (55% of total species richness), of these 77 Uniques (12%) and 75 Duplicates (10% of total wealth). We build a model in Bayesian inference to investigate the influence of spatial gradients. The species richness along the South American continent was not influenced by biome/region and latitudinal parameters, but was correlated with the longitudinal parameter, when it enters the continent in the east-west direction, the species richness stabilizes. The peak of species richness is concentrated in the eastern portion of the continent.

Key words: bayesean models, *gamma* scale, neotropical fauna, spatial gradients.

3.1. INTRODUÇÃO

O táxon Formicidae contempla mais de 15.796 nomes de espécies válidos mundialmente (Antweb, 2013) com estimativas que podem ultrapassar 20.000 espécies. Atualmente são descritas 22 subfamílias e na região Neotropical são conhecidas 15 destas, representadas por mais de 3.000 espécies válidas (Fernandez & Sendoya, 2004). Entretanto, a despeito de vários inventários realizados de caráter regional, padrões de gama diversidade são desconhecidos para o Neotropico, em função da multiplicidade de ambientes e diferenças na metodologia. Comparações sistemáticas de vários inventários

faunísticos por meio de conjuntos de técnicas amostrais padronizadas de vários grupos taxonômicos ou diferentes situações ecológicas são extremamente raras na literatura (Mcgill *et al.*, 2007).

A heterogeneidade dentro de cada micro-habitat é um fator importante na constituição da comunidade de formigas que nidifica e explora a serapilheira em florestas tropicais, com condições microclimáticas de umidade, temperatura e insolação distribuídas de forma diversificada (Delabie *et al.* 2007). A complexidade de habitats cria oportunidades de instalação e sobrevivência de um número maior de espécies, em virtude da capacidade de suporte do meio (Andow, 1991), favorecendo a permanência das espécies nos remanescentes de floresta (Byrne, 1994; Delabie *et al.*, 2000).

Tanto em escalas locais quanto regionais as espécies nas comunidades e, portanto, nas amostras delas tomadas, são representadas por poucos indivíduos, e poucas são as espécies abundantes, resultando em uma distribuição de abundâncias tipicamente côncava, conhecida na literatura como “hollow curve”. Há pouquíssimas exceções a este padrão que, portanto, deve ser considerado na análise dos outros parâmetros das comunidades. Uma de suas consequências mais diretas é que a riqueza de espécies é determinada pelas espécies raras (Whittaker, 1972; Magurran, 2004), mas há outras menos óbvias. A concavidade da distribuição de abundância das espécies pode explicar outros padrões importantes nas comunidades, como a inclinação da relação espécie-área (Preston, 1960), o aninhamento (Fischer & Lindenmayer, 2002), e a relação positiva entre abundâncias e frequência de ocupação de manchas (Gaston *et.al.*, 1997). Além disso, as distribuições de abundância das espécies têm enorme potencial aplicado, uma vez que decifrá-las e inferir sobre as causas da raridade é uma das principais metas da biologia da conservação (Hubbell, 2001; Prado 2009).

Modelos de distribuição de abundância das espécies foram propostos, numa tentativa de quantificar diferentes padrões de abundância em diversas comunidades, para encontrar uma descrição empírica de relações de abundância de espécies e testar hipóteses sobre a organização de comunidades (Ludwig & Reynolds, 1988; Magurran, 2004; Prado, 2009).

Neste ínterim, dentre os insetos, Formicidae é um grupo taxonômico vantajoso para estudos que contemplem a estrutura de comunidades biológicas terrestres, por possuir uma padronização amostral já previamente definida mundialmente (Bestelmeyer *et al.*, 2000).

Para a realização deste estudo, utilizamos a fauna de formigas que nidificam e/ou exploram a serapilheira em ambientes prístinos ao longo da América do Sul. Esse estrato apresenta uma comunidade com alta complexidade estrutural (Silva & Brandão, 2010). A particularização mecânica e decomposição progressiva por fungos e bactérias na serapilheira depositada geram micro-estratos neste ambiente, formado por folhas, gravetos, material vegetal reprodutivo, material particulado, camada espessa de fungos e expressiva quantidade de raízes nos horizontes orgânicos, promovendo uma grande diversidade de micro-habitats (Silvestre *et al.*, 2012).

Neste presente estudo, compilamos esforços padronizados de diversos grupos de pesquisa, com a fauna de formigas de serapilheira, ao longo de várias regiões da América do Sul, tais como: O Chaco (Argentino e Paraguai), Florestas Estacionais Deciduais sub-montanas do Centro-Oeste brasileiro (Domínios do Cerrado), Mata Atlântica (em um gradiente latitudinal amplo), Florestas Costeiras do sul da Bahia, Floresta Amazônica (Região de Manaus) e Floresta Amazônica (Guiana Francesa), para averiguar, em uma escala espacial ampla, os seguintes tópicos de investigação.

1- Qual a porcentagem de espécies raras na comunidade?

- 2- A diversidade local e regional é influenciada pela raridade?
- 3- Quem são estas espécies?
- 4- Qual é o modelo de distribuição de abundâncias que expressa melhor a comunidade de formigas de serapilheira ao longo de um gradiente regional amplo?
- 5- A riqueza de espécies ao longo da América do Sul está correlacionada com quais gradientes? Biomas? Espaciais? Geográficos?

3.2. MATERIAL E MÉTODOS

O presente estudo contemplou uma série de inventários padronizados ao longo da América do Sul (Figura 1, Tabela 1), onde as amostragens de serapilheira foram realizadas com a utilização do aparelho de Winkler, seguindo o protocolo *A.L.L.* (*Ants of the Leaf Litter*) descrito em Agosti & Alonso (2000). Cada uma das 66 localidades foi tratada como unidade amostral e o número de extratores de Winkler, para cada localidade, como subconjuntos das unidades amostrais.

Os dados de diversidade de espécies foram avaliados utilizando a frequência de registros das espécies em cada área amostrada e não pelo número de indivíduos; sendo a frequência o parâmetro mais adequado para insetos sociais, como as formigas, pois utilizam diferentes estratégias de recrutamento e possuem variação no número de indivíduos por colônia (Longino *et al.*, 2002). O índice de diversidade aplicado, tanto em escala alfa quanto gama foi o de Shannon-Wiener (H'). Foi também realizado o cálculo de diversidade β de Whitaker (β_w): $S/\alpha - 1$, onde, S é o número total de espécies e α é a média do número de espécies por localidade (Whittaker, 1972, Koleff *et al.*, 2003).

Para estimar a riqueza de espécies, foram utilizados no presente estudo, os estimadores Chao2, Jack-knife 2ª ordem, ICE (*Incidence coverage estimate*) baseado no

conceito de cobertura de amostra (ou incidência dos dados que quantifiquem a raridade – ou o número de *uniques/duplicates*) e ACE (*Abundance coverage estimate*) baseado no conceito de cobertura das frequências de ocorrências das classes de abundância das amostras, sendo comumente utilizados nos estudos com diversidade de formigas (Longino *et al.*, 2002; Leponce *et al.*, 2004; Silva *et al.*, 2007). Foram construídas curvas de rarefação através do método de Coleman (*sensu* Gotelli & Colwell, 2001) com 100 randomizações para avaliar a eficiência da quantidade de amostras por cada região analisada. Para verificar o perfil de similaridade na composição da fauna, ao longo das 66 unidades amostrais, foi calculado o índice de similaridade de Bray-Curtis e construído um dendrograma por *single-linkage*, exibindo graficamente essas relações de similaridade para as unidades amostrais sul-americanas contempladas.

A análise de escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) foi utilizada para averiguar a composição da estrutura da fauna em uma escala Bioma/Regional em duas dimensões (locais x espécies), com a medida de distância de Bray-Curtis na matriz de frequência das espécies por região.

As frequências de abundância das espécies foram analisadas na escala de Região/Bioma e Sul-americanas e agrupadas em classes ou oitavas de abundância (Preston, 1948; Magurran, 1988; Lobo & Favila, 1999). O número da frequência das espécies em cada oitava variou da seguinte forma: 1 (0-2); 2 (2-4); 3 (4-8), 4 (8-16) e assim por diante, permitindo visualizar a riqueza e a distribuição quantitativa das espécies por unidade amostral, possibilitando verificar se comunidades consideradas heterogêneas e hiperdiversas estão estruturadas na raridade ao longo de gradientes regionais mais amplos. Todas as análises citadas acima foram realizadas através do programa estatístico R, utilizando os pacotes Vegan e Lattice (R Development Core Team, 2010).

Inferência Bayesiana

Construímos um modelo exponencial para avaliar a equitatividade das comunidades estudadas ao longo da América do Sul, onde definimos como premissa que, a equitatividade será baixa quando há poucas espécies altamente dominantes em meio a um grande número de espécies raras. A equitatividade serve como uma referência para que se avalie a composição da diversidade e abundância na comparação entre comunidades estruturalmente diversas (McCarthy, 2007). Em seu cálculo, compara-se o valor de diversidade e abundância das espécies calculados em relação ao valor máximo teórico esperado. Quanto maior for a diferença entre o valor calculado e o teórico, menor será a equitatividade. O modelo é expresso da seguinte maneira:

```
Model{
  for (i in 1:N){
    mu[i] <- beta1*(1-exp(-beta2*x[i]))
    y[i]~dnorm(mu[i],tau2)
  }
  beta1~dunif(-1,0)
  beta2~dunif(-2,0)
  tau2 ~ dgamma(0.001,0.001)
}
Initials
List (beta1=0, beta2=0, tau2=0, prec=100)
```

Para testarmos qual gradiente ambiental influencia diretamente na riqueza de espécies ao longo das localidades amostradas na América do Sul, foi construído um modelo em metodologia probabilística bayesiana, onde, os parâmetros analisados foram categorizados por Bioma/Região, Latitude e Longitude. O modelo é expresso da seguinte maneira:

```
Model
{
  mLong<-mean(Long[])
  mLat<-mean(Lat[])
}
```

```

for(i in 1:10)
{
  Y[i]<-log(Riqueza[i]+1)
  Y[i]~dnorm(mean[i],prec)
  mean[i]<-a+b*(Lat[i]-mLat)+c*(Long[i]-mLong)
}
a~dnorm(0,1.0E-6)
b~dnorm(0,1.0E-6)
c~dnorm(0,1.0E-6)
prec~dgamma(0.001,0.001)
}

Initials
list(a=0,b=0,c=0,prec=100)

```

A construção dos modelos e as análises em estatística bayesiana foram realizadas através do software WinBUGS, versão 3.1.2 (Spiegelhalter *et al.* 2010).

Tabela 01: Pontos amostrais Sul-americanos, número de amostras por inventário-localidade, coletores /pesquisadores e coordenadas geográficas.

País	Bioma	Localidades	Winklers N	Coletor/ pesquisador	Coordenadas Geográficas
Brasil	Mata Atlântica	AreiaBranca - SE	50	Silva, R.R. et. al.	10°45'49"S - 37°18'17"W
		Blumenau - SC	50		26°56'13"S - 49°04'57"W
		Mata do Buraquinho - PB	50		07°08'41"S - 34°51'34"W
		Ilha do Cardoso - SP	50		25°07'51"S - 47°57'57"W
		Crasto - SE	50		11°17'30"S - 37°26'47"W
		Cubatao - SP	50		23°54'47"S - 46°28'23"W
		Cunha - SP	50		23°03'22"S - 44°52'59"W
		Horto Dois Irmãos -PE	50		08°00'35"S - 34°56'51"W
		Ilhéus - BA	50		14°48'02"S - 39°02'41"W
		Intervales - SP	50		24°15'56"S - 48°06'44"W
		Jureia - SP	50		24°21'38"S - 47°27'23"W
		Lauraceas - PR	50		24°45'31"S - 48°58'25"W
		Madalena - RJ	50		21°58'58"S - 41°59'51"W
		Morretes - PR	50		25°29'18"S - 48°49'46"W
		Palhoça - SC	50		27°44'08"S - 48°41'48"W
		Picinguaba -SP	50		23°22'00"S - 44°49'59"W
		PortoSeguro - BA	50		16°25'54"S - 39°03'57"W
		Quebrangulo - AL	50		09°19'30"S - 36°28'25"W
		Salesopolis - SP	50		23°50'46"S - 46°37'47"W
		SantaTeresa - ES	50		19°56'12"S - 40°35'38"W
		São Bonifacio - SC	50		27°54'19"S - 48°55'33"W
		Sapiranga - BA	50		12°34'27"S - 38°01'22"W
		São Bento do Sul – SC	50		28°39'21"S - 55°58'50"W
		Sooretama – ES	50		19°12'08"S - 40°05'40"W

		Tapirai – SP	50		23°57'59"S - 47°40'52"W
		Tingua – RJ	50		22°45'00"S - 43°05'40"W
Brasil	Mata Atlântica (Bahia)	Canavieiras	50	Delabie, J.H.C. et al.	15°40'50"S - 38°56'58"W
		Itajuípe	50		14°41'06"S - 39°21'53"W
		Monte Pascoal	50		16°44'57"S - 39°32'01"W
		Oliveira	50		14°56'11"S - 39°01'27"W
		Ponta do Ramo	50		14°36'45"S - 39°04'18"W
		Serra Grande	50		14°31'04"S - 39°08'00"W
		Ubaitaba	50		14°18'11"S - 39°19'21"W
		Una	50		15°18'11"S - 39°04'11"W
Brasil	Serra da Bodoquena, MS	Balneário Rio Perdido	30	Silvestre, R. & Demétrio, M.F.	21°27'55"S - 56°48'34"W
		Boqueirão	30		21°30'58"S - 56°57'59"W
		Rio Salobra (Margem Esquerda)	30		21°07'14"S - 56°43'08"W
		Rio Salobra (Margem Direita)	30		20°46'56"S - 56° 44'31"W
		Harmonia	30		21°17'09"S - 56°41'45"W
		California	30		20°42'07"S - 56°52'47"W
		Reserva Indígena Kadiweu	30		20°32'41"S - 56°54'44"W
		Da Mata	30		20°50'26"S - 56°47'31"W
		Santa Laura da Vicunha	30		20°45'53"S - 56°44'53"W
		Santa Maria	30		21°25'39"S - 56°45'48"W
Brasil	Amazônia meridional- AM	Reserva Ducke	250	Baccaro, F; Souza. J.	03°00'00" S - 59°52'40"W
		F. UFAM	150		03°05'47" S - 59°57'53"W
		Maracá	300		02°00'00" N - 50°25'00"W
		Virúá	300		08°19'00" S - 72°47'00"W
		Manaquiri	100		03°25'41" S - 60°27'34"W

Guiana Francesa	Amazônia setentrional	Kaw	250	Groc, S.	04°30'52"N - 52°03'59"W
		Nouragues	170		04°06'58"N - 52°41'11"W
		Paracou	100		05°16'18"N - 52°55'24"W
		Voltaire waterfalls	50		05°09'04"N - 53°50'46"W
Paraguay	Chaco	Rio Verde	30	Delsinne, T.	23°26'15"S - 58°54'17"W
		Los Pionneros	30		26°40'52"S - 55°05'26"W
		Garrapatal	30		19°44'02"S - 58°42'46"W
		Estancia Maria	30		21°13'22"S - 60°46'04"W
		Enciso I	30		25°20'55"S - 57°33'07"W
		Enciso II	30		25°21'36"S - 57°37'27"W
		Siracua	30		24°49'34" S - 57°58'02"W
		Nueva Asuncion	30		25°24'01"S - 57°34'10"W
Argentina	Chaco	FMIR	30	Calcaterra, L.	23°33'48"S - 58°06'36"W
		Yungas	30		26°47'38"S -65°19'18"W
		Paranaense	30		26°53'33"S - 61°10'02"W
		Chaco-Espinal	30		32°03'52"S - 61°06'15"W
		Iberá wetland	30		28°18'58"S - 57°11'04"W

3.3. RESULTADOS

RIQUEZA, DIVERSIDADE E SIMILARIDADE PARA A FAUNA DE FORMIGAS DE SERAPILHEIRA NA AMÉRICA DO SUL.

Foram registradas, na soma dos inventários, 773 espécies e morfoespécies (Apêndice 01), sendo 435 espécies definidamente nomeadas (Tabela 02) e 338 morfoespécies, enquadradas em 83 gêneros, dentro de 13 subfamílias, das 14 conhecidas para a região Neotropical, sendo elas: *Agroecomyrmecinae*, *Amblyoponinae*, *Cerapachyinae*, *Dolichoderinae*, *Ecitoninae*, *Ectatomminae*, *Formicinae*, *Heteroponerinae*, *Leptanilloidinae*, *Myrmicinae*, *Ponerinae*, *Proceratiinae*, *Pseudomyrmecinae* (Figura 01). *Paraponerinae* (comum na Neotropical) não é amostrada em aparelho de Winkler. O número de espécies raras, ou seja, com frequência de ocorrência reduzida foi expressivo, representado, da seguinte maneira: **426** espécies com até 10 registros de frequência de ocorrência (**55%** da riqueza total); destas, **77** são espécies registradas em uma única localidade (Uniques).

Tabela 02. Frequência de ocorrência de espécies ao longo dos sete inventários Sul-Americanos. **I-** Mata Atlântica; **II-** Bahia; **III-** Floresta Estacional Decidual (Serra da Bodoquena); **IV-** Amazônia (Brasil); **V-** Amazônia (Guiana Francesa); **VI-** Chaco - Paraguay; **VII-** Chaco – Argentina.

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Acanthognathus brevicornis</i>					1			1
<i>Acanthoponera</i> sp.	1							1
<i>Acromyrmex balzani</i>		1						1
<i>Acromyrmex (subterraneus) molestans</i>		1						1
<i>Acromyrmex</i> sp.							1	1
<i>Acropyga panamensis</i>	1							1
<i>Acropyga romeo</i>					1			1
<i>Apterostigma jubatum</i>					1			1
<i>Apterostigma manni</i>			1					1
<i>Atta opaciceps</i>		1						1
<i>Azteca paraensis bondari</i>		1						1
<i>Brachymyrmex longicornis</i>				1				1
<i>Camponotus atriceps</i>					1			1
<i>Camponotus bidens</i>		1						1
<i>Camponotus fastigatus</i>		1						1
<i>Camponotus ogloblini</i>							1	1
<i>Camponotus rectangularis</i>					1			1
<i>Camponotus singulatus</i>		1						1
<i>Camponotus tenuiscapus</i>						1		1
<i>Camponotus termitarius</i>						1		1
<i>Crematogaster erecta</i>				1				1
<i>Crematogaster levior</i>				1				1
<i>Dolichoderus bidens</i>					1			1
<i>Dolichoderus decollatus</i>					1			1
<i>Eurhopalothrix gravis</i>	1							1
<i>Forelius pusillus</i>						1		1
<i>Gnamptogenys acuta</i>				1				1
<i>Gnamptogenys annulata</i>					1			1
<i>Gnamptogenys haenski</i>	1							1
<i>Gnamptogenys interrupta</i>	1							1
<i>Gnamptogenys regularis</i>					1			1
<i>Heteroponera flava</i>	1							1
<i>Hylomyrma praepotens</i>					1			1
<i>Lachnomyrmex amazonicus</i>				1				1
<i>Leptogenys crudelis</i>	1							1
<i>Leptogenys dasygyna</i>					1			1
<i>Leptogenys langi</i>					1			1

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Leptogenys pusilla</i>		1						1
<i>Leptogenys wheeleri</i>				1				1
<i>Megalomyrmex modestus</i>		1						1
<i>Megalomyrmex myops</i>	1							1
<i>Mycetarotes carinatus</i>	1							1
<i>Mycetophylax emeryi</i>						1		1
<i>Neivamyrmex carettei</i>						1		1
<i>Neivamyrmex pseudops</i>						1		1
<i>Nesomyrmex tristani</i>					1			1
<i>Nylanderia silvestrii</i>							1	1
<i>Odontomachus caelatus</i>				1				1
<i>Odontomachus laticeps</i>				1				1
<i>Odontomachus minutus</i>		1						1
<i>Oxyepoecus bruchi</i>	1							1
<i>Oxyepoecus inquilinus</i>						1		1
<i>Pachycondyla commutata</i>					1			1
<i>Pachycondyla holmgreni</i>		1						1
<i>Pachycondyla laevigata</i>		1						1
<i>Pachycondyla marginata</i>			1					1
<i>Pachycondyla metanotalis</i>	1							1
<i>Pachycondyla oberthueri</i>					1			1
<i>Pachycondyla obscuricornis</i>		1						1
<i>Pachycondyla procidua</i>					1			1
<i>Pheidole flavens</i>			1					1
<i>Pheidole mendicula</i>		1						1
<i>Pheidole rosae</i>							1	1
<i>Pheidole scapulata</i>						1		1
<i>Probolomyrmex petiolatus</i>			1					1
<i>Procryptocerus regularis</i>	1							1
<i>Pseudomyrmex elongatus</i>		1						1
<i>Pseudomyrmex kuenckeli</i>		1						1
<i>Rogeria foreli</i>		1						1
<i>Simopelta</i> sp. nov					1			1
<i>Solenopsis interrupta</i>							1	1
<i>Tatuidris tatusia</i>					1			1
<i>Technomyrmex vitiensis</i>					1			1
<i>Thaumatomyrmex contumax</i>		1						1
<i>Wasmannia rochai</i>				1				1
<i>Wasmannia sulcaticeps</i>		1						1
<i>Xenomyrmex stollii</i>				1				1
<i>Acromyrmex coronatus</i>		2						2
<i>Acromyrmex rugosus</i>			2					2
<i>Acropyga exsanguis</i>	2							2

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Allomerus</i> sp.	2							2
<i>Anochetus targionii</i>					2			2
<i>Apterostigma tachirens</i>					2			2
<i>Apterostigma urichii</i>					2			2
<i>Asphinctanilloides</i> sp. n	1		1					2
<i>Camponotus lespesi</i>							2	2
<i>Cerapachys neotropicus</i>					2			2
<i>Crematogaster nigropilosa</i>				2				2
<i>Crematogaster quadriformis</i>		1				1		2
<i>Cyphomyrmex auritus</i>	2							2
<i>Cyphomyrmex hamulatus</i>		2						2
<i>Dolichoderus attelaboides</i>		2						2
<i>Eurhopalothrix bruchi</i>	2							2
<i>Eurhopalothrix pilulifera</i>	1			1				2
<i>Gnamptogenys gracilis</i>		2						2
<i>Gnamptogenys mordax</i>					2			2
<i>Gnamptogenys sulcata</i>			1		1			2
<i>Nesomyrmex asper</i>		2						2
<i>Linepithema pulex</i>							2	2
<i>Nomamyrmex</i> sp.	1		1					2
<i>Odontomachus biumbonatus</i>					2			2
<i>Oxyepoecus longicephalus</i>	2							2
<i>Oxyepoecus reticulatus</i>	2							2
<i>Pachycondyla lunaris</i>	1		1					2
<i>Pheidole bruchella</i>							2	2
<i>Pheidole eidmanni</i>							2	2
<i>Pheidole gigas</i>					2			2
<i>Pheidole midas</i>		2						2
<i>Pseudomyrmex acanthobius</i>						2		2
<i>Rogeria ciliosa</i>					2			2
<i>Rogeria germaini</i>					2			2
<i>Rogeria preminula</i>	2							2
<i>Rogeria scobinata</i>		2						2
<i>Stigmatomma lurilabes</i>			1		1			2
<i>Strumigenys dolichognata</i>		2						2
<i>Tranopelta gilva</i>					2			2
<i>Pheidole longiseta</i>							2	2
<i>Acromyrmex disciger</i>	3							3
<i>Acromyrmex subterraneus</i>			3					3
<i>Acropyga guianensis</i>	3							3
<i>Anochetus emarginatus</i>					3			3
<i>Anochetus oriens</i>		3						3
<i>Atta laevigatta</i>			3					3

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Basiceros convexiceps</i>	3							3
<i>Camponotus blandus</i>						3		3
<i>Camponotus latangulus</i>		1			2			3
<i>Camponotus yala</i>							3	3
<i>Cephalotes atratus</i>			1		2			3
<i>Cyphomyrmex costatus</i>					3			3
<i>Cyphomyrmex quebradae</i>							3	3
<i>Cyphomyrmex vorticis</i>		3						3
<i>Eurhopalothrix spectabilis</i>	3							3
<i>Gigantiops destructor</i>					3			3
<i>Gnamptogenys porcata</i>					3			3
<i>Heteroponera cfr. angulata</i>		3						3
<i>Linepithema cryptobioticum</i>						3		3
<i>Megalomyrmex wallacei</i>			3					3
<i>Pachycondyla apicalis</i>			1		2			3
<i>Pheidole bruchi</i>		3						3
<i>Pheidole cephalica</i>				1			2	3
<i>Pheidole risii</i>							3	3
<i>Pheidole subarmata</i>							3	3
<i>Pheidole vallifica</i>						3		3
<i>Procryptocerus convergens</i>	3							3
<i>Strumigenys alberti</i>					3			3
<i>Typhlomyrmex rogenhoferi</i>	1		1		1			3
<i>Brachymyrmex coactus</i>	4							4
<i>Camponotus trapezoides</i>	3						1	4
<i>Carebara panamensis</i>		4						4
<i>Carebarella sp.</i>		4						4
<i>Cephalotes borgmeieri</i>						4		4
<i>Cryptomyrmex longinodus</i>					4			4
<i>Gnamptogenys lucaris</i>	4							4
<i>Megalomyrmex leoninus</i>					4			4
<i>Myrmicocrypta buenzlii</i>	1	3						4
<i>Neivamyrmex punctaticeps</i>	4							4
<i>Odontomachus bauri</i>			2	2				4
<i>Odontomachus opaciventris</i>				4				4
<i>Oxyepoecus bidentatus</i>						4		4
<i>Pachycondyla gilberti</i>	4							4
<i>Pachycondyla unidentata</i>	1	1			2			4
<i>Pheidole bruesi</i>					4			4
<i>Pheidole gertrudae</i>			4					4
<i>Pheidole gigaflavens</i>							4	4
<i>Pheidole jeannei</i>					4			4
<i>Pheidole triconstricta</i>		2					2	4

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Pheidole vafra</i>						4		4
<i>Rogeria besucheti</i>					4			4
<i>Strumigenys villiersi</i>					4			4
<i>Strumigenys zeteki</i>				4				4
<i>Acromyrmex crassispinus</i>	5							5
<i>Apterostigma pariense</i>					5			5
<i>Atta sexdens sexdens</i>		1	4					5
<i>Camponotus canescens</i>	1	4						5
<i>Camponotus renggeri</i>			4		1			5
<i>Camponotus rufipes</i>	1		3				1	5
<i>Dolichoderus lutosus</i>		4			1			5
<i>Dorymyrmex thoracicus</i>		1				4		5
<i>Ectatomma permagnum</i>	1		3			1		5
<i>Eurhopalothrix speciosa</i>	5							5
<i>Gnamptogenys tortuolosa</i>					5			5
<i>Gnamptogenys triangularis</i>							5	5
<i>Heteroponera inermis</i>	5							5
<i>Leptogenys unistimulosa</i>	5							5
<i>Linepithema micans</i>			3				2	5
<i>Megalomyrmex incisus</i>	4				1			5
<i>Nylanderia guatemalensis</i>					5			5
<i>Oxyepoecus browni</i>	5							5
<i>Pheidole nubila</i>							5	5
<i>Pseudomyrmex gracilis</i>			5					5
<i>Sphinctomyrmex stali</i>	5							5
<i>Strumigenys smithii</i>	2	1	1	1				5
<i>Strumigenys tanyastax</i>						5		5
<i>Thaumatomyrmex soesilae</i>					5			5
<i>Crematogaster acuta</i>		6						6
<i>Cyphomyrmex lectus</i>			5	1				6
<i>Megalomyrmex iheringi</i>	6							6
<i>Mycetosoritis explicata</i>						6		6
<i>Phalacromyrmex fugax</i>	6							6
<i>Pheidole bergi</i>							6	6
<i>Pheidole cramptoni</i>					6			6
<i>Thaumatomyrmex mutillatus</i>	5		1					6
<i>Camponotus balzani</i>	7							7
<i>Cephalotes clypeatus</i>			7					7
<i>Cephalotes minutus</i>					1	5	1	7
<i>Crematogaster curvispinosa</i>			6	1				7
<i>Gnamptogenys mecotyle</i>					7			7
<i>Gnamptogenys mediatrix</i>	7							7
<i>Gnamptogenys minuta</i>	2				5			7

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Linepithema humile</i>			7					7
<i>Megalomyrmex gnomus</i>					7			7
<i>Odontomachus affinis</i>	4		3					7
<i>Oxyepoecus punctifrons</i>	7							7
<i>Pseudomyrmex denticollis</i>						7		7
<i>Pseudomyrmex termitarius</i>		1	6					7
<i>Trachymyrmex mandibularis</i>					7			7
<i>Apterostigma ierense</i>		8						8
<i>Eciton drepanophorum</i>					8			8
<i>Ectatomma brunneum</i>			6			2		8
<i>Myrmicocrypta microphthalma</i>		8						8
<i>Oxyepoecus plaumanni</i>	8							8
<i>Pheidole inversa</i>							8	8
<i>Pheidole fallax</i>					8			8
<i>Strumigenys beebei</i>				3	5			8
<i>Trachymyrmex farinosus</i>					8			8
<i>Anochetus bispinosus</i>					9			9
<i>Atta sexdens rubropilosa</i>		4	5					9
<i>Camponotus rapax</i>				1	8			9
<i>Cyphomyrmex faunulus</i>					9			9
<i>Heteroponera microps</i>	8		1					9
<i>Lachnomyrmex pilosus</i>					9			9
<i>Odontomachus chelifer</i>	5	1	2		1			9
<i>Oxyepoecus crassinodus</i>	9							9
<i>Pheidole terribilis</i>					9			9
<i>Proceratium brasiliense</i>	9							9
<i>Strumigenys crassicornis</i>		9						9
<i>Strumigenys saliens</i>	9							9
<i>Camponotus alboanulatus</i>	10							10
<i>Cyphomyrmex plaumanni</i>	10							10
<i>Pheidole fimbriata</i>		10						10
<i>Pheidole obscurifrons</i>							10	10
<i>Stegomyrmex vizzotoi</i>	7	3						10
<i>Strumigenys schulzi</i>	10							10
<i>Acromyrmex niger</i>	6	5						11
<i>Basicros sp.1</i>				3	8			11
<i>Camponotus melanoticus</i>			7		4			11
<i>Ectatomma tuberculatum</i>	5	3	1		2			11
<i>Hypoponera foreli</i>		11						11
<i>Megalomyrmex cuatiara</i>					11			11
<i>Strumigenys hadrodens</i>					11			11
<i>Pheidole rubiceps</i>					12			12
<i>Probolomyrmex boliviensis</i>			12					12

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Solenopsis globularia</i>							12	12
<i>Strumigenys silvestrii</i>						12		12
<i>Apterostigma acre</i>	9	4						13
<i>Crematogaster wardi</i>					13			13
<i>Hylomyrma reginae</i>					13			13
<i>Strumigenys propiciens</i>	13							13
<i>Thaumatomyrmex atrox</i>	3	10						13
<i>Apterostigma wasmanni</i>			14					14
<i>Ochetomyrmex subpolitus</i>	13	1						14
<i>Strumigenys carinithorax</i>		14						14
<i>Acanthostichus brevicornis</i>	13		1		1			15
<i>Gnamptogenys pleurodon</i>	1				14			15
<i>Heteroponera dolo</i>	12		2				1	15
<i>Oxyepoecus vezenyii</i>	1			14				15
<i>Pheidole scolioceps</i>					15			15
<i>Solenopsis subterranea</i>	15							15
<i>Gnamptogenys acuminata</i>	7	4			5			16
<i>Acropyga smithii</i>	17							17
<i>Camponotus novogranadensis</i>		12		1	4			17
<i>Lachnomyrmex nordestinus</i>	17							17
<i>Trachymyrmex relictus</i>		4			13			17
<i>Acanthognathus ocelatus</i>	15			2	1			18
<i>Apterostigma auriculatum</i>		18						18
<i>Camponotus mus</i>			13			1	4	18
<i>Eciton burchelli</i>	3		13		2			18
<i>Hylomyrma sagax</i>		14			4			18
<i>Labidus praedator</i>	1		15				2	18
<i>Lachnomyrmex victori</i>	18							18
<i>Pheidole obscurithorax</i>							18	18
<i>Apterostigma pilosum</i>			2		10		7	19
<i>Brachymyrmex depilis</i>							19	19
<i>Camponotus crassus</i>		2	12		5			19
<i>Cyphomyrmex olitor</i>	2	1	1				15	19
<i>Gnamptogenys moelleri</i>		12			7			19
<i>Hypoponera opacior</i>		3			3		13	19
<i>Pachycondyla arhuaca</i>	8	7		4				19
<i>Acropyga fuhrmanni</i>	17				3			20
<i>Apterostigma madidiense</i>		20						20
<i>Brachymyrmex luederwaldti</i>						20		20
<i>Nylanderia fulva</i>			8				12	20
<i>Rogeria blanda</i>					20			20
<i>Typhlomyrmex major</i>	20							20
<i>Labidus coecus</i>	6	6	6	1	1	1		21

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Rogeria lirata</i>			9		12			21
<i>Rogeria subarmata</i>	4	15			2			21
<i>Strumigenys xenochelyna</i>			21					21
<i>Pheidole alexeter</i>					22			22
<i>Pheidole impressa</i>					22			22
<i>Cephalotes pusillus</i>		5	18					23
<i>Cyphomyrmex laevigatus</i>				6	17			23
<i>Dolichoderus bispinosus</i>			1	3	19			23
<i>Hypoponera opaciceps</i>		7					16	23
<i>Nylanderia pubens</i>							23	23
<i>Strumigenys cordovenssis</i>	23							23
<i>Wasmannia scrobifera</i>				3	18		2	23
<i>Carebara</i> sp.2 gupo <i>lignata</i>					24			24
<i>Ectatomma lugens</i>				4	20			24
<i>Linepithema gallardoi</i>							24	24
<i>Acromyrmex aspersus</i>	25							25
<i>Oxyepoecus myops</i>	25							25
<i>Pheidole synarmata</i>					25			25
<i>Eurhopalothrix emeryi</i>					26			26
<i>Pachycondyla bucki</i>	24	2						26
<i>Pseudomyrmex tenuis</i>		16			10			26
<i>Strumigenys perparva</i>	1	10		15				26
<i>Odontomachus brunneus</i>	26				1			27
<i>Pachycondyla pergandei</i>					27			27
<i>Strumigenys rugithorax</i>		27						27
<i>Pheidole fracticeps</i>				24			4	28
<i>Tapinoma melanocephalum</i>	18		6		4			28
<i>Pachycondyla lenis</i>	29							29
<i>Pheidole</i> sp. grupo <i>diligens</i>					29			29
<i>Rogeria alzatei</i>		7	1	21				29
<i>Azteca alfari</i>			22	6			2	30
<i>Brachymyrmex physogaster</i>						30		30
<i>Blepharidatta conops</i>		30						30
<i>Cerapachys splendens</i>	29	1	2					32
<i>Discothyrea denticulata</i>					32			32
<i>Rogeria tonduzi</i>					32			32
<i>Stigmatomma armigerum</i>	23		6			4		33
<i>Cryptomyrmex boltoni</i>	32		1					33
<i>Megalomyrmex pusillus</i>	17	2			14			33
<i>Pheidole jelskii</i>						33		33
<i>Acropyga decedens</i>	6				29			34
<i>Brachymyrmex heeri</i>				3	31			34
<i>Oxyepoecus rosai</i>	34							34

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Wasmannia lutzi</i>	3	21	10					34
<i>Camponotus femoratus</i>				5	30			35
<i>Pachycondyla stigma</i>	3				32			35
<i>Typhlomyrmex pusillus</i>	22	13						35
<i>Brachymyrmex gaucho</i>							36	36
<i>Acanthognathus rudis</i>	37							37
<i>Gnamptogenys continua</i>	27	1			9			37
<i>Hypoponera trigona</i>		38						38
<i>Apterostigma</i> sp.2 <i>complexo pilosum</i>		1		1	37			39
<i>Odontomachus scalptus</i>				2	34		3	39
<i>Oxyepoecus rastratus</i>	21					19		40
<i>Pheidole oxyops</i>			41					41
<i>Strumigenys tridifera</i>				41				41
<i>Solenopsis geminata</i>		1	1	21		17	2	42
<i>Megalomyrmex silvestrii</i>	31	7	6					44
<i>Odontomachus haematodus</i>		22		2	20			44
<i>Anochetus diegensis</i>			32	12	1			45
<i>Monomorium pharaonis</i>		40		4			1	45
<i>Gnamptogenys relict</i>				4	42			46
<i>Pachycondyla striata</i>	27		15		4			46
<i>Crematogaster brasiliensis</i>				23	25			48
<i>Ochetomyrmex neopolitus</i>					48			48
<i>Pachycondyla ferruginea</i>	44				4			48
<i>Pheidole meinerti</i>				40			8	48
<i>Sericomyrmex bondari</i>		48						48
<i>Cyphomyrmex flavidus</i>					49			49
<i>Megalomyrmex goeldii</i>	46	3						49
<i>Blepharidatta brasiliensis</i>				54				54
<i>Mycocepurus goeldii</i>			51				4	55
<i>Octostruma petiolata</i>	46	9						55
<i>Hypoconera distinguenda</i>	29	26		1				56
<i>Solenopsis invicta</i>			28				29	57
<i>Anochetus neglectus</i>		1			54	3		58
<i>Crematogaster sotobosque</i>				35	24			59
<i>Paratrechina longicornis</i>	3	4	16	15	9		12	59
<i>Anochetus mayri</i>	19	41						60
<i>Anochetus altiquasmi</i>	30		29				3	62
<i>Carebara brevopilosa</i>	64							64
<i>Pheidole brandaoi</i>					64			64
<i>Mycocepurus smithi</i>	11	48	1		5			65
<i>Gnamptogenys rastrata</i>	48						18	66
<i>Ochetomyrmex semipolitus</i>				24	41	1		66
<i>Strumigenys schmalzi</i>	68							68

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Trachymyrmex cornetzi</i>		36			32			68
<i>Megalomyrmex drifti</i>	54	5			8		2	69
<i>Pheidole allarmata</i>					69			69
<i>Pheidole transversostriata</i>					69			69
<i>Pheidole tysoni</i>					70			70
<i>Octostruma betschi</i>					71			71
<i>Heteroponera dentinodis</i>	72							72
<i>Prionopelta antillana</i>	44	29						73
<i>Prionopelta punctulata</i>	50			23				73
<i>Cyphomyrmex strigatus</i>	64	2	8					74
<i>Acropyga goeldii</i>	76							76
<i>Anochetus simoni</i>	53	29						82
<i>Pheidole radoszkowskii</i>						77	6	83
<i>Octostruma iheringi</i>	50	11	25	1			4	91
<i>Strumigenys eggersi</i>		29	62					91
<i>Hylomyrma balzani</i>	24	22	1		44		2	93
<i>Basicros disciger</i>	97		1					98
<i>Crematogaster flavosensitiva</i>				5	94			99
<i>Stigmatomma elongata</i>	88	2						100
<i>Hylomyrma immanis</i>	45	39		11	5			100
<i>Discothyrea neotropica</i>	97			1			3	101
<i>Strumigenys auctidens</i>	103							103
<i>Pachycondyla harpax</i>	65	32	4	3			4	108
<i>Anochetus horridus</i>				17	94			111
<i>Lachnomyrmex plaumanni</i>	109	3						112
<i>Monomorium floricola</i>			14	97	3			114
<i>Cyphomyrmex transversus</i>		94			16	4	3	117
<i>Gnamptogenys horni</i>	30	8		35	44			117
<i>Pachycondyla venusta</i>	67	51						118
<i>Cyphomyrmex rimosus</i>		23	85				11	119
<i>Anochetus inermis</i>	43				78			121
<i>Solenopsis virulens</i>		52			69			121
<i>Carebara urichi</i>	81	8		7	26			122
<i>Crematogaster tenuicula</i>				115	14			129
<i>Ectatomma edentatum</i>	67	3	1	10	51			132
<i>Pachycondyla constricta</i>	43	37		10	41		1	132
<i>Strumigenys subdentata</i>		79			57			136
<i>Heteroponera mayri</i>	137	1					3	141
<i>Crematogaster carinata</i>					146			146
<i>Discothyrea sexarticulata</i>	114	16		6	17			153
<i>Solenopsis terricola</i>	157							157
<i>Dolichoderus imitator</i>	85	51			23			159
<i>Cyphomyrmex peltatus</i>		43		18	116			177

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII	Total
<i>Crematogaster limata</i>				15	192			207
<i>Octostruma balzani</i>	10	1	63	20	54	110		238
<i>Hylomyrma reitteri</i>	237						3	240
<i>Strumigenys lousianae</i>	242	1			9			252
<i>Strumigenys elongata</i>	206	52	5	13			9	285
<i>Octostruma rugifera</i>	241	19	27				1	288
<i>Gnamptogenys striatula</i>	286	10	7			3		306
<i>Odontomachus meinerti</i>	194	69	15	5	53		3	339
<i>Octostruma stenognatha</i>	310	83	67					460
<i>Wasmannia auropunctata</i>	150	122	20	90	70	82	6	540
<i>Strumigenys denticulata</i>		210		30	396		1	637

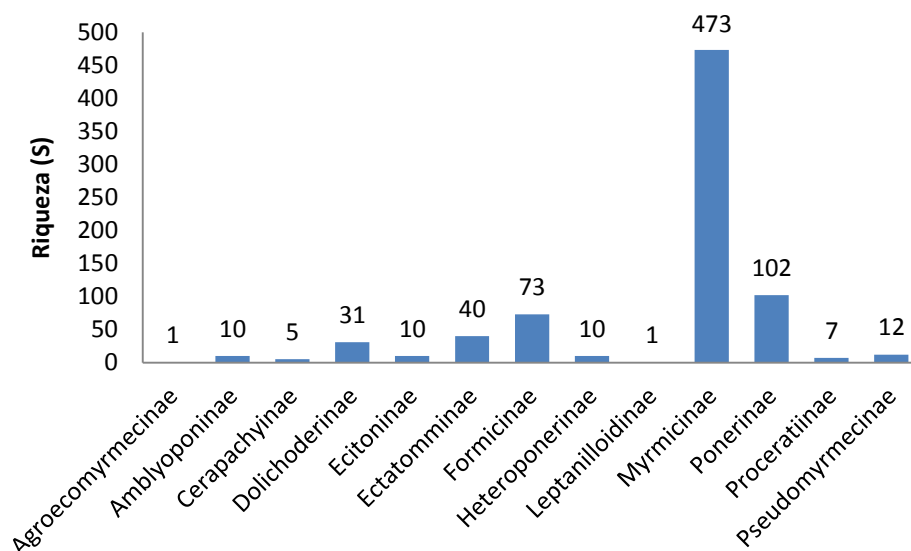


Figura 01. Riqueza da fauna de formigas de serapilheira por distribuição em subfamílias em 66 localidades Sul-americanas.

A riqueza observada de espécies foi obtida a partir do número absoluto de espécies e morfo-espécies no total de amostras selecionadas de Winkler (4060). A riqueza estimada para esse gradiente regional sul-americano foi: Jack-Knife2 (1079 spp.); Chao2 (962); ICE (954) e ACE (887) (Figura 02). A diversidade de espécies expressa pelo índice de Shannon, neste gradiente amostral foi de H' : 5.48. A

diversidade alfa foi considerada para cada uma das 66 localidades analisadas (Figura 03).

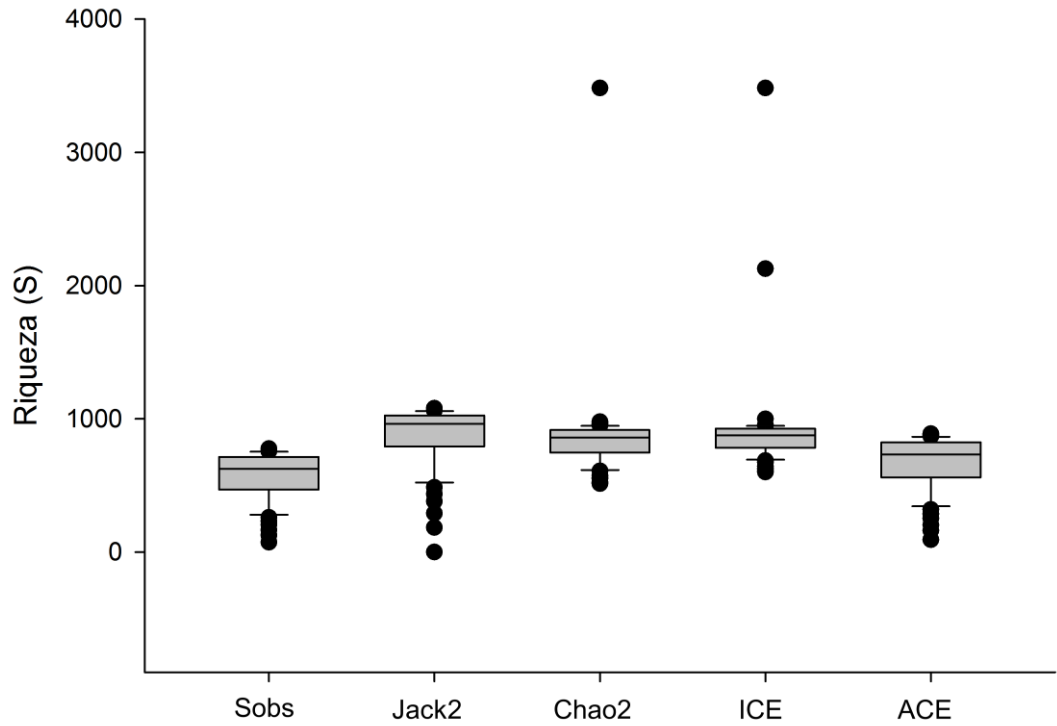


Figura 02. Riqueza estimada e sensibilidade dos estimadores para a fauna de formigas de serapilheira no gradiente Sul-americano estudado.

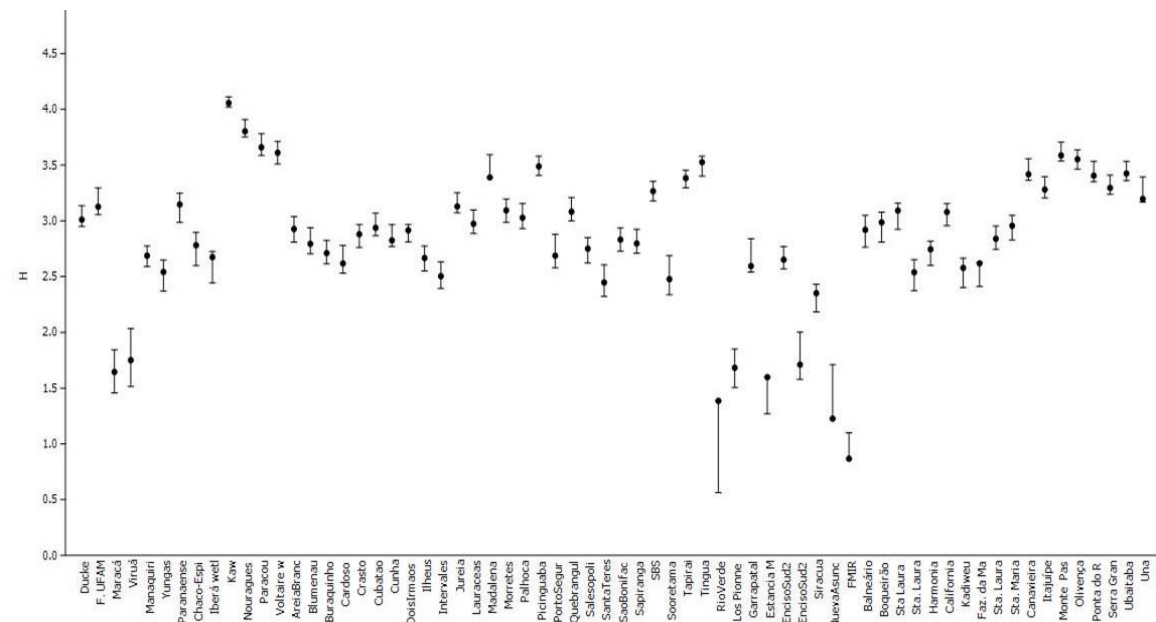


Figura 03. Diversidade alfa calculada para as 66 localidades analisadas na America do Sul.

As curvas de rarefação pelo método de Coleman (Figura 04) apresentaram expressiva representatividade na eficiência amostral da fauna para as Regiões ao longo da América do Sul.

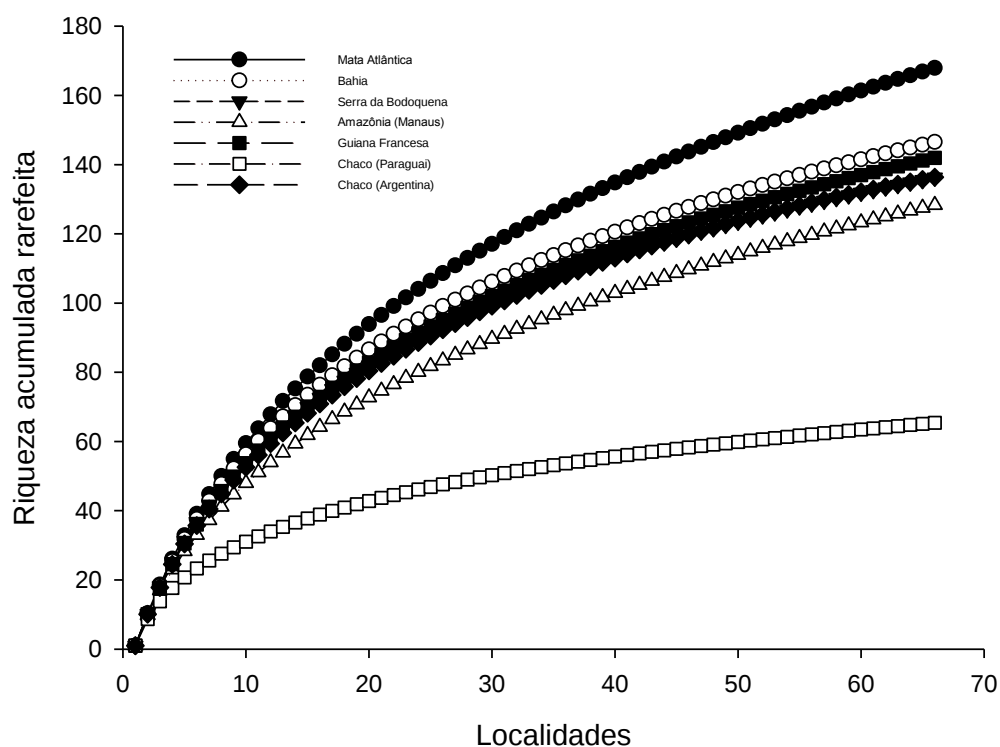


Figura 04. Curvas de rarefação com o método de Coleman para as sete regiões amostradas ao longo do gradiente sul-americano.

O dendrograma de Cluster configurado a partir do cálculo do índice de similaridade de Bray-Curtis para as 66 localidades amostrais na América do Sul (Figura 05) revelou, por localidade amostral, baixa similaridade em relação ao conjunto total de localidades, neste gradiente contínuo, onde, as maiores similaridades foram encontradas nas seguintes localidades: Lauráceas-PR e São Bonifácio-SC (0.713); Blumenau-SC e São Bonifácio (0.699); Blumenau-SC e Lauráceas-PR (0.698); Blumenau-SC e Intervalos-SP (0.629), todas inseridas no Bioma de Mata Atlântica. Neste ínterim, o

índice de Whitaker (β_w): 10.129, foi extremamente alto, configurando uma forte substituição de espécies em todas as unidades amostrais ao longo da América do Sul. A análise de escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) revelou a formação de cinco subconjuntos faunísticos quanto aos perfis de similaridade e abundância das espécies distribuídas (Figura 06).

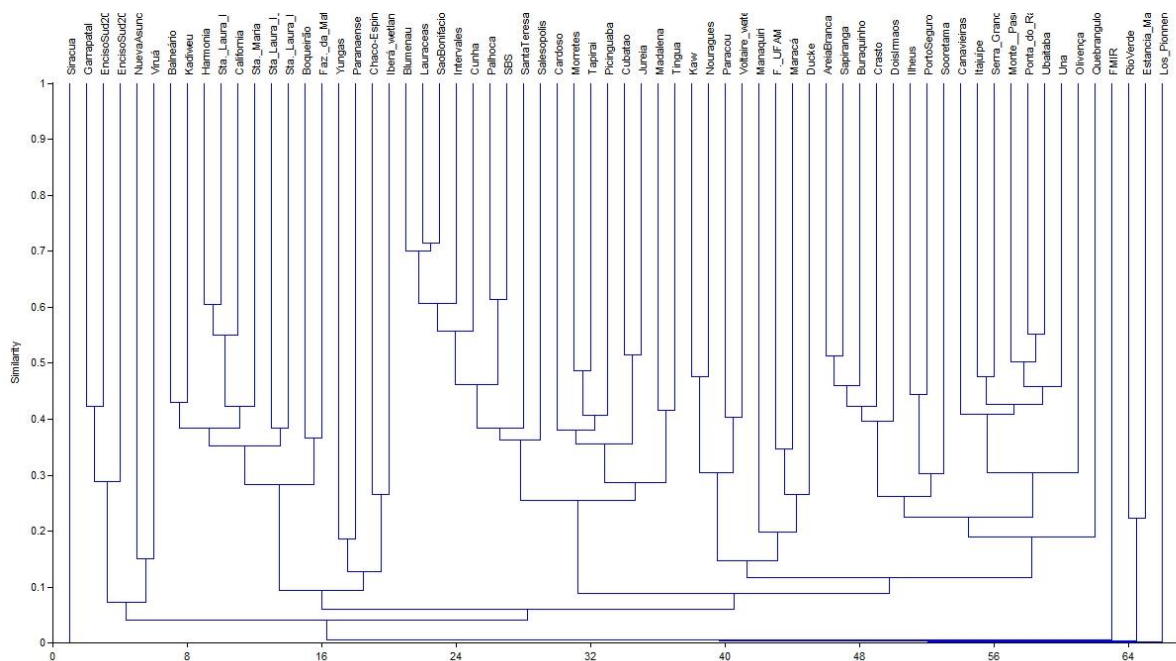


Figura 05. Dendrograma de Similaridade medido através do índice de Bray-Curtis para as 66 localidades ao longo da América do Sul.

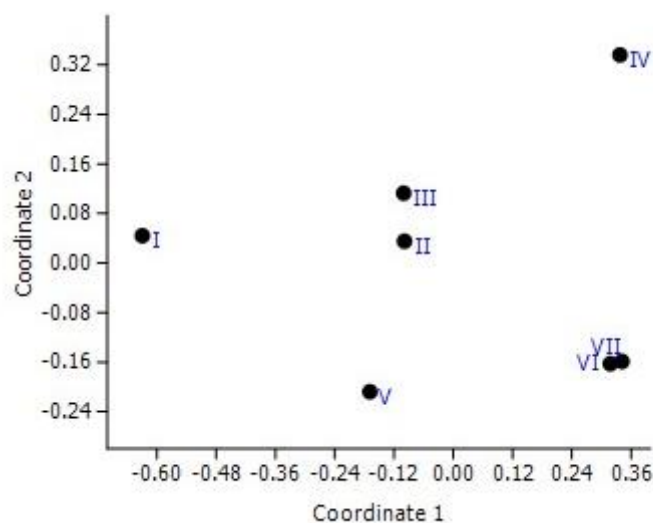


Figura 06. Escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) para as Regiões Sul-americanas (*Stress*: 0.1319). **I) Mata Atlântica; II) Bahia; III) Floresta Estacional Decidual –Serra da Bodoquena; IV) Floresta Amazônica –Manaus; V) Guiana Francesa; VI) Paraguai-Chaco; VII) Argentina-Chaco.**

Modelo de distribuição de abundâncias para a fauna de serapilheira

No modelo de distribuição de abundâncias das espécies houve a forte configuração das espécies com baixa frequência de ocorrência na estrutura dessa comunidade tanto em escala alfa, quanto em escala gama (Figura 07). Houve o arranjo da moda –“Hollow curve” no segundo oitavo das regiões **II** (Bahia), **III** (Serra da Bodoquena), **VI** (Chaco-Paraguai) e **VII** (Chaco- Argentina). Nas demais regiões: **I** (Mata Atlântica), **IV** (Amazônia – Manaus) e **V** (Guiana Francesa), a moda se verificou no primeiro oitavo. O perfil de distribuição de abundâncias denotou expressiva raridade, onde a maioria das espécies, tanto por região analisada quanto pela análise de todas as localidades em conjunto, são espécies com baixas frequências de ocorrências. O modelo de distribuição configurado resultou em um perfil de distribuição *Log-normal* truncada para a fauna de formigas de serapilheira neste gradiente.

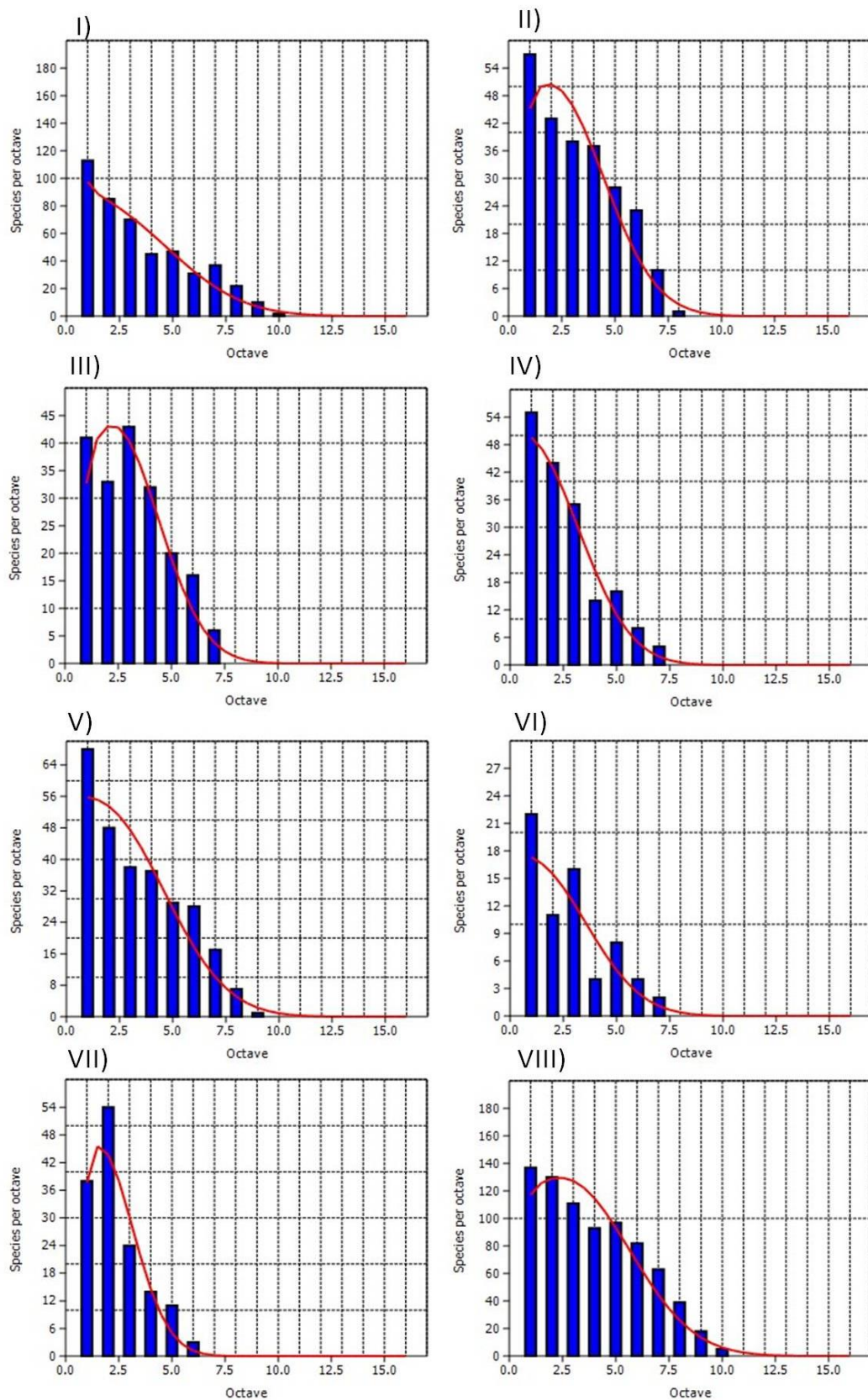


Figura 07. Modelos de distribuição de abundâncias em *Lognormal* para as sete regiões da América do Sul. **I) Mata Atlântica** (μ : 0,4628, σ : 1,01; Chi^2 : 21,36; p : 0,0062); **II) Bahia** (μ :0.6076, σ : 0.5208, Chi^2 : 11.63, p : 0.0769); **III) Floresta Estacional**

Decidual –Serra da Bodoquena (μ : 0.6539, σ : 0.4082, Chi^2 : 6,056, p: 0.3008); **IV) Floresta Amazônica –Manaus** (μ : 0.4110, σ : 0.249, Chi^2 : 8.324, p: 0.03977); **V) Guiana Francesa** (μ : 0.5476, σ : 0.7233, Chi^2 : 13.01, p: 0.07198); **VI) Paraguai-Chaco** (μ : 0.383, σ : 0.5412, Chi^2 : 7.669, p: 0.1045); **VII) Argentina-Chaco** (μ : 0.4110, σ : 0.249, Chi^2 : 8.324, p: 0.03977); **VIII) América do Sul** (μ : 0.7913, σ : 0.7813, Chi^2 : 22.46, p: 0.0075).

Diferenças entre as comunidades estudadas pelo Modelo Exponencial

As comunidades com diferenças significativas enquanto à equitatividade regional e raridade foram a Amazônia e o Chaco Paraguaio. Essas regiões apresentaram uma menor equitatividade de ocorrências das espécies, ou seja, apresentam poucas espécies que apareceram em uma maior quantidade de amostras (mais abundantes) e outras que foram menos frequentes no resto da amostragem, dentre todas as comunidades ao longo de uma escala gama (continental). Os valores de alfa indicam a proporção que as espécies mais frequentes apareceram nas amostras, e os valores de beta o declínio no modelo exponencial, onde elevados valores de beta indicam uma redução elevada na equitatividade da região (Tabela 03).

Tabela 03. Descritivos do modelo exponencial ajustado para a frequência de ocorrências das comunidades de formigas de serapilheira nos biomas/regiões da América do Sul analisados.

Coeficiente	0,025	0,5	0,975
Amazonia			
alfa	0,142	0,148	0,153
beta	-0,86	-0,831	-0,804
Chaco (Argentina)			
alfa	0,113	0,121	0,129
beta	-0,76	-0,717	-0,677
Bahia			
alfa	0,082	0,088	0,094
beta	-0,67	-0,636	-0,601
Bodoquena			
alfa	0,073	0,081	0,088
beta	-0,614	-0,569	-0,523
Chaco (Paraguai)			
alfa	0,164	0,176	0,188
beta	-0,872	-0,819	-0,767
Guiana Francesa			
alfa	0,078	0,083	0,087
beta	-0,708	-0,682	-0,656
Mata Atlântica			
alfa	0,077	0,086	0,095
beta	-0,676	-0,628	-0,578

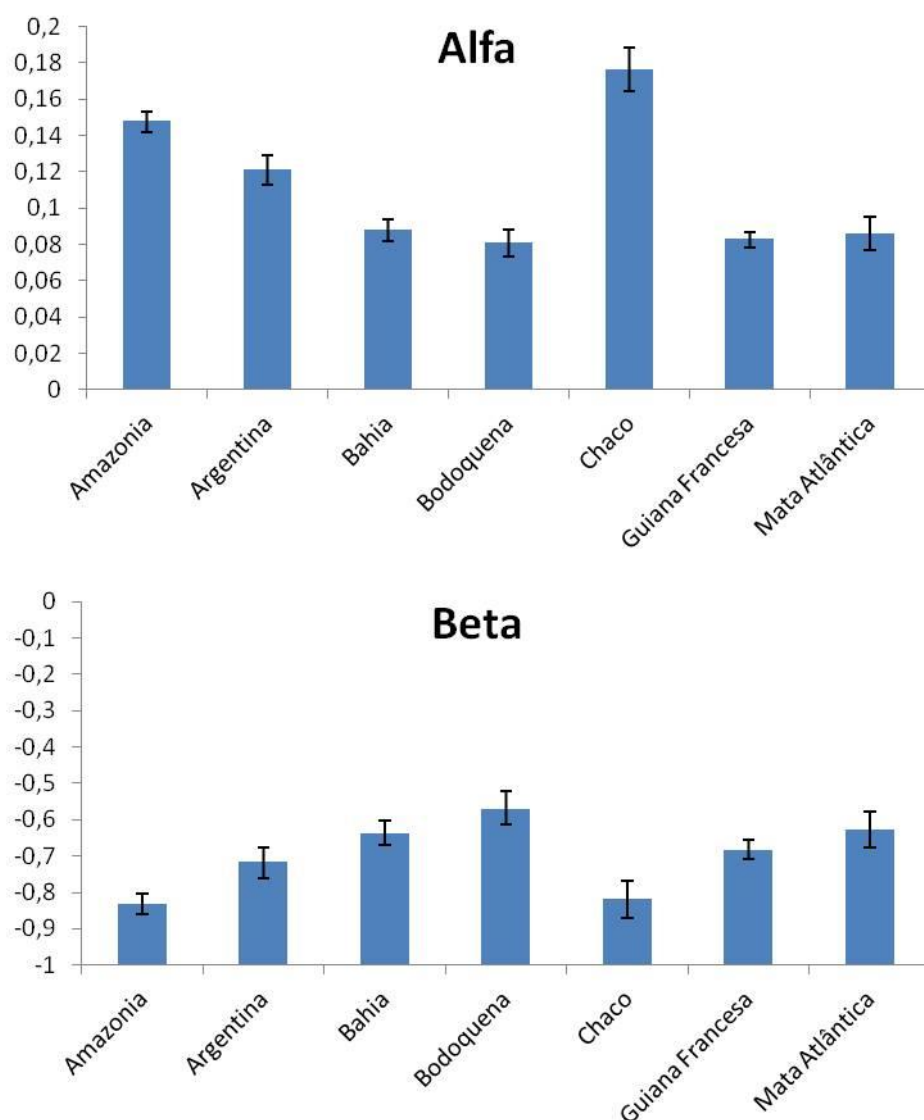


Figura 08. Relação de equitatividade pelos parâmetros α e β das comunidades estudadas.

Inferência bayeseana (modelo probabilístico)

A riqueza de espécies ao longo do continente Sul-americano não sofreu influência pelos parâmetros Bioma/Região e Latitude, mas foi correlacionada com o parâmetro Longitude, onde, à medida que adentramos o continente no sentido leste-oeste, a riqueza se estabiliza. O pico de riqueza de espécies se concentrou na porção leste do continente (Tabela 03, Figura 09).

Tabela 04. Médias, desvio padrão (sd) e Percentis (P_{2,5%}, P_{25%}, P_{50%}, P_{75%}, P_{97,5%}) de distribuição a *posteriori* com os valores de riqueza de espécies correlacionados com os parâmetros Latitude, Longitude e Bioma, para as localidades amostradas ao longo da América do Sul.

Parametros	mean	sd	2,50%	25%	50%	75%	97,50%	Rhat	n.eff
Intercepto	69,683	4,055	61,77	66,96	69,67	72,38	77,68	1,001	140000
Latitude	0,857	0,569	-0,262	0,474	0,86	1,237	1,976	1,001	140000
Longitude	1,712	0,517	0,7	1,368	1,712	2,056	2,733	1,001	130000
Biomas	-2,624	2,821	-8,178	-4,503	-2,624	-0,745	2,931	1,001	140000
sd	32,84	2,95	27,66	30,77	32,63	34,67	39,2	1,001	89000

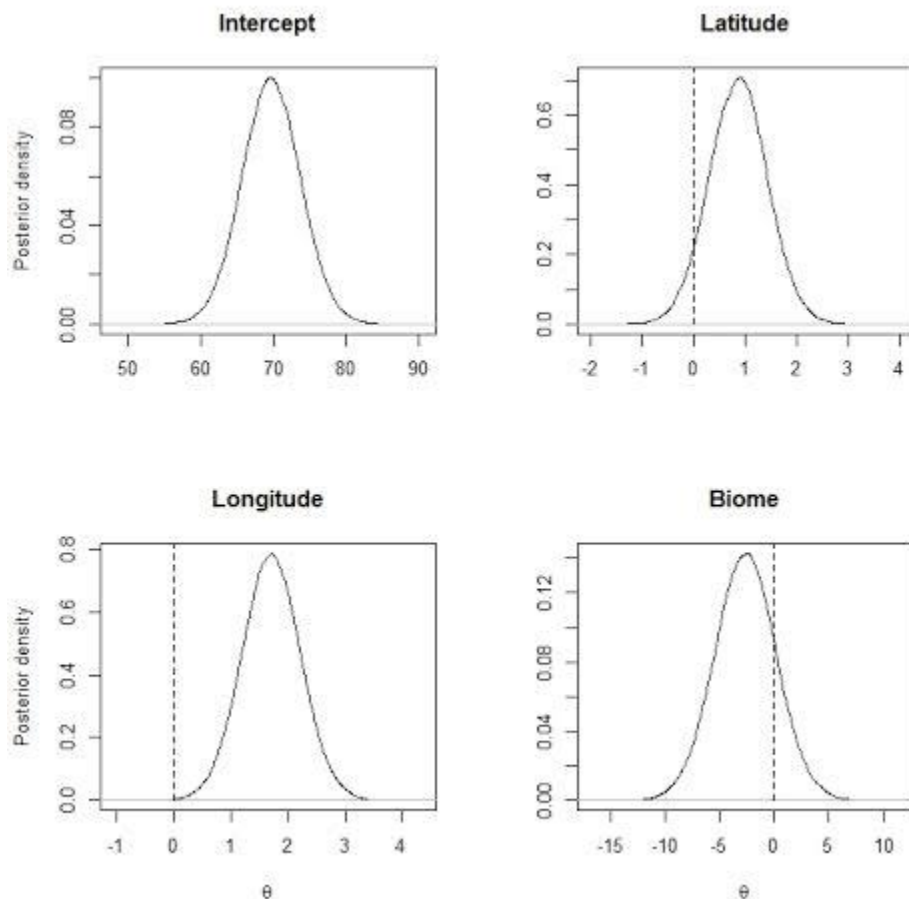


Figura 09. Distribuição dos parâmetros à *posteriori* de autocorrelação entre Riqueza de espécies *versus* latitude, longitude e Bioma/Região para a fauna de formigas de serapilheira na América do Sul.

3.4. DISCUSSÃO

A comunidade de formigas apresenta uma estrutura altamente complexa e diversificada na Região Neotropical. Em uma amplitude amostral de 4060 amostras realizadas com extratores de Winkler, ao longo de 66 localidades da América do Sul, referentes a esse estudo, 55% da riqueza total foram representadas por espécies com até 10 registros de frequência de ocorrência, sendo 12% da riqueza total por espécies com um único registro (*Uniques*) e 10% da riqueza total por espécies com até dois registros (*Duplicates*). Essa proporção também é válida ao analisarmos as escalas locais, ou seja, o conjunto amostral de cada Região/Bioma aqui apresentado. Longino *et al.*(2002) em um estudo de referência sobre a fauna de formigas em *La Selva* na Costa Rica, em um gradiente de amostragem regional expressivo, com contemplação por método de amostragem e estrato do ambiente, encontrou resultados similares ao analisar a estrutura da fauna de serapilheira, com as métricas amostrais utilizadas com o extrator de Winkler, verificando que as espécies com frequência de ocorrência baixa (raras) eram responsáveis por mais de 50% da riqueza observada. Outros importantes estudos contemplativos da diversidade de formigas de serapilheira em escalas espaciais menores também indicaram a influência da raridade e particularidades específicas na estruturação da diversidade. Lessard *et al.* (2007) estudando a composição da fauna de formigas de serapilheira em 22 localidades florestais na América Central, relacionaram que a alta correlação entre a riqueza observada e a esperada, sofreu influência direta das espécies com abundância local baixa e frequência de ocorrência baixa, sendo que 14% (± 2) da riqueza encontrada por eles era de espécies registradas apenas em uma amostra - *Uniques*, e cerca de 10% (± 2) em duas amostras - *Duplicates*. Essa proporção também foi encontrada nos estudos de Talbot (1975) em Michigan, Van Pelt (1956) na Flórida (Welaka Biological Reserve); Deyrup & Trager (1986) na Florida (Archbold Biological

Station); Brühl *et al.* (1998) em Borneo (Kinabalu National Park); Silva & Silvestre (2004) em Santa Catarina (Floresta Atlântica); Souza *et al.* (2007) na Amazônia; Silvestre *et al.* (2013) no Centro-oeste brasileiro (Serra da Bodoquena-MS); Groc *et al.* (2013) na Guiana Francesa (Nouragues Research Station), dentre outros. No entanto, salvo o estudo de Longino *et al.* (2002), os demais estudos não inferiram os possíveis modelos de distribuição de abundâncias de espécies de formigas para a fauna de serapilheira, como complementaridade dos estudos em diversidade na sua esfera de escala analisada.

O comportamento dos estimadores de riqueza, Chao2 e ICE, que são sensíveis às espécies com baixa frequência de ocorrência amostral, demonstrou clara suscetibilidade quanto à presença de um número considerável de espécies raras para a fauna de formigas de serapilheira em um gradiente regional *gama*, que no caso desse estudo, o continente da América do sul.

A diversidade para cada unidade amostral, para cada Região/Bioma e para uma amplitude espacial expressivamente considerável (América do Sul) obteve valores altos em geral. Os menores valores encontrados de diversidade *alfa* se concentraram na amplitude do Bioma Chaco. Isso é refletido pela estrutura física natural da composição da serapilheira dos ambientes chaquenhos como um todo, onde a biomassa mantida na serapilheira desses ambientes é um fator preponderante na manutenção da diversidade de espécies (Silvestre *et al.*, 2012). Neste ínterim, o Chaco possui uma estrutura faunística mais homogênea devido à influência direta do regime sazonal de cheia e seca bem definido (Soriano & Galdino, 2002). As áreas que são suscetíveis ao alagamento como o Chaco, o Pantanal, Matas Ciliares e Várzeas, representam um real filtro para muitas espécies que nidificam na serapilheira (Silvestre R. *em preparação*).

A baixa similaridade entre quase todas as localidades averiguadas, está diretamente relacionada a uma forte substituição de espécies ao longo do gradiente Sul-americano estudado e explícita no valor obtido do índice de Diversidade β de Whittaker (β_w : 10.129). Essa forte substituição de espécies está relacionada com o número expressivo de espécies com baixa frequência de ocorrência e a alta correlação entre a riqueza observada e a esperada, sofre influência direta das espécies com abundância baixa e frequência de ocorrência baixa, sugerindo que a heterogeneidade dos ambientes amostrados e o estado de conservação das áreas circundantes são fatores que propiciam a presença de espécies de formigas com este perfil.

No ordenamento realizado pela análise de NMDS (Nonmetric Multidimensional Scaling) foi possível a visualização de cinco subconjuntos faunísticos quanto à diversidade e estrutura da composição da fauna por influência do histórico de formação das áreas (Similaridade em nível *gama*), sendo eles: Subconjunto do Bioma de Mata Atlântica (I); Subconjunto Bahia-Florestas estacionais decíduais submontanas (II e III), que possivelmente sofre influência do Cerrado e da Caatinga em sua composição; Subconjunto Amazônico Meridional (IV); Subconjunto Amazônico Setentrional (V) e Subconjunto Chaquenho (VI e VII).

A verificação dos padrões de distribuição de abundâncias revelou que a fauna de formigas que nidificam ou exploram esse estrato do ambiente é fortemente influenciada pela raridade dessas espécies. Tanto em escala de amplitude local (*alfa*) quanto em escalas expressivamente amplas regionalmente (*gama*), o modelo de distribuição de abundâncias se ajustou a um modelo de perfil *Log-normal* truncado. Houve o arranjo da moda –“Hollow curve” no segundo oitavo das regiões **II** (Bahia), **III** (Serra da Bodoquena), **VI** (Chaco-Paraguai) e **VII** (Chaco- Argentina). Nas demais regiões: **I** (Mata Atlântica), **IV** (Amazônia – Manaus) e **V** (Guiana Francesa), a moda se verificou

no primeiro oitavo. Esse último perfil pode estar estritamente relacionado com o volume e a estrutura da serapilheira nestas florestas, o que propicia um maior número de micro-hábitats que suportam um maior número de espécies especializadas em ambientes estruturalmente mais complexos e heterogêneos, como é o caso das florestas inseridas nos biomas de Mata Atlântica e Amazônico. Ampliando a escala para a América do Sul, a relação “modal” se deu entre o primeiro e segundo oitavo de abundâncias. Esse fato demonstra que o número de espécies raras não necessariamente decai com o aumento da amostragem, tanto em escalas espaciais mais reduzidas quanto em escalas expressivamente amplas. Desta forma, a comunidade que representa a fauna de formigas de serapilheira está estruturada na raridade, ou seja, espécies com exigências ecológicas particulares nesse estrato ainda pouco conhecido. Averiguando esse perfil para o táxon, apontamos um diversificado dinamismo realizado pelas espécies que nidificam e exploram a serapilheira sob os seguintes aspectos ecológico-funcionais da raridade, sendo explicado, *à priori*, por: a) especificidade de nicho no universo micro-ambiental; b) muitas espécies com restrições populacionais geográficas; c) espécies com tamanho populacional reduzido; d) muitas espécies especializadas com amplitudes dispersivas reduzidas e inseridas em guildas específicas; e) uma forte pressão seletiva induzida pela ação da fragmentação tanto localmente quanto nos limites de bioma/região, o que pode causar um efeito vicariante caótico, onde muitos filtros imprevisíveis podem estar atuando.

Com essa verificação para a fauna de formigas de serapilheira conclui-se que o Taxon Formicidae, quanto ao estrato, possui um modelo de distribuição de abundâncias *Log-Normal* truncado, sendo configurado pela alta proporção de espécies especialistas estenopotes, ou seja, com faixas de amplitude ecológica e dispersiva reduzidas ao analisarmos em diferentes progressões escalares, tanto em escalas mais reduzidas por

região quanto por escalas de amplitude continental. Concluímos também que o estudo dos padrões e modelos de distribuição das abundâncias deve ser inserido com maior efetividade em pesquisas que contemplem riqueza, diversidade e similaridade como um todo. Ao analisarmos esses modelos de abundancia de espécies podemos evidenciar com maior clareza a dinâmica da comunidade e averiguar o estado de conservação das áreas de uma forma comparativamente mais robusta. Uma configuração que altere de um modelo *Log-normal* truncado para um modelo *Log-normal* quando utilizamos a fauna de formigas de serapilheira indica homogeneidade da área ou região analisada. Neste ínterim, a descrição dos modelos de distribuição traz um panorama mais refinado e atua como ferramenta indispensável para medidas mais claras de conservação de áreas florestais, utilizando Formicidae como agente de estudo.

Equitatividade: Diferenças quanto a composição da raridade

Pelo modelo exponencial que ajustamos foi possível verificar uma distinção, em escala continental, de dois conjuntos biogeográficos subregionais faunísticos da Neotropical, sendo eles: Chaquenho e Amazônico quanto a porcentagem de ocorrências exclusivas regionais ou conjuntos de espécies menos frequentes em proporção (endemismo pontual). Tanto a Amazônia Meridional quanto o Chaco Paraguaio foram as regiões que apresentaram uma menor equitatividade de ocorrências das espécies, ou seja, em relação a amplitude de cobertura amostral por bioma/região, apresentaram um número menor de espécies abundantes (estenopotententes) e um número maior de espécies menos frequentes (raras). Essa relação, pelo modelo exponencial, foi expressa nos valores elevados obtidos do parâmetro beta (β) (ver Tabela 03, Figura 08). Elevados valores de beta indicam uma redução elevada na equitatividade da região e uma proporção maior de espécies de caráter endêmico.

Padrões de Riqueza de espécies para a fauna de formigas de serapilheira

Na verificação dos padrões de riqueza de espécies o gradiente de longitude foi o parâmetro que direcionou relação direta com a riqueza de espécies, através do modelo bayesiano de distribuição *a priori* da riqueza correlacionada com os gradientes geográficos de latitude, longitude e tipo de Bioma. Essa foi a primeira verificação realizada para a fauna de formigas seguindo um protocolo amostral padronizado em escala continental usando um modelo analítico construído para este propósito. Houve relação com o gradiente longitudinal para a fauna de serapilheira, estabilizando na porção leste do continente. À medida que adentramos o continente de leste para oeste, a riqueza se equaliza. Os maiores picos se concentraram nas áreas mais à leste do continente, sob configuração dos domínios das localidades que estão inseridas ao longo da Mata Atlântica. Isso, possivelmente se deve à ação de um gradiente de umidade estável, influenciado pelos fatores históricos relacionados à formação e a configuração do Bioma de Mata Atlântica e na quantidade de serapilheira acumulada, principalmente na porção leste do continente, onde, tanto a estrutura fisiográfica do relevo, quanto a baixa suscetibilidade ao alagamento natural dessas áreas, promovem uma grande quantidade em volume de serapilheira. Assim, é muito provável que a relação da riqueza com a longitude na magnitude da escala analisada (América do Sul) se correlacione na porção leste do continente, devido, principalmente, a fatores históricos, tais como: 1) oscilações climáticas durante períodos glaciais e interglaciais, onde ora havia expansão das florestas úmidas com retração das florestas secas e vice-versa, somados a estrutura de relevo montanhoso à leste do continente, que se configura, principalmente, sob os domínios da Floresta Atlântica. Esses períodos alternados de fragmentação com isolamento de populações e depois novamente coalescência devem ter sido muito significativos na geração da correlação entre a riqueza de espécies de

formigas, diversidade e composição das espécies ao longo da faixa longitudinal leste do continente, principalmente, na interface limítrofe sul-sudeste. 2) influência direta da umidade vinda do oceano (correntes oceânicas) e concentrada principalmente no grande *continuum* de Serras e Cordilheiras do leste continental, sob os domínios do Bioma de Mata Atlântica, com um regime regular úmido ao longo do ano, propiciando, no estrato de serapilheira, uma maior estabilidade na produção de biomassa, o que propicia e capacita o estabelecimento de um número maior de espécies que nidificam e exploram esse estrato do ambiente, tendo uma maior concentração na riqueza de espécies em altitudes intermediárias (Tonhasca- Junior, 2005) e que não sofrem a ação direta de um regime de cheia e seca sazonal, como acontece nas localidades sob os domínios do Chaco e da Amazonia Meridional.

Avaliando a relação da riqueza em gradientes altitudinais em escala regional menor, na Mata Atlântica, Silva *et al.* (2007) com a fauna de formigas de serapilheira e Almeida-Neto *et al.* (2006) com a fauna de Opiliões, encontraram um mesmo perfil correlativo entre os maiores picos de riqueza relacionados à um gradiente altitudinal regional de riqueza de espécies em altitudes intermediárias entre 400 e 600 metros. Fisher (1996) e Brühl *et al.* (1998) também chegaram neste padrão monotônico em outras regiões tropicais.

De qualquer maneira é esperado, em uma escala gama, que a maioria dos organismos apresente certa variação em sua distribuição de riqueza segundo um determinado gradiente. Alguns grupos de organismos como, por exemplo, as aves, apresentam tendência de serem mais ricos nas porções tropicais do globo do que em áreas subtropicais e temperadas (Brown & Lomolino, 1998). Este padrão de gradiente é conhecido como associação negativa entre riqueza de espécies e latitude ou padrão clássico de gradiente latitudinal, e é exibido por muitos táxons (Gaston, 2000; Willig *et*

al. 2003). Para plantas, Oliveira-Filho & Fontes (2000) reconhecem uma diferenciação nos picos de riqueza de espécies em gradiente latitudinal norte-sul da flora arbórea na Mata Atlântica, possivelmente relacionada com a temperatura e o regime de chuvas. Exceções a este padrão clássico são também conhecidas para muitos organismos (Willig *et al.*, 2003), por exemplo, Ichneumonidae que apresenta associação positiva entre riqueza e latitude (Janzen, 1981). Os Apidae de uma maneira geral apresentam tendência oposta, onde as porções temperadas e xéricas do planeta parecem ser mais ricas que as porções tropicais (Michener, 2007). Porém, o padrão de riqueza de espécies revelados neste presente estudo, para a fauna de formigas de serapilheira, não se adequa a influência latitudinal, o que indica um padrão de riqueza disruptivo, devido às influências de outras variáveis geográficas (Gaston, 2000).

3.5. CONCLUSÃO

Nossos resultados, através do modelo bayesiano construído, favorecem a indicação de que, independente de verificarmos conjuntos faunísticos distintos quanto a similaridade em escala continental, a relação entre os maiores picos de riqueza de espécies com um gradiente longitudinal leste se deve pela ação conjunta de múltiplos fatores formatados tanto por mecanismos históricos de evolução do ambiente, como estrutura de relevo e dinâmica de uma condição de heterogeneidade estável, sem ação direta ou expressiva de filtros ambientais (condições restritivas) como regimes hídricos (influência sazonal de cheia e seca) e climáticos (frequência de queimadas sazonais sob stress climático natural) que condicionam a produtividade de biomassa na serapilheira, afetando diretamente a quantidade de nichos e disponibilidade de recursos na permanência de um pico ótimo de riqueza de espécies para a fauna de formigas que nidificam e exploram a serapilheira.

3.6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Agosti, D. & Alonso, L. E. (2000). The ALL Protocol: a standard protocol for the collection of ground-dwelling ants. (ed. by D. Agosti, J. D. Majer, L. E. Alonso & T. R. Schultz). pp. 204–206. *Ants: Standard Methods for Measuring and Monitoring Biodiversity*. Smithsonian Institution Press, Washington.

Almeida-Neto, M., Machado, G., Pinto-da-Rocha, R. & Giaretta, A. A. (2006). Harvestman (Arachnida: Opiliones) species distribution along three Neotropical elevational gradients: an alternative rescue effect to explain Rapoport's rule? *Journal of Biogeography*, **33**, 361-375.

Andow, D. A. (1991). Vegetational diversity and arthropod population responses. *Annual Review of Entomology*, **36**:561-586.

Bestelmeyer, B.T., Agosti, D., Alonso, L.E., Brandão, C.R.F., Brown, W.L. JR., Delabie, J.H.C. & Silvestre, R. (2000). Field techniques for the study of ground-dwelling ants. (ed. by D. Agosti, J. D. Majer, L. E. Alonso & T. R. Schultz). pp. 124-122. *Ants: standard methods for measuring and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institution Press, Washington.

Brown, J. H. & Lomolino, M. V. (1998). *Biogeography*. 2nd Ed. Sunderland, Massachusetts (Sinauer Associates, Inc. Publishers).

Brühl, C. A., Gunsalam G., Linsenmair K. E. (1998). Stratification of ants (Hymenoptera: Formicidae) in a primary rain forest in Sabah, Borneo. *Journal of Tropical Ecology*, **14**, 285-297.

Byrne, M.M. (1994). Ecology of twig-dwelling ants in a wet lowland tropical Forest. *Biotropica*, **26**, 61-72.

Delabie, J.H.C., Agosti, D. & Nascimento, I.C. (2000). Litter ant communities of the Brazilian Atlantic rain forest region. *School of Environmental Biology*, **18**, 1-17.

Delabie, J.H.C., Jahyni, B., Nascimento, I. C., Mariano, C. S. F., Lacau, S., Campiolo, S., Philpott, S. M., Leponce, M. (2007). Contributions of cocoa plantations to the conservation of native ants (Insecta: Hymenoptera: Formicidae) with a special emphasis on the Atlantic Forest fauna of southern Bahia, Brazil. *Biodiversity Conservation*, **16**, 2359-2384.

Deyrup, M., & Trager J. (1986). Ants of the Archbold Biological Station, Highlands County, Florida (Hymenoptera: Formicidae). *Florida Entomologist*, **69**, 206-228.

Fernández, F. & Sendoya S. (2004). Synonymic list of Neotropical ants (Hymenoptera: Formicidae). *Biota Colombiana*, **5**, 3-105.

Fisher, B.L. (1999). Ant diversity patterns along an elevational gradient in the Réserve Naturelle Intégrale d'Andohahela, Madagascar. *Fieldiana: Zoology*, **94**, 129-147.

Fischer J. & Lindenmayer D.B. (2002) The conservation value of paddock trees for birds in a variegated landscape in southern New South Wales. *Biodiversity and Conservation*, **11**, 833-849.

Gaston, K. J. (2000). Global patterns in biodiversity. *Nature*, **405**, 220-227.

Gaston, K. J., Blackburn, T. M., Lawton, J. H. (1997). Interspecific abundance—range size relationships: an appraisal of mechanisms. *Journal of Animal Ecology*, **66**, 579-601.

Gotelli, N.J. & Colwell R.K. (2001). Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters* **4**, 379-391.

Groc, S., Delabie, J. H. C., Fernández, F., Leponce, M. ; Silvestre, R., Orivel, J., Vasconcelos, H. L., Dejean, A. (2013). Leaf-litter ant communities (Hymenoptera: Formicidae) in a pristine Guianese rainforest: stable functional structure versus high species turnover. *Myrmecological News*, **19**, 43-51.

Hölldobler, B. & Wilson, E.O. (1990). *The Ants*. The Belknap Press of Harvard University, Cambridge.

Hubbell, S.P. (2001). *The unified neutral theory of biodiversity and biogeography*. Princeton University, Princeton.

Koleff, P., Gaston K.J., Lennon J.J. (2003). Measuring beta diversity for presence-absence data. *Journal of Animal Ecology*, **72**, 367-382.

Leponce, M., Theunis, L., Delabie, J.H.C., Roisin, Y. (2004). Scale dependence of diversity measures in a leaf-litter ant assemblage. *Ecography*, **27**, 253–267.

Lobo, J., & Favila, M.E. (1999). Different ways of constructing octaves and its consequences on the prevalence of the bimodal species abundance distribution. *Oikos*, **87(2)**, 321-326.

Longino, J. T., Coddington, J., Colwell, R. K. (2002). The ant fauna of a tropical rain forest: estimating species richness three different ways. *Ecology*, **83**, 689–702.

Ludwig J.A. & Reynolds J.F. (1988). *Statistical ecology*. J.Wiley, New York.

Magurran, A. E. (2004). *Measuring Biological Diversity*. Blackwell Scientific Publications, Oxford.

Magurran, A. E., & McGill, B. J. (2011). *Biological Diversity - Frontiers in measurement and assessment*. Oxford University Press, Oxford.

May, R.M. (1994). The effects of spatial scale on ecological questions and answers. *Large-scale ecology and conservation biology* (ed. by P.J. Edwards, R.M. May and N.R. Webb), pp. 1-17. Blackwell Scientific Publications, Oxford.

McCarthy, M. A. (2007). *Bayesian Methods for Ecology*. Cambridge University Press. Cambridge.

McGill, B. J., Etienne, R. S., Gray, J. S., Alonso, D., Anderson, M. J., & Benecha, H. K. (2007). Species abundance distributions: moving beyond single prediction theories to integration within an ecological framework. *Ecology Letters*, **10**, 995-1015.

Michener, C. D. (2007). *The Bees of the World*. 2nd Ed. The Johns Hopkins University Press. Baltimore, Maryland.

Oliveira-Filho, A.T. & Fontes, M.A. (2000). Patterns of floristic differentiation among Atlantic Forest in southeastern Brazil and the influence of climate. *Biotropica*, **32**, 793-810.

Prado, P. I. (2009). Distribuições de Abundâncias de Espécies: avanços analíticos para entender um padrão básico em ecologia. *Ciência e Ambiente*, **39**, 121-136.

Preston, F.W. (1948). The commonness and rarity of species. *Ecology*, **29**, 254-283.

R Development Core Team. (2010). R: A language and environment for statistical computing, R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Available in: <http://www.R-project.org>.

Silva, R. R & Silvestre, R. (2004). Diversidade de formigas (Hymenoptera: Formicidae) em Seara, Oeste de Santa Catarina. *Biotemas*, **13**, 85-105.

Silva, R. R.; Feitosa, R. S. M.; Eberhardt, F. (2007). Reduced ant diversity along a habitat regeneration gradient in the southern Brazilian Atlantic Forest. **Forest Ecology and Management**, **240**, 61-69.

Silva, R.R. & Brandão C.R.F. (2010). Morphological patterns and community organization in leaf-litter ant assemblages. *Ecological Monographs*, **80**, 107-124.

Silvestre, R., Demétrio, M. F., Delabie, J. H. C. (2012). Community Structure of Leaf-Litter Ants in a Neotropical Dry Forest: A Biogeographic Approach to Explain Betadiversity. *Psyche*, **2012**, 1-15.

Soriano, B.M.A. & Galdino, S. (2002). Análise da distribuição da frequência mensal de precipitação para a subregião da Nhecolândia, Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brasil. Boletim de Pesquisa 34: Embrapa Pantanal, Corumbá.

Spiegelhalter, D., Thomas, A., Best, N., Lunn, D. (2010). WinBUGS User Manual Version 3.1.2. Cambridge, UK: MRC Biostatistics Unit.

Tonhasca-Junior, A. (2005). *Ecologia e história natural da Mata Atlântica*. Rio de Janeiro, Interciências.

Van Pelt, A. F. (1956). The ecology of the ants of the Welaka Reserve, Florida (Hymenoptera: Formicidae). *American Midland Naturalist*, **56**, 358-387.

Whittaker, R. H. (1972). Evolution and measurement of species diversity. *Taxon*, **12**, 213-251.

Willig, M. R., Kaufmann, D. M., Stevens, R. D. (2003). Latitudinal gradients of biodiversity: pattern, process, scale and synthesis. *Annual Review of Ecology Evolution and Systematics*, **34**, 273-309.

Apêndice 01. Lista de espécies de Formicidae ao longo dos sete inventários Sul-Americanos. **I-** Mata Atlântica; **II-** Bahia; **III-** Floresta Estacional Decidual (Serra da Bodoquena); **IV-** Amazônia (Brasil); **V-** Amazônia (Guiana Francesa); **VI-** Chaco - Paraguay; **VII-** Chaco – Argentina.

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
Agroecomyrmecinae							
<i>Tatuidris tatusia</i>					X		
Amblyoponinae							
<i>Prionopelta antillana</i>	X	X					
<i>Prionopelta punctulata</i>	X			X			
<i>Prionopelta</i> sp. 01	X				X		
<i>Prionopelta</i> sp. 02	X			X	X		X
<i>Prionopelta</i> sp. 03					X		
<i>Prionopelta</i> sp. 04					X		
<i>Stigmatomma armigera</i>	X		X			X	
<i>Stigmatomma elongatum</i>	X	X	X				
<i>Stigmatomma lurilabes</i>			X		X		
<i>Stigmatomma</i> sp. 01	X	X	X	X			
Ceropachyinae							
<i>Acanthostichus brevicornis</i>	X		X		X		
<i>Acanthostichus</i> sp.	X						X
<i>Cerapachys neotropicus</i>					X		
<i>Cerapachys splendens</i>	X	X	X				
<i>Sphinctomyrmex stali</i>	X						
Dolichoderinae							
<i>Azteca alfari</i>			X	X			X
<i>Azteca paraensis bondari</i>		X					
<i>Azteca</i> sp.1	X	X	X		X		
<i>Azteca</i> sp.2	X	X			X		
<i>Azteca</i> sp.3	X	X			X		
<i>Dolichoderus attelaboides</i>		X					
<i>Dolichoderus bidens</i>					X		
<i>Dolichoderus bispinosus</i>			X	X	X		
<i>Dolichoderus decollatus</i>					X		
<i>Dolichoderus imitator</i>	X	X			X		
<i>Dolichoderus lutosus</i>		X			X		
<i>Dolichoderus</i> sp. 01	X			X			
<i>Dolichoderus</i> sp. 02				X			
<i>Dorymyrmex thoracicus</i>		X				X	

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Forelius pusillus</i>						X	
<i>Linepithema cryptobioticum</i>						X	
<i>Linepithema gallardoi</i>							X
<i>Linepithema humile</i>			X				
<i>Linepithema micans</i>			X				X
<i>Linepithema pulex</i>							X
<i>Linepithema</i> sp. 01			X				X
<i>Linepithema</i> sp. 02							X
<i>Linepithema</i> sp. 03	X						
<i>Linepithema</i> sp. 04	X						
<i>Linepithema</i> sp. 05	X						
<i>Linepithema</i> sp. 06	X						
<i>Linepithema</i> sp. 07	X						
<i>Linepithema</i> sp. 08	X						
<i>Tapinoma melanocephalum</i>	X		X		X		
<i>Tapinoma</i> sp.01					X		
<i>Technomyrmex vitiensis</i>					X		
Ecitoninae							
<i>Eciton burchelli</i>	X		X		X		
<i>Eciton drepanophorum</i>					X		
<i>Labidus coecus</i>	X	X	X	X	X	X	
<i>Labidus praedator</i>	X		X				X
<i>Neivamyrmex carettei</i>						X	
<i>Neivamyrmex pseudops</i>						X	
<i>Neivamyrmex punctaticeps</i>	X						
<i>Neivamyrmex</i> sp. 01	X		X		X		
<i>Neivamyrmex</i> sp. 02	X		X				
<i>Nomamyrmex</i> sp.	X		X				
Ectatomminae							
<i>Ectatomma brunneum</i>			X			X	
<i>Ectatomma edentatum</i>	X	X	X	X	X		
<i>Ectatomma lugens</i>				X	X		
<i>Ectatomma permagnum</i>	X		X			X	
<i>Ectatomma tuberculatum</i>	X	X	X		X		
<i>Gnamptogenys acuminata</i>	X	X			X		
<i>Gnamptogenys acuta</i>				X			
<i>Gnamptogenys annulata</i>					X		
<i>Gnamptogenys continua</i>	X	X			X		
<i>Gnamptogenys gracilis</i>		X					
<i>Gnamptogenys haenski</i>	X						
<i>Gnamptogenys horni</i>	X	X		X	X		
<i>Gnamptogenys interrupta</i>	X						
<i>Gnamptogenys lucaris</i>	X						
<i>Gnamptogenys mecotyle</i>					X		
<i>Gnamptogenys mediatatrix</i>	X						

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Gnamptogenys minuta</i>	X				X		
<i>Gnamptogenys moelleri</i>		X			X		
<i>Gnamptogenys mordax</i>					X		
<i>Gnamptogenys pleurodon</i>	X				X		
<i>Gnamptogenys porcata</i>					X		
<i>Gnamptogenys rastrata</i>	X						X
<i>Gnamptogenys regularis</i>					X		
<i>Gnamptogenys relictæ</i>				X	X		
<i>Gnamptogenys striatula</i>	X	X	X			X	
<i>Gnamptogenys sulcata</i>			X		X		
<i>Gnamptogenys tortuolosa</i>					X		
<i>Gnamptogenys triangularis</i>							X
<i>Gnamptogenys</i> sp. 01	X	X	X				X
<i>Gnamptogenys</i> sp. 02	X						
<i>Gnamptogenys</i> sp. 03	X						
<i>Gnamptogenys</i> sp. 04	X						
<i>Gnamptogenys</i> sp. 05	X						
<i>Gnamptogenys</i> sp. 06	X						
<i>Gnamptogenys</i> sp. 07	X						
<i>Typhlomyrmex major</i>	X						
<i>Typhlomyrmex pusillus</i>	X	X					
<i>Typhlomyrmex rogenhoferi</i>	X		X		X		
<i>Typhlomyrmex</i> sp.1	X		X				
<i>Typhlomyrmex</i> sp.2	X						
Formicinae							
<i>Acropyga decedens</i>	X				X		
<i>Acropyga exsanguis</i>	X						
<i>Acropyga fuhrmanni</i>	X				X		
<i>Acropyga goeldii</i>	X						
<i>Acropyga guianensis</i>	X						
<i>Acropyga panamensis</i>	X						
<i>Acropyga smithii</i>	X						
<i>Acropyga romeo</i>					X		
<i>Acropyga</i> sp. 01		X		X	X		
<i>Brachymyrmex coactus</i>	X						
<i>Brachymyrmex depilis</i>							X
<i>Brachymyrmex heeri</i>				X	X		
<i>Brachymyrmex gaucho</i>							X
<i>Brachymyrmex longicornis</i>				X			
<i>Brachymyrmex luederwaldti</i>						X	
<i>Brachymyrmex physogaster</i>						X	
<i>Brachymyrmex</i> sp. 01	X	X	X		X	X	X
<i>Brachymyrmex</i> sp. 02	X	X	X				X
<i>Brachymyrmex</i> sp. 03	X	X	X				X
<i>Brachymyrmex</i> sp. 04	X	X	X				X

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Brachymyrmex</i> sp. 05	X	X					X
<i>Brachymyrmex</i> sp. 06	X	X					
<i>Brachymyrmex</i> sp. 07	X	X					
<i>Brachymyrmex</i> sp. 08	X	X					
<i>Brachymyrmex</i> sp. 09	X	X					
<i>Brachymyrmex</i> sp. 10	X	X					
<i>Brachymyrmex</i> sp. 11	X	X					
<i>Camponotus alboanulatus</i>	X						
<i>Camponotus atriceps</i>					X		
<i>Camponotus balzani</i>	X						
<i>Camponotus bidens</i>		X					
<i>Camponotus blandus</i>						X	
<i>Camponotus canescens</i>	X	X					
<i>Camponotus crassus</i>		X	X		X		
<i>Camponotus fastigatus</i>		X					
<i>Camponotus femoratus</i>				X	X		
<i>Camponotus latangulus</i>		X			X		
<i>Camponotus lespesi</i>							X
<i>Camponotus melanoticus</i>			X		X		
<i>Camponotus mus</i>			X			X	X
<i>Camponotus novogranadensis</i>		X		X	X		
<i>Camponotus ogloblini</i>							X
<i>Camponotus rapax</i>				X	X		
<i>Camponotus rectangularis</i>					X		
<i>Camponotus renggeri</i>			X		X		
<i>Camponotus rufipes</i>	X		X				X
<i>Camponotus singulatus</i>		X					
<i>Camponotus tenuiscapus</i>						X	
<i>Camponotus termitarius</i>						X	
<i>Camponotus trapezoides</i>	X						X
<i>Camponotus yala</i>							X
<i>Camponotus (Myrmaphaenus)</i> sp.01					X		
<i>Camponotus (Myrmobrachys)</i> sp.02					X		
<i>Camponotus</i> sp.01 c. <i>paradoxus</i>					X		
<i>Camponotus</i> sp.02 c. <i>ager</i>					X		
<i>Camponotus</i> sp. 01	X		X		X		X
<i>Camponotus</i> sp. 02	X	X	X	X	X		
<i>Camponotus</i> sp. 03	X			X	X		
<i>Camponotus</i> sp. 04	X						
<i>Camponotus</i> sp. 05	X						
<i>Camponotus</i> sp. 06	X						
<i>Gigantiops destructor</i>					X		
<i>Nylanderia guatemalensis</i>					X		
<i>Nylanderia fulva</i>			X				X
<i>Nylanderia pubens</i>							X

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Nylanderia silvestrii</i>							X
<i>Nylanderia</i> sp. 01		X	X	X	X	X	X
<i>Nylanderia</i> sp. 02		X	X	X	X		X
<i>Nylanderia</i> sp. 03		X	X	X	X		X
<i>Nylanderia</i> sp. 04		X	X	X	X		
<i>Paratrechina longicornis</i>	X	X	X	X	X		X
<i>Myrmelachista</i> sp. 01	X	X					X
<i>Myrmelachista</i> sp. 02	X						
Heteroponerinae							
<i>Acanthoponera</i> sp.	X						
<i>Heteroponera</i> cfr. <i>angulata</i>		X					
<i>Heteroponera dentinodis</i>	X						
<i>Heteroponera dolo</i>	X		X				X
<i>Heteroponera flava</i>	X						
<i>Heteroponera inermis</i>	X						
<i>Heteroponera mayri</i>	X	X					X
<i>Heteroponera microps</i>	X		X				
<i>Heteroponera</i> sp. 01	X						X
<i>Heteroponera</i> sp. 02	X						
Leptanilloidinae							
<i>Asphinctanilloides</i> sp. n	X		X				
Myrmicinae							
<i>Acanthognathus brevicornis</i>					X		
<i>Acanthognathus ocelatus</i>	X			X	X		
<i>Acanthognathus rudis</i>	X						
<i>Acromyrmex aspersus</i>	X						
<i>Acromyrmex balzani</i>		X					
<i>Acromyrmex coronatus</i>		X					
<i>Acromyrmex crassispinus</i>	X						
<i>Acromyrmex disciger</i>	X						
<i>Acromyrmex molestans</i>		X					
<i>Acromyrmex niger</i>	X	X					
<i>Acromyrmex rugosus</i>			X				
<i>Acromyrmex</i> sp.							X
<i>Acromyrmex subterraneus</i>			X				
<i>Adelomyrmex</i> sp.01	X						
<i>Adelomyrmex</i> sp.02	X						
<i>Allomerus</i> sp.	X						
<i>Apterostigma acre</i>	X	X					
<i>Apterostigma auriculatum</i>		X					
<i>Apterostigma ierense</i>		X					
<i>Apterostigma jubatum</i>					X		
<i>Apterostigma madidiense</i>		X					
<i>Apterostigma manni</i>			X				
<i>Apterostigma pariense</i>					X		

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Apterostigma pilosum</i>			X		X		X
<i>Apterostigma</i> sp. 01	X	X		X			
<i>Apterostigma</i> sp. 02	X						
<i>Apterostigma</i> sp. 03	X						
<i>Apterostigma</i> sp. 04	X						
<i>Apterostigma</i> sp. 05	X						
<i>Apterostigma</i> sp. 06	X						
<i>Apterostigma</i> sp.01 c. <i>pilosum</i>		X		X	X		X
<i>Apterostigma</i> sp.02 c. <i>pilosum</i>		X		X	X		
<i>Apterostigma</i> sp.03 c. <i>pilosum</i>				X	X		
<i>Apterostigma tachirensense</i>					X		
<i>Apterostigma urichii</i>					X		
<i>Apterostigma wasmanni</i>			X				
<i>Atta laevigatta</i>			X				
<i>Atta opaciceps</i>		X					
<i>Atta sexdens rubropilosa</i>		X	X				
<i>Atta sexdens sexdens</i>		X	X				
<i>Basiceros betschi</i>					X		
<i>Basiceros convexiceps</i>	X						
<i>Basiceros disciger</i>	X		X				
<i>Basiceros</i> sp. 1				X	X		
<i>Blepharidatta brasiliensis</i>				X			
<i>Blepharidatta conops</i>		X					
<i>Carebara brevipilosa</i>	X						
<i>Carebara panamensis</i>		X					
<i>Carebara</i> sp. 01	X	X	X	X			X
<i>Carebara</i> sp. 02	X			X			
<i>Carebara</i> sp. 03	X			X			
<i>Carebara</i> sp. 04	X						
<i>Carebara</i> sp. 05	X						
<i>Carebara</i> sp. 06	X						
<i>Carebara</i> sp.1 grupo <i>escherichi</i>					X		
<i>Carebara</i> sp. 2 grupo <i>lignata</i>					X		
<i>Carebara urichi</i>	X	X		X	X		
<i>Carebarella</i> sp.		X					
<i>Cephalotes atratus</i>			X		X		
<i>Cephalotes borgmeieri</i>						X	
<i>Cephalotes clypeatus</i>			X				
<i>Cephalotes minutus</i>					X	X	X
<i>Cephalotes pusillus</i>		X	X				
<i>Cephalotes</i> sp.01	X		X		X		
<i>Cephalotes</i> sp.02	X		X				
<i>Cephalotes</i> sp.03	X						
<i>Crematogaster acuta</i>		X					
<i>Crematogaster brasiliensis</i>				X	X		

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Crematogaster carinata</i>					X		
<i>Crematogaster curvispinosa</i>			X	X			
<i>Crematogaster erecta</i>				X			
<i>Crematogaster flavosensitiva</i>				X	X		
<i>Crematogaster levior</i>				X			
<i>Crematogaster limata</i>				X	X		
<i>Crematogaster nigropilosa</i>				X			
<i>Crematogaster quadriformis</i>		X				X	
<i>Crematogaster sotobosque</i>				X	X		
<i>Crematogaster</i> sp. 01	X	X	X	X	X	X	
<i>Crematogaster</i> sp. 02	X	X	X	X	X	X	X
<i>Crematogaster</i> sp. 03	X	X	X	X	X		X
<i>Crematogaster</i> sp. 04	X	X	X				X
<i>Crematogaster</i> sp. 05	X	X					
<i>Crematogaster</i> sp. 06	X	X					
<i>Crematogaster</i> sp. 07	X						
<i>Crematogaster</i> sp. 08	X						
<i>Crematogaster</i> sp. 09	X						
<i>Crematogaster</i> sp. 10	X						
<i>Crematogaster</i> sp. grupo bryophilia					X		
<i>Crematogaster</i> sp. grupo limata					X		
<i>Crematogaster tenuicula</i>				X	X		
<i>Crematogaster wardi</i>					X		
<i>Cryptomyrmex boltoni</i>	X		X				
<i>Cryptomyrmex longinodus</i>					X		
<i>Cyphomyrmex lectus</i>			X	X			
<i>Cyphomyrmex peltatus</i>		X		X	X		
<i>Cyphomyrmex auritus</i>	X						
<i>Cyphomyrmex costatus</i>					X		
<i>Cyphomyrmex faunulus</i>					X		
<i>Cyphomyrmex flavidus</i>					X		
<i>Cyphomyrmex hamulatus</i>		X					
<i>Cyphomyrmex laevigatus</i>				X	X		
<i>Cyphomyrmex olitor</i>	X	X	X				X
<i>Cyphomyrmex plaumanni</i>	X						
<i>Cyphomyrmex quebradae</i>							X
<i>Cyphomyrmex rimosus</i>		X	X				X
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 01	X		X	X			
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 02	X		X	X			
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 03	X		X				
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 04	X		X				
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 05	X		X				
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 06	X		X				
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 07	X		X				
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 08	X		X				

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 09	X						
<i>Cyphomyrmex strigatus</i>	X	X	X				
<i>Cyphomyrmex transversus</i>		X			X	X	X
<i>Cyphomyrmex vorticis</i>		X					
<i>Eurhopalothrix bruchi</i>	X						
<i>Eurhopalothrix emeryi</i>					X		
<i>Eurhopalothrix gravis</i>	X						
<i>Eurhopalothrix pilulifera</i>	X			X			
<i>Eurhopalothrix</i> sp.1	X						
<i>Eurhopalothrix speciosa</i>	X						
<i>Eurhopalothrix spectabilis</i>	X						
<i>Hylomyrma balzani</i>	X	X	X		X		X
<i>Hylomyrma immanis</i>	X	X		X	X		
<i>Hylomyrma praepotens</i>					X		
<i>Hylomyrma reginae</i>					X		
<i>Hylomyrma reitteri</i>	X						X
<i>Hylomyrma sagax</i>		X			X		
<i>Hylomyrma</i> sp. 01	X	X	X	X	X		
<i>Hylomyrma</i> sp. 02	X				X		
<i>Hylomyrma</i> sp. 03					X		
<i>Lachnomyrmex amazonicus</i>				X			
<i>Lachnomyrmex nordestinus</i>	X						
<i>Lachnomyrmex pilosus</i>					X		
<i>Lachnomyrmex plaumanni</i>	X	X					
<i>Lachnomyrmex victori</i>	X						
<i>Megalomyrmex cuatiara</i>					X		
<i>Megalomyrmex drifti</i>	X	X			X		X
<i>Megalomyrmex gnomus</i>					X		
<i>Megalomyrmex goeldii</i>	X	X					
<i>Megalomyrmex iheringi</i>	X						
<i>Megalomyrmex incisus</i>	X				X		
<i>Megalomyrmex leoninus</i>					X		
<i>Megalomyrmex modestus</i>		X					
<i>Megalomyrmex myops</i>	X						
<i>Megalomyrmex pusillus</i>	X	X			X		
<i>Megalomyrmex silvestrii</i>	X	X	X				
<i>Megalomyrmex</i> sp. 01	X	X		X	X		
<i>Megalomyrmex</i> sp. 02	X	X		X			
<i>Megalomyrmex</i> sp. 03	X			X			
<i>Megalomyrmex</i> sp. 04				X			
<i>Megalomyrmex wallacei</i>			X				
<i>Monomorium floricola</i>			X	X	X		
<i>Monomorium pharaonis</i>		X		X			X
<i>Mycetarotes carinatus</i>	X						
<i>Mycetophylax emeryi</i>						X	

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Mycetosoritis explicata</i>						X	
<i>Mycocepurus goeldii</i>			X				X
<i>Mycocepurus smithi</i>	X	X	X		X		
<i>Mycocepurus</i> sp. 01	X		X	X			X
<i>Myrmicocrypta buenzlii</i>	X	X					
<i>Myrmicocrypta microphthalma</i>		X					
<i>Myrmicocrypta</i> sp. 01	X	X	X	X			
<i>Myrmicocrypta</i> sp. 02	X			X	X		X
<i>Myrmicocrypta</i> sp. 03	X				X		
<i>Myrmicocrypta</i> sp. 04	X				X		
<i>Myrmicocrypta</i> sp. 05	X				X		
<i>Myrmicocrypta</i> sp. 06					X		
<i>Myrmicocrypta</i> sp. 07					X		
<i>Nesomyrmex</i> sp. 01	X						
<i>Nesomyrmex</i> sp. 01						X	X
<i>Nesomyrmex</i> sp. 02	X						
<i>Nesomyrmex</i> sp. 03	X						
<i>Nesomyrmex</i> sp. 04	X						
<i>Nesomyrmex tristani</i>		X					
<i>Nesomyrmex tristani</i>					X		
<i>Ochetomyrmex semipolitus</i>				X	X	X	
<i>Ochetomyrmex neopolitus</i>					X		
<i>Ochetomyrmex subpolitus</i>	X	X					
<i>Octostruma balzani</i>	X	X	X	X	X		
<i>Octostruma iheringi</i>	X	X	X	X			X
<i>Octostruma petiolata</i>	X	X					
<i>Octostruma rugifera</i>	X	X	X				X
<i>Octostruma stenognatha</i>	X	X	X				
<i>Octostruma</i> sp. 01	X	X	X	X	X		
<i>Octostruma</i> sp. 02	X		X				
<i>Octostruma</i> sp. 03	X		X				
<i>Octostruma</i> sp. 04	X		X				
<i>Octostruma</i> sp. 05	X						
<i>Octostruma</i> sp. 06	X						
<i>Octostruma</i> sp. 07	X						
<i>Oxyepoecus bidentatus</i>						X	
<i>Oxyepoecus browni</i>	X						
<i>Oxyepoecus bruchi</i>	X						
<i>Oxyepoecus crassinodus</i>	X						
<i>Oxyepoecus inquilinus</i>						X	
<i>Oxyepoecus longicephalus</i>	X						
<i>Oxyepoecus myops</i>	X						
<i>Oxyepoecus plaumanni</i>	X						
<i>Oxyepoecus punctifrons</i>	X						
<i>Oxyepoecus rastratus</i>	X					X	

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Oxyepoecus reticulatus</i>	X						
<i>Oxyepoecus rosai</i>	X						
<i>Oxyepoecus</i> sp.			X				
<i>Oxyepoecus vezenyii</i>	X			X			
<i>Phalacromyrmex fugax</i>	X						
<i>Pheidole radoszkowskii</i>						X	X
<i>Pheidole alexeter</i>					X		
<i>Pheidole allarmata</i>					X		
<i>Pheidole bergi</i>							X
<i>Pheidole brandaoi</i>					X		
<i>Pheidole bruchella</i>							X
<i>Pheidole bruchi</i>		X					
<i>Pheidole bruesi</i>					X		
<i>Pheidole cephalica</i>				X			
<i>Pheidole cramptoni</i>					X		
<i>Pheidole eidmanni</i>							X
<i>Pheidole fimbriata</i>		X					
<i>Pheidole flavens</i>			X				
<i>Pheidole fracticeps</i>				X			X
<i>Pheidole gertrudae</i>			X				
<i>Pheidole gigaflavens</i>							X
<i>Pheidole gigas</i>					X		
<i>Pheidole impressa</i>					X		
<i>Pheidole inversa</i>							X
<i>Pheidole jeannei</i>					X		
<i>Pheidole jelskii</i>						X	
<i>Pheidole longiseta</i>							X
<i>Pheidole meinerti</i>				X			X
<i>Pheidole mendicula</i>		X					
<i>Pheidole midas</i>		X					
<i>Pheidole nubila</i>							X
<i>Pheidole obscurifrons</i>							X
<i>Pheidole obscurithorax</i>							X
<i>Pheidole oxyops</i>			X				
<i>Pheidole risii</i>							X
<i>Pheidole rosae</i>							X
<i>Pheidole rubiceps</i>					X		
<i>Pheidole scapulata</i>						X	
<i>Pheidole scolioceps</i>					X		
<i>Pheidole</i> sp. 01	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pheidole</i> sp. 02	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pheidole</i> sp. 03	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pheidole</i> sp. 04	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pheidole</i> sp. 05	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 06	X	X	X	X	X		X

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Pheidole</i> sp. 07	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 08	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 09	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 10	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 11	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 12	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 13	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 14	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 15	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 16	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 17	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 18	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 19	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 20	X	X	X		X		
<i>Pheidole</i> sp. 21	X	X	X		X		
<i>Pheidole</i> sp. 22	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 23	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 24	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 25	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 26	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 27	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 28	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 29	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 30	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 31	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 32	X				X		
<i>Pheidole</i> sp. 33	X						
<i>Pheidole</i> sp. 34	X						
<i>Pheidole</i> sp. 35	X						
<i>Pheidole</i> sp. 36	X						
<i>Pheidole</i> sp. 37	X						
<i>Pheidole</i> sp. 38	X						
<i>Pheidole</i> sp. 39	X						
<i>Pheidole</i> sp. 40	X						
<i>Pheidole</i> sp. 41	X						
<i>Pheidole</i> sp. 42	X						
<i>Pheidole</i> sp. 43	X						
<i>Pheidole</i> sp. 44	X						
<i>Pheidole</i> sp. 45	X						
<i>Pheidole</i> sp. 46	X						
<i>Pheidole</i> sp. 47	X						
<i>Pheidole</i> sp. 48	X						
<i>Pheidole</i> sp. 49	X						
<i>Pheidole</i> sp. 50	X						
<i>Pheidole</i> sp. 51	X						

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Pheidole</i> sp. grupo <i>diligens</i>					X		
<i>Pheidole</i> sp. grupo <i>fallax</i>					X		
<i>Pheidole</i> sp.52	X						
<i>Pheidole</i> sp.53	X						
<i>Pheidole</i> sp.54	X						
<i>Pheidole</i> sp.55	X						
<i>Pheidole</i> sp.56	X						
<i>Pheidole</i> sp.57	X						
<i>Pheidole</i> sp.58	X						
<i>Pheidole</i> sp.59	X						
<i>Pheidole</i> sp.60	X						
<i>Pheidole</i> sp.61	X						
<i>Pheidole</i> sp.62	X						
<i>Pheidole</i> sp.63	X						
<i>Pheidole</i> sp.64	X						
<i>Pheidole</i> sp.65	X						
<i>Pheidole</i> sp.66	X						
<i>Pheidole</i> sp.67	X						
<i>Pheidole</i> sp.68	X						
<i>Pheidole</i> sp.69	X						
<i>Pheidole</i> sp.70	X						
<i>Pheidole subarmata</i>							X
<i>Pheidole synarmata</i>					X		
<i>Pheidole terribilis</i>					X		
<i>Pheidole transversostriata</i>					X		
<i>Pheidole triconstricta</i>		X					X
<i>Pheidole tysoni</i>					X		
<i>Pheidole vafra</i>						X	
<i>Pheidole vallifica</i>						X	
<i>Pogonomyrmex</i> sp.							X
<i>Procryptocerus convergens</i>	X						
<i>Procryptocerus regularis</i>	X						
<i>Procryptocerus</i> sp.1			X		X		
<i>Rhopalothrix</i> sp. 01	X	X					
<i>Rhopalothrix</i> sp. 02	X						
<i>Rhopalothrix</i> sp. 03	X						
<i>Rhopalothrix</i> sp. 04	X						
<i>Rhopalothrix</i> sp. 05	X						
<i>Rhopalothrix</i> sp. 06				X	X		
<i>Rogeria alzatei</i>		X	X	X			
<i>Rogeria besucheti</i>					X		
<i>Rogeria blanda</i>					X		
<i>Rogeria ciliosa</i>					X		
<i>Rogeria foreli</i>		X					
<i>Rogeria germaini</i>					X		

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Rogeria lirata</i>			X		X		
<i>Rogeria preminula</i>	X						
<i>Rogeria scobinata</i>		X					
<i>Rogeria</i> sp. 01	X	X	X	X	X	X	
<i>Rogeria</i> sp. 02	X		X		X	X	
<i>Rogeria</i> sp. 03	X				X		
<i>Rogeria</i> sp. 04	X						
<i>Rogeria</i> sp. 05	X						
<i>Rogeria</i> sp. 06	X						
<i>Rogeria</i> sp. 07	X						
<i>Rogeria</i> sp. 08	X						
<i>Rogeria</i> sp. 09	X						
<i>Rogeria</i> sp. 10	X						
<i>Rogeria</i> sp. 11	X						
<i>Rogeria</i> sp. 12	X						
<i>Rogeria subarmata</i>	X	X			X		
<i>Rogeria tonduzi</i>					X		
<i>Sericomyrmex bondari</i>		X					
<i>Sericomyrmex</i> sp. 01	X	X	X		X		
<i>Sericomyrmex</i> sp. 02	X	X	X		X		
<i>Sericomyrmex</i> sp. 03	X		X		X		
<i>Sericomyrmex</i> sp. 04	X				X		
<i>Solenopsis geminata</i>	X	X	X		X	X	
<i>Solenopsis globularia</i>							X
<i>Solenopsis interrupta</i>							X
<i>Solenopsis invicta</i>			X				X
<i>Solenopsis</i> sp. 01	X	X	X	X	X	X	X
<i>Solenopsis</i> sp. 02	X	X	X	X	X	X	X
<i>Solenopsis</i> sp. 03	X	X	X	X	X	X	X
<i>Solenopsis</i> sp. 04	X	X	X	X	X	X	X
<i>Solenopsis</i> sp. 05	X	X	X	X	X	X	X
<i>Solenopsis</i> sp. 06	X	X	X	X	X	X	X
<i>Solenopsis</i> sp. 07	X	X	X	X	X	X	X
<i>Solenopsis</i> sp. 08	X	X	X	X	X		X
<i>Solenopsis</i> sp. 09	X	X	X	X	X		X
<i>Solenopsis</i> sp. 10	X	X	X	X	X		X
<i>Solenopsis</i> sp. 11	X	X	X	X	X		X
<i>Solenopsis</i> sp. 12	X	X	X	X	X		X
<i>Solenopsis</i> sp. 13	X	X	X	X	X		X
<i>Solenopsis</i> sp. 14	X	X	X	X	X		
<i>Solenopsis</i> sp. 15	X	X	X	X	X		
<i>Solenopsis</i> sp. 16	X	X	X		X		
<i>Solenopsis</i> sp. 17	X	X	X		X		
<i>Solenopsis</i> sp. 18	X	X	X		X		
<i>Solenopsis</i> sp. 19	X	X	X		X		

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Solenopsis</i> sp. 20	X	X	X		X		
<i>Solenopsis</i> sp. 21	X	X			X		
<i>Solenopsis</i> sp. 22	X	X			X		
<i>Solenopsis</i> sp. 23	X	X			X		
<i>Solenopsis</i> sp. 24	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 25	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 26	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 27	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 28	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 29	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 30	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 31	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 32	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 33	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 34	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 35	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 36	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 37	X						
<i>Solenopsis subterranea</i>	X						
<i>Solenopsis terricola</i>	X						
<i>Solenopsis virulens</i>		X			X		
<i>Stegomyrmex vizzotoi</i>	X	X					
<i>Strumigenys alberti</i>					X		
<i>Strumigenys auctidens</i>	X						
<i>Strumigenys beebei</i>				X	X		
<i>Strumigenys carinithorax</i>							
<i>Strumigenys cordovensis</i>	X						
<i>Strumigenys crassicornis</i>		X					
<i>Strumigenys denticulata</i>		X		X	X		X
<i>Strumigenys dolichognata</i>		X					
<i>Strumigenys eggersi</i>		X	X				
<i>Strumigenys elongata</i>	X	X	X	X			X
<i>Strumigenys hadrodens</i>					X		
<i>Strumigenys perparva</i>	X	X		X			
<i>Strumigenys propiciens</i>	X						
<i>Strumigenys rugithorax</i>		X					
<i>Strumigenys saliens</i>	X						
<i>Strumigenys schmalzi</i>	X						
<i>Strumigenys schulzi</i>	X						
<i>Strumigenys silvestrii</i>						X	
<i>Strumigenys smithii</i>	X	X	X	X			
<i>Strumigenys</i> sp. 01	X	X	X	X		X	
<i>Strumigenys</i> sp. 02	X		X	X			
<i>Strumigenys</i> sp. 03	X		X	X			
<i>Strumigenys</i> sp. 04	X		X	X			

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Strumigenys</i> sp. 05	X		X	X			
<i>Strumigenys</i> sp. 06	X		X	X			
<i>Strumigenys</i> sp. 07	X		X	X			
<i>Strumigenys</i> sp. 08	X		X				
<i>Strumigenys</i> sp. 09	X		X				
<i>Strumigenys</i> sp. 10	X		X				
<i>Strumigenys</i> sp. 11	X		X				
<i>Strumigenys</i> sp. 12	X						
<i>Strumigenys</i> sp. 13	X						
<i>Strumigenys</i> sp. 14	X						
<i>Strumigenys</i> sp. 15	X						
<i>Strumigenys</i> sp. 16	X						
<i>Strumigenys</i> sp. 17	X						
<i>Strumigenys</i> sp. 18	X						
<i>Strumigenys</i> sp. 19	X						
<i>Strumigenys subedentata</i>		X			X		
<i>Strumigenys tanyastax</i>						X	
<i>Strumigenys trudifera</i>				X			
<i>Strumigenys villiersi</i>					X		
<i>Strumigenys xenochelyna</i>			X				
<i>Strumigenys zeteki</i>				X			
<i>Strumigenys lousianae</i>	X	X			X		
<i>Trachymyrmex cornetzi</i>		X			X		
<i>Trachymyrmex farinosus</i>					X		
<i>Trachymyrmex mandibularis</i>					X		
<i>Trachymyrmex relictus</i>		X			X		
<i>Trachymyrmex</i> sp. 01	X	X	X	X			X
<i>Trachymyrmex</i> sp. 02	X		X	X			
<i>Trachymyrmex</i> sp. 03	X	X		X			
<i>Trachymyrmex</i> sp. 04	X	X					
<i>Trachymyrmex</i> sp. 05	X						
<i>Trachymyrmex</i> sp. 06	X						
<i>Trachymyrmex</i> sp. 07	X						
<i>Trachymyrmex</i> sp. 08	X						
<i>Trachymyrmex</i> sp. 09	X						
<i>Trachymyrmex</i> sp. 10	X						
<i>Tranopelta gilva</i>					X		
<i>Wasmannia auropunctata</i>	X	X	X	X	X	X	X
<i>Wasmannia lutzi</i>	X	X	X				
<i>Wasmannia rochai</i>				X			
<i>Wasmannia scrobifera</i>				X	X		X
<i>Wasmannia sulcaticeps</i>		X					
<i>Xenomymyrmex stollii</i>				X			
Ponerinae							
<i>Anochetus altiquasmis</i>	X		X				X

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Anochetus bispinosus</i>					X		
<i>Anochetus diegensis</i>			X	X	X		
<i>Anochetus emarginatus</i>					X		
<i>Anochetus horridus</i>				X	X		
<i>Anochetus inermis</i>	X				X		
<i>Anochetus mayri</i>	X	X					
<i>Anochetus neglectus</i>		X			X	X	
<i>Anochetus oriens</i>		X					
<i>Anochetus simoni</i>	X	X					
<i>Anochetus targionii</i>					X		
<i>Anochetus</i> sp. 01	X						X
<i>Anochetus</i> sp. 02	X						
<i>Hypoponera distinguenda</i>	X	X		X			
<i>Hypoponera foreli</i>		X					
<i>Hypoponera opaciceps</i>		X					X
<i>Hypoponera opacior</i>		X			X		X
<i>Hypoponera trigona</i>		X					
<i>Hypoponera</i> sp. 01	X	X	X	X	X	X	X
<i>Hypoponera</i> sp. 02	X	X	X	X	X		X
<i>Hypoponera</i> sp. 03	X	X	X	X	X		X
<i>Hypoponera</i> sp. 04	X	X	X	X	X		X
<i>Hypoponera</i> sp. 05	X	X	X	X	X		X
<i>Hypoponera</i> sp. 06	X		X	X	X		X
<i>Hypoponera</i> sp. 07	X		X	X	X		X
<i>Hypoponera</i> sp. 08	X		X	X	X		X
<i>Hypoponera</i> sp. 09	X		X	X	X		X
<i>Hypoponera</i> sp. 10	X		X		X		
<i>Hypoponera</i> sp.11	X		X		X		
<i>Hypoponera</i> sp.12	X		X		X		
<i>Hypoponera</i> sp.13	X		X		X		
<i>Hypoponera</i> sp. 14	X		X				
<i>Hypoponera</i> sp. 15	X		X				
<i>Hypoponera</i> sp. 16	X		X				
<i>Hypoponera</i> sp. 17	X		X				
<i>Hypoponera</i> sp. 18	X		X				
<i>Hypoponera</i> sp. 19	X		X				
<i>Hypoponera</i> sp. 20	X		X				
<i>Hypoponera</i> sp. 21	X		X				
<i>Hypoponera</i> sp. 22	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 23	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 24	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 25	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 26	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 27	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 28	X						

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Hypoponera</i> sp. 29	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 30	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 31	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 32	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 33	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 34	X						
<i>Leptogenys crudelis</i>	X						
<i>Leptogenys dasygyna</i>					X		
<i>Leptogenys langi</i>					X		
<i>Leptogenys pusilla</i>		X					
<i>Leptogenys unistimulosa</i>	X						
<i>Leptogenys wheeleri</i>				X			
<i>Leptogenys</i> sp. 01	X		X		X		
<i>Leptogenys</i> sp. 02	X				X		
<i>Leptogenys</i> sp. 03	X				X		
<i>Leptogenys</i> sp. 04	X						
<i>Odontomachus affinis</i>	X		X				
<i>Odontomachus bauri</i>			X	X			
<i>Odontomachus biumbonatus</i>					X		
<i>Odontomachus brunneus</i>	X				X		
<i>Odontomachus caelatus</i>				X			
<i>Odontomachus chelifer</i>	X	X	X		X		
<i>Odontomachus haematodus</i>		X		X	X		
<i>Odontomachus laticeps</i>				X			
<i>Odontomachus meinerti</i>	X	X	X	X	X		X
<i>Odontomachus minutus</i>		X					
<i>Odontomachus opaciventris</i>				X			
<i>Odontomachus scalptus</i>				X	X		X
<i>Pachycondyla apicalis</i>			X		X		
<i>Pachycondyla arhuaca</i>	X	X		X			
<i>Pachycondyla bucki</i>	X	X					
<i>Pachycondyla commutata</i>					X		
<i>Pachycondyla constricta</i>	X	X		X	X		X
<i>Pachycondyla ferruginea</i>	X		X		X		
<i>Pachycondyla gilberti</i>	X						
<i>Pachycondyla harpax</i>	X	X	X	X			X
<i>Pachycondyla holmgreni</i>		X					
<i>Pachycondyla laevigata</i>		X					
<i>Pachycondyla lenis</i>	X						
<i>Pachycondyla lunaris</i>	X		X				
<i>Pachycondyla marginata</i>			X				
<i>Pachycondyla metanotalis</i>	X						
<i>Pachycondyla oberthueri</i>					X		
<i>Pachycondyla obscuricornis</i>		X					
<i>Pachycondyla pergandei</i>					X		

Espécies	I	II	III	IV	V	VI	VII
<i>Pachycondyla procidua</i>					X		
<i>Pachycondyla stigma</i>	X				X		
<i>Pachycondyla striata</i>	X		X		X		
<i>Pachycondyla unidentata</i>	X	X			X		
<i>Pachycondyla venusta</i>	X	X					
<i>Simopelta</i> sp. nov					X		
<i>Thaumatomyrmex atrox</i>	X	X					
<i>Thaumatomyrmex contumax</i>		X					
<i>Thaumatomyrmex mutillatus</i>	X		X				
<i>Thaumatomyrmex soesilae</i>					X		
<i>Thaumatomyrmex</i> sp.01							
Proceratiinae							
<i>Discothyrea denticulata</i>					X		
<i>Discothyrea neotropica</i>	X			X			X
<i>Discothyrea sexarticulata</i>	X	X		X	X		
<i>Discothyrea</i> sp. 01	X			X			
<i>Probolomyrmex boliviensis</i>			X				
<i>Probolomyrmex petiolatus</i>			X				
<i>Proceratium brasiliense</i>	X						
Pseudomyrmecinae							
<i>Pseudomyrmex acanthobius</i>						X	
<i>Pseudomyrmex denticollis</i>						X	
<i>Pseudomyrmex elongatus</i>		X					
<i>Pseudomyrmex gracilis</i>			X				
<i>Pseudomyrmex kuenckeli</i>		X					
<i>Pseudomyrmex tenuis</i>		X			X		
<i>Pseudomyrmex termitarius</i>		X	X				
<i>Pseudomyrmex</i> sp. grupo pallidus					X		
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 01	X		X				
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 02	X		X				
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 03	X		X				
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 04	X						

ANEXO 1

**LOCAL AND REGIONAL RICHNESS AND RARITY OF LEAF-LITTER
ANTS: AN OVERVIEW FROM SPACIAL SCALE IN NEOTROPICAL
REGION.**

LOCAL AND REGIONAL RICHNESS AND RARITY OF LEAF-LITTER ANTS: AN OVERVIEW FROM SPACIAL SCALE IN NEOTROPICAL REGION

Manoel Fernando Demétrio^{1, 2}, Rogério Silvestre^{1, 2}

¹ Programa de Pós Graduação em Entomologia e Conservação da Biodiversidade, Universidade Federal da Grande Dourados, e-mail: mfdemetrio@gmail.com.

² Laboratório de Ecologia de Hymenoptera HECOLAB, Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais- UFGD. Rodovia Dourados Itahum km 12, Cidade Universitária, 79804-970, Dourados, Mato Grosso do Sul, Brazil.

Vol.3 No.2A(2013), Article ID:33478.

[DOI:10.4236/ojas.2013.32A002](https://doi.org/10.4236/ojas.2013.32A002)

ABSTRACT

A unusual approach about richness and rarity of leaf-litter ant species is presented here from a dry forest reminiscent in Pantanal province (Chacoan subregion) suggesting the boundaries that defining local and regional scales for this particular ant community. We analysed the frequency of distribution of 170 ant species collected on 262 Winkler's samples along Serra da Bodoquena National Park, Mato Grosso do Sul state, Brazil and described some ecological mechanisms that made the species richness estimates are highly influenced by species with low frequencies of records in a extent regional of a pristine dry forest. Bayesian inference was conducted to provide if the probability of latitudinal gradient was correlated with the species richness to define alpha diversity.

Keywords: *alpha diversity, Formicidae, rarity patterns, regional scale.*

1. INTRODUCTION

Why this distribution of species abundances is so regularly observed among different taxonomic sets in geographically diverse systems is a question that has received considerable theoretical and empirical investigation [1, 2, 3, 4, 5].

There is an abiding interest in the number of species in local communities, because species are fundamental biodiversity units [1, 6]. A major research agenda in ecology is to explain geographic patterns of species richness [7]. Many studies address the latitudinal change in species richness and why there are so many species in the tropics [8]. Others examine species distribution changes related with elevation [9, 10, 11], asking whether and why there is a mid-elevation peak in diversity. Conservation biologists examine whether species richness changes with land use or landscape fragmentation, and whether richness changes over time [12]. What challenges our ability to interpret natural phenomena when we investigate what apparently is not correlated to any of the physical, climatic and taxocenotic characteristics whose involving the patterns of species distribution? In which situations and how often this lack of standards can occur on a local and regional scale?

Ants and other invertebrate organisms should be included in biodiversity studies because of their high diversity and rapid response to environmental changes [13,14]. When choosing invertebrate taxa to survey, the relative merits of different taxa are often discussed [15], but are several reasons for choosing ants to investigate biodiversity patterns [16]. In most terrestrial ecosystems ants are a conspicuous presence and they are among the most commonly studied terrestrial invertebrates. They are mostly scavengers and predators, and they have large impacts on soil formation, seed predation/dispersal, and in the invertebrate community structure [17, 18]. Therefore, ants are particularly good candidates for monitoring community changes that may occur due to climate change or hábitat fragmentation [19].

Rarity patterns of leaf-litter ants is an important research topic in myrmecology, because has relevance to biogeographical and ecological research. The assessment to leaf-litter ants community reveals a high structural complexity on micro-scales and represents the next step on biodiversity studies. A challenging task is to understand patterns of species richness, abundance and rarity at larger spatial scales, extending to the entire geographic range of species [20, 21].

The high number of species that co-occur presupposes the availability of nests and a spatiotemporal constancy of resources [22]. In the Leaf-litter strata, the ant species richness are high, with up to 30 species co-occurring in one square meter [13, 23, 24, 25]. The assessment of this situation could promote a better comprehension about the ant species incidence in local and regional scale, and could answer some questions about permanence of rare species on forests sites, and establishing indicative of what possible environmental filters and / or exclusion competitive processes can prevail in model observed.

The species rarity of hyperdiverse taxon such as Formicidae could be an excellent tool for investigate forests primaries environments which corroborates for understanding ecological patterns like rare species and environmental heterogeneity [21]. Regional patterns of species richness in nature which occur over a variety of spatiotemporal scales are sometimes referred to as general laws of ecology [26, 27]. Numerous ecological patterns exist, although many generalizations have been accepted without substantial evidence [28]. These general ecology laws are changing with the chaotic vision, and many traditional metrics of diversity need revision. A simple characterization of ant diversity in an uninsulated unit area can be more complicated than we think. The general assumption that hábitat complexity is positively associated with the diversity and rarity of its constituent fauna may not be strongly supported

across scale, taxa and systems being investigated to historical and contemporaneous process [29].

In this paper we purpose a unusual discussion about richness and rarity of ant species on the leaf-litter strata in a dry forests reminiscent in mid-western of Brazil, in the Pantanal province, inserted on the Chacoan sub-region [30], and how can we infer which the boundaries demarcating local and regional scales, testing by Bayesian methods if the species richness is autocorrelated with latitude and longitude profile to local from regional scale.

2. MATERIAL AND METHODS

We'd been surveying on the Serra da Bodoquena National Park, localized on mid-western region of Brazil. The Bodoquena's mountain range National Park, with 77.232ha, frames on Cerrado-Pantanal biodiversity corridor; it is inserted on core area of Atlantic Forest biosphere reserve. The area is an environmental planning unit being a watershed which supplies the hydrological basin of western Brazil [31].

We surveyed on 10 localities occurred from September 2005 to February 2008, totalizing 262 leaf-litter samples along the one continuum block of Decidual Forest. The geographical coordinates of the sites was as following: Site **01** - 21°27'55"S, 56°48'34,3"W; **02**- 21°30'58,7"S, 56°57'59,1"W; **03**- 21°07'14,7"S, 56°43'08,2"W; **04**- 20°46'56,2"S, 56° 44'31,2"W; **05**- 21°17'09.8"S, 56°41'45.5"W; **06**-20°42'07.0"S, 56°52'47.7"W; **07**-20°32'41,48"S, 56°54'44,66"W; **08**-20°50'26,16"S, 56°47'31,85"W; **09**- 20°45'53,6"S,56°44'53,11"W; **10**- 21°25'39,24"S, 56°45'48,90"W (**Figure 1**).

The leaf-litter sampling was realized following *Ants of the Leaf Litter* protocol [32]. For each sample unit was extracted one square meter of leaf-litter in Winkler's apparatuses covering one transect with 10.000m². The sampling site was choosing by

selective form inside of each point, seeking the best micro-habitats for the leaf-litter extraction on forest, in general, near to biggest trees. In each sampling point was extracted material until the superficial soil layer. The sifted volume with up 2kg was transfer to a collector bag. In the field laboratory this material was extracted with mini-Winkler apparatuses for 24 hours, and after this period, the specimens were put in Eppendorfs pots. In the Hymenoptera Ecology Laboratory (HECOLAB-UFGD) individuals were kept in entomological pins on triangles of plastic. The voucher specimens were deposited on Biodiversity Museum of Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), Mato Grosso do Sul State, Brazil.

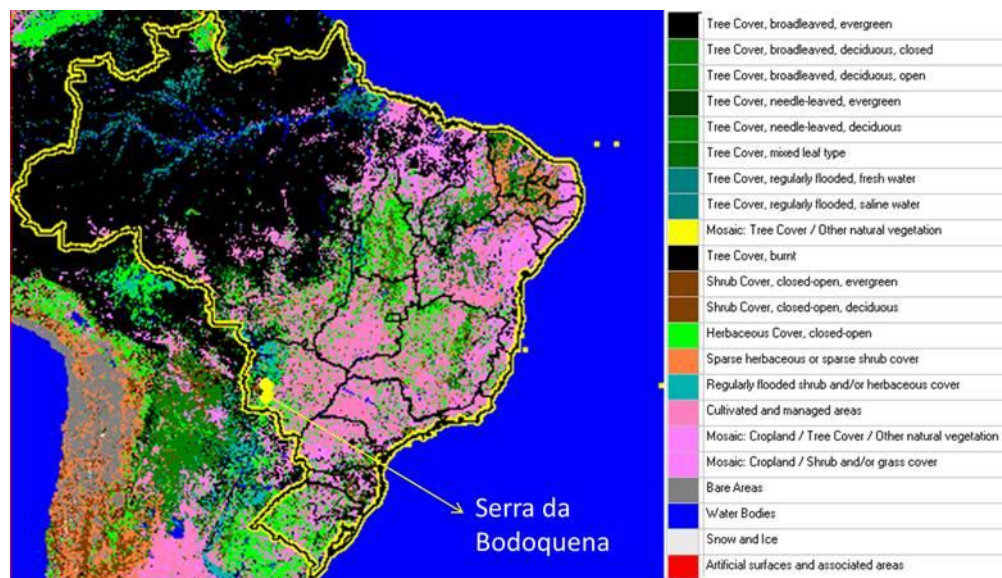


Figure 1- Investigated area in mid-western Brazil, showing land cover and Bodoquena's mountain range National Park.

2.1. Data analyses

We perform our analyses for calculate ICE, Singletons (uniques) and Doubletons (duplicates) utilizing EstimateS statistic package, 8.0 version [33]. ICE belongs to a class of non parametric estimators of species richness that are based on the number of rare species found in samples and assumes that the number of rare species decreases

with increased sampling [34, 35].

The data was available utilizing the species record's frequency at the each sampling plot because is the better parameter for social insects [36]. We utilized a scale of classes of frequency (F) of records to 1 – 100%.

The correlation analysis was realized utilizing the datasets (ICE, Sobs, Singletons and Doubletons) and computed on Systat 12 software [37]. We utilized the Pearson Correlation index. For test if the local geographical coordinates has relationship with species richness we utilized the WinBUGS software for Bayesian models, version 3.1.2 [38]. The model is on the **Appendix 01**.

3. RESULTS

We recorded 170 species of leaf-litter ants on dry forests inside the Bodoquena's mountain range National Park. For the complete species list see [21]. A total of 37 species were recorded just once (singletons) and 17 species recorded twice (doubletons). The total number of singletons and doubletons was representative reflecting about 32 % of all ants species collected in all field campaigns. We observed an inverse relation between the number of most frequent species and the number of rare species, or else, species group recorded in 100% of samples was lesser than others groups recorded once and twice times (**Figure 2**).

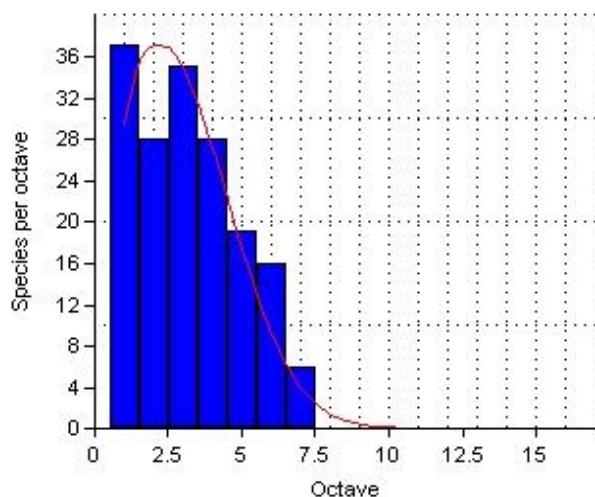


Figure 02: Frequency distribution of numbers of *species per octave* (p: 0,27) in 262 Winkler's samples collected in Bodoquena Mountain Range National Park. Mato Grosso do Sul State/Brazil.

The Pearson's correlation analysis (**Table 1, Figure 3**) indicated a strong positive correlation between the number of species observed (Sobs) with singletons ($R=0.999$) and doubletons ($R= 0.881$) and a moderate negative correlation between ICE estimator values with singletons ($R= -0.691$) and doubletons ($R= -0.889$) for all study sites.

Table 01: Pearson's correlation values for 262 Winkler's samples on 10 localities at the Bodoquena range mountain National Park, Brazil.

Pearson Correlation Matrix				
	Sobs	ICE	Singletons	Doubletons
Sobs	1.000			
ICE	-0.674	1.000		
Singletons	0.999	-0.691	1.000	
Doubletons	0.881	-0.889	0.891	1.000

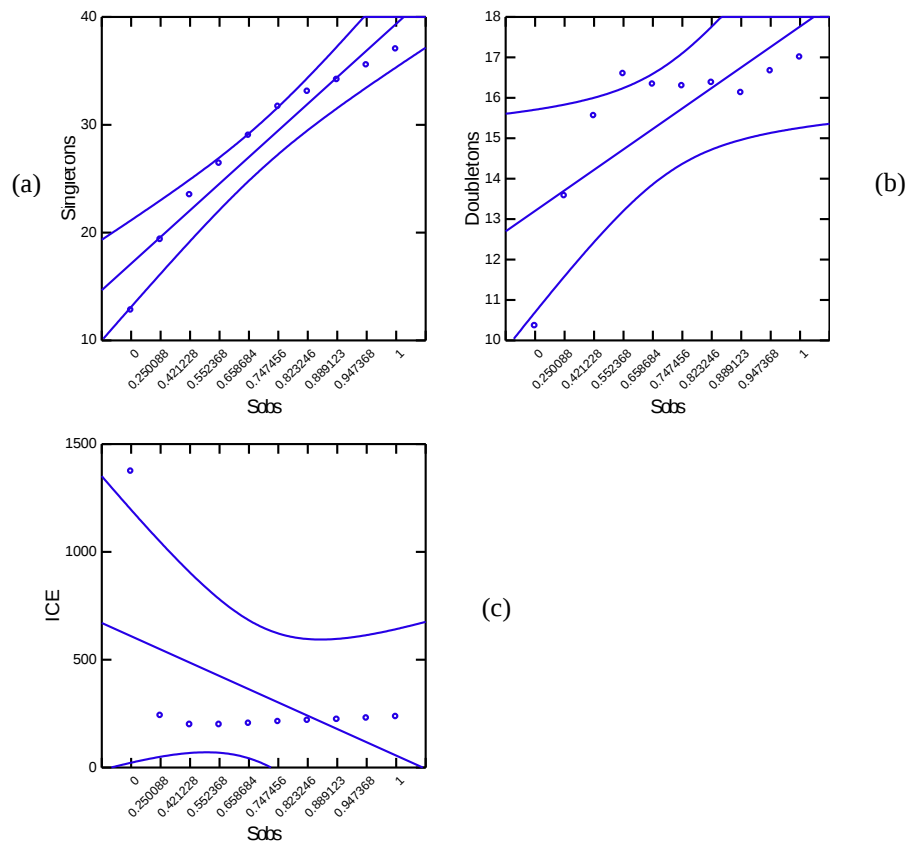


Figure 03: Pearson's correlation with datasets adjusted ($p=0.5$ and $CI=95\%$). (a) strong positive correlation between Sobs and Singletons; (b) strong positive correlation between Sobs and Doubletons; (c) moderate negative correlation between Sobs and ICE estimator.

The averages of species richness for each sampled site (**Table 2, Figure 4**) kept a constant profile for leaf-litter ants. Bayesian inference analysis showed no autocorrelation between species richness and latitudinal and longitudinal gradients for ten sites sampled in dry forest from Bodoquena range mountain (**Figure 5**).

Table 2: Averages, Standard Deviation (sd) and Percentiles ($P_{2.5\%}$ and $P_{97\%}$) of a *Posteriori* distribution with values of Species richness of 10 sampling sites through Bodoquena range mountain National Park, Brazil.

mean	Sd	MC_error	val2.5pc	Median	val97.5pc	Start	sample
m[1]	52	7.2	0.02372	38.82	51.67	67.03	1000
m[2]	61.99	7.866	0.02501	47.58	61.66	78.31	1000
m[3]	54.01	7.361	0.02324	40.56	53.69	69.28	1000
m[4]	33.01	5.72	0.01838	22.75	32.7	45.18	1000
m[5]	56.97	7.502	0.0249	43.18	56.66	72.51	1000
m[6]	71.91	8.453	0.02748	56.26	71.58	89.41	1000
m[7]	35.97	5.971	0.01824	25.23	35.62	48.67	1000
m[8]	45.01	6.693	0.02167	32.86	44.68	59.06	1000
m[9]	67.97	8.276	0.02499	52.7	67.62	85.21	1000
m[10]	71	8.403	0.02772	55.42	70.65	88.41	1000

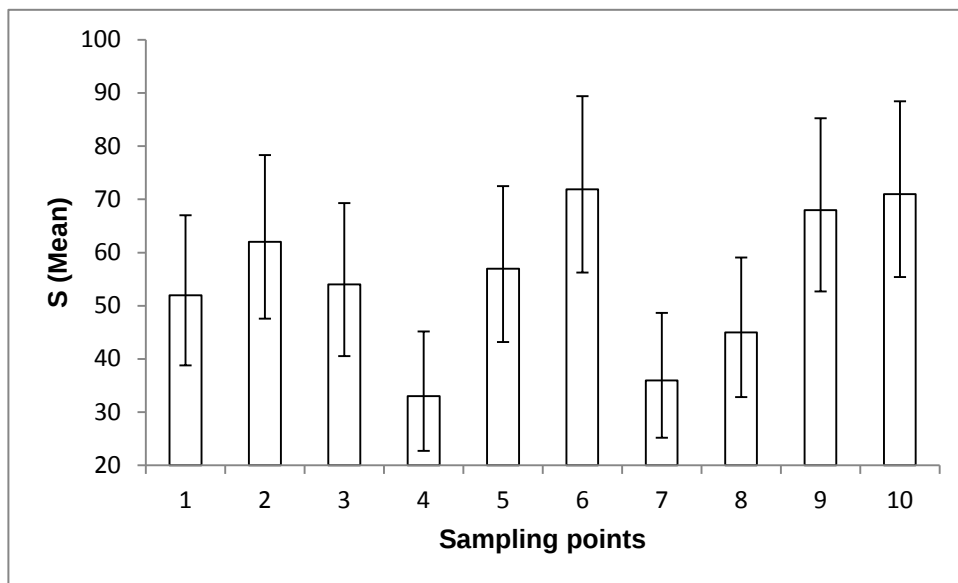


Figure 04: Minimum and maximum averages of ants species richness in 10 localities along Bodoquena Range Mountain, Brazil.

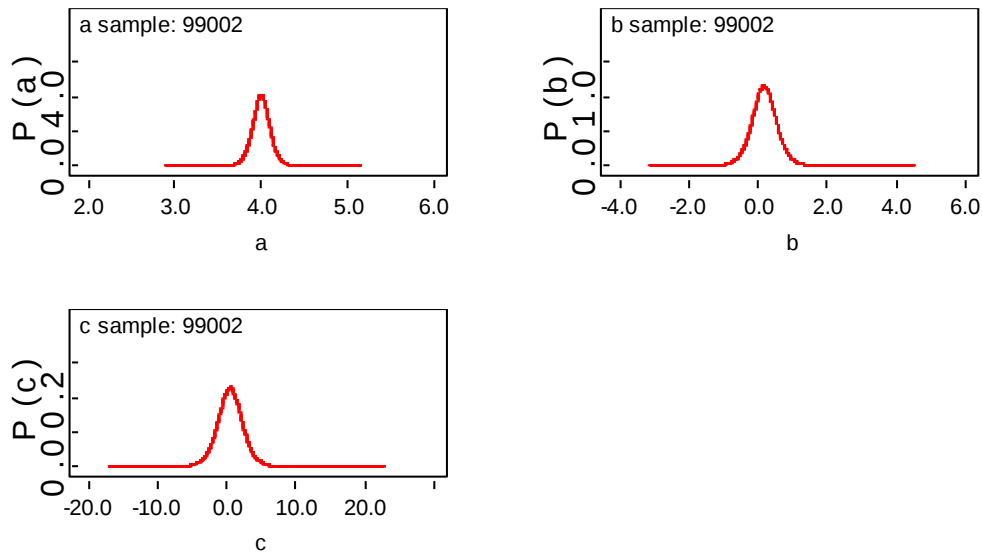


Figure 05: Bayesian inference for autocorrelation parameters with species richness (a), latitude (b) and longitude (c). **The model is on the appendix 01.**

4. DISCUSSION

The relationship between sample size and estimated species richness resulted in part because the number of rare species (low frequency of occurrence) did not necessarily decreases with increases the sample size in this spectrum of samples. Richness estimates are highly influenced by species with low frequencies of records. This fact reflects a complex pattern of distribution on the leaf-litter ant fauna for the sites observed. In the most preserved forests sites, this faunistic segment harbors a high number of specific ants species assemblages that nest and explore the litter by diversify forms. In general, this rarity syndrome could be explained by the following ways: (a) microhábitat specificity, (b) many localized populations with geographic restriction, (c) species with small population range size, (d) a high number of species in specific guilds, and (e) by the forest land cover fragmentation (Fig. 1) that causes a strong selective pressure and induces a chaotic effect of vicariance. One of this driving force is explained by niche differentiation, where micro-hábitats modeling the action of cryptic ants species, and many unpredictable filters can be act.

We consider richness among samples the most appropriate parameter for understand local species richness and the boundaries from local to regional scale. We infer that these dynamics is given by autocorrelation between species richness and geographical gradients, or else, the transition from local to regional diversity presuppose that richness isn't autocorrelated with latitudinal and longitudinal patterns, considering the phytophisionomic matrix.

The abundance and distribution of each species is determined by combinations of many historical, physical and biotic factors, and that spatial variation in population density reflects the probability density distribution of the required combinations of these variables. We argue that on the litter strata, some sets of environmental variables are distributed independently of each other, and environmental variation isn't spatially autocorrelated.

Characteristics of leaf-litter environment present a highly diverse ecological community with a small number of “common” species [39]; and other ant assemblages such as subterraneous species activity could propitiate the increase of singletons and doubletons. Studies realized by Silvestre et al [40] and Silva & Silvestre [41] showing that the subterraneous ant species overlap activities between subterraneous layer and the upper layer, exploring the complex litter resources. The heterogenic factors such as light incidence, diversity of resources and nesting sites, amounted with an environment preserved propitiates an installation capacity of several species inside of specific guilds [42]. The regional geographic gradient showed that there was no autocorrelation with species richness for the sites sampled along Bodoquena range mountain. We verified in previous study [21] that in 100 leaf-litter samples the similarities between the samples has low values, going to 46% for unities with biggest similarities and some cases with 0% of similarities among the total of samples analyzed. The most of similarities was

driven by species inside of generalists guilds. We conclude that in a continuous forest cover is impossible to define a scale of alpha diversity for Formicidae, this being possible only on islands; that the usual metrics of alpha e beta diversity do not apply to this model in Neotropical region [43].

We must investigate if the frequency of species substitution on each guild follows this profile and if these patterns of rarity could be compared with others localities through Neotropical region for a macro scale, considering different biomes.

5. ACKNOWLEDGEMENTS

We special thanks for ICMBio for collection authorization. Dr. Bruno Spacek for help and suggestions in Bayesian model, and Fabrício Baccaro for critical review of the manuscript.

REFERENCES

- [1] Preston, F.W. (1948) The commonness and rarity of species. *Ecology*, **29**, 254-283.
- [2] Preston, F.W. (1962). The canonical distribution of commonness and rarity: Part I. *Ecology*, **43**, 185-215.
- [3] Harte, J.; Kinzig, A.P. & Green, J. (1999) Self-similarity in the distribution and abundance of species. *Science*, **284**, 334-336.
- [4] Hubbell, S.P. (2001) The unified neutral theory of biodiversity and biogeography. Princeton University, Princeton, p.448.
- [5] Gaston, K. J. (1993) Rarity. London, UK: Chapman & Hall.
- [6] Gaston, K. J., Blackburn, T. M.; Lawton, J. H. (1996) Interspecific abundance—range size relationships: an appraisal of mechanisms. *Journal of Animal Ecology*, **66**, 579-601.

- [7] Andersen, A.N. 2008. Not enough niches: non-equilibrial processes promoting species coexistence in diverse ant communities. *Austral Ecology*, **33**, 211-220.
- [8] Cushman, J. H., Lawton, J. H., Manly, B. F. J. (1993) Latitudinal patterns in European ant assemblages: variation in species richness and body size. *Oecologia*, **(95):1**, 30-37.
- [9] Rahbek, C. (1995) The elevational gradient of species richness: a uniform pattern? *Ecography*, **18**, 200-205.
- [10] Lomolino, M. V. (2001) Elevation gradients of species-density: historical and prospective views. *Global Ecology and Biogeography*, **10**, 3–13.
- [11] Sanders, N. J. (2002). Elevational gradients in ant species richness: area, geometry, and Rapoport's rule. *Ecography*, **25**, 25–32.
- [12] Yoccoz, N. G., Nichols, J.D., Boulinier, J.D. (2001) Monitoring of biological diversity in space and time. *Trends in Ecology & Evolution*, **(16):8**, 446-453.
- [13] Kaspari, M. & Weiser, M. (1999). The size-grain hypothesis and interspecific scaling in ants. *Functional Ecology*, **13**, 530–538.
- [14] Barrow, L.; Parr, C. L.; Kohen, J. L. (2006) Biogeography and diversity of ants in Purnululu (Bungle Bungle) National Park and Conservation Reserve, Western Australia. *Australian Journal of Zoology*, **54**, 123-136.
- [15] Byrne, M.M. (1994) Ecology of twig-dwelling ants in a wet lowland tropical Forest. *Biotropica*, **26**, 61-72.
- [16] Agosti, D.; Alonso, L. E. (2000) The ALL Protocol: a standard protocol for the collection of ground-dwelling ants. *In*: Agosti, D.; Majer, J.D.; Alonso, L.E.; Schultz, T. (Eds.), *Ants: Standard Methods for Measuring and Monitoring Biodiversity*. Smithsonian Institution Press, Washington, DC, Smithsonian Institution, 204–206.

- [17] Silva, R. R. & Silvestre, R. (2000) Diversidade de formigas (Hymenoptera: Formicidae) em Seara, Oeste de Santa Catarina. *Biotemas*, **13**, 85-105.
- [18] Delsinne, T.; Leponce, M.; Theunis, L.; Braet, Y. ; Roisin, Y. (2008) Rainfall Influences Ant Sampling in Dry Forests. *Biotropica*, **40(5)**, 590 – 596.
- [19] Silva, R. R.; Feitosa, R. S. M.; Eberhardt, F. (2007) Reduced ant diversity along a hábitat regeneration gradient in the southern Brazilian Atlantic Forest. *Forest Ecology and Management*, **240**, 61-69.
- [20] Lessard, J. P.; Robert R.; Dunn, R. R.; Charles R.; Parker, C. R.; Sanders, N. J. (2007) Rarity and Diversity in Forest Ant Assemblages of Great Smoky Mountains National Park. *Southeastern Naturalist*, **special issue 1**, 215-228.
- [21] Silvestre, R.; Demétrio, M. F.; Delabie, J. H. C. (2012) Community Structure of Leaf-Litter Ants in a Neotropical Dry Forest: A Biogeographic Approach to Explain Betadiversity, *Psyche*, **2012**, 1-15. doi:10.1155/2012/306925.
- [22] Schoener, T. W. (1971) Theory of Feeding Strategies. *Annual Review of Ecology and Systematics*, **2**, 369-404.
- [23] Kaspari, M. (1996) Litter ant patchiness at the 1-m² scale: disturbance dynamics in three Neotropical forests. *Oecologia*, **107**, 265-273.
- [24] Delabie, J.H.C.; Agosti, D. Nascimento, I.C. (2000) Litter Ant Communities of the Brazilian Atlantic Rain Forest Region. *School of Environmental Biology*, **18**, 1-17.
- [25] Silva, R. R & Silvestre, R. (2004). Riqueza da fauna de formigas (Hymenoptera: Formicidae) que habita as camadas superficiais do solo em Seara, Santa Catarina. *Papeis Avulsos de Zoologia*, **44**, 1-11.
- [26] Lawton, J. H. (1995) Population dynamic principles. In Lawton J. H. & May R. M. Ed., *Extinction rates*, New York, NY: Oxford University Press Inc.

- [27] Lassau, S.A. & Hochuli, D.F. (2004) Effects of hábitat complexity on ant assemblages. *Ecography*, **27**, 157-164.
- [28] Beck M. W. (1997) Inference and generality in ecology: current problems and an experimental solution. *Oikos*, **78**, 265–73.
- [29] Wilson, E. O. (2000) A Global Biodiversity Map. *Science*, **289**, 22-79.
- [30] Morrone, J. J. (2006) Biogeographic areas and transition zones of Latin America and the Caribbean islands based on panbiogeographic and cladistic analysis of the entomofauna, *Annual Review of Entomology* **51**, 467-494.
- [31] Ministério do Meio Ambiente. Brasil, 2007. Biodiversidade Brasileira: Avaliação e identificação de ações prioritárias para a conservação, utilização sustentável e repartição dos benefícios da biodiversidade brasileira. Brasília, MMA, Secretaria de Biodiversidade e Florestas. Available at: <http://www.mma.gov.br>.
- [32] Agosti, D., Majer, J., Alonso, E. and Schultz, T.R. (2000). *Ants: Standard Methods for Measuring and Monitoring Biodiversity*. Smithsonian Institution Press. Washington D.C.
- [33] Colwell, R. K. (2004) Estimates: statistical estimation of species richness and shared species from samples, Version 8.0 b1, User's Guide and application.
- [34] Colwell, R. K.; Mao, C. X.; Chang, J. (2004) Interpolating, extrapolating, and comparing incidence-based species accumulation curves. *Ecology*, **85**, 2717–2727.
- [35] Chazdon, R.L.; Colwell, R.K.; Denslow, J.S.; Guariguata, M.R. (1998) Statistical methods for estimating species richness of woody regeneration in primary and secondary rain forests of NE Costa Rica. In: Dallmeier, F., Comiskey, J.A. (Eds.) *Forest biodiversity research, monitoring and modeling: conceptual background and Old World case studies*. Parthenon Publishing, Paris.

- [36] Longino, J. T.; Coddington, J.; Colwell, R. K. (2002) The ant fauna of a tropical rain forest: estimating species richness three different ways. *Ecology*, **83**: 689–702.
- [37] Systat. (2007) Systat Software for Windows, version 12.
- [38] Spiegelhalter, D., Thomas, A., Best, N. and Lunn, D. (2010) WinBUGS User Manual Version 3.1.2. Cambridge, UK: MRC Biostatistics Unit.
- [39] Pitman N. C. A., Terborgh J. W., Silman M. R. (2001) Dominance and distribution of tree species in upper Amazonian Terra Firme forests. *Ecology*, **82**, 2101–17.
- [40] Silvestre, R.; Brandão, C. R. F.; Silva, R. R. (2003) Grupos funcionales de hormigas: el caso de los grêmios del Cerrado, Brasil. In Fernández F. Ed., *Introducción a las hormigas de la región Neotropical*, Instituto Humboldt, Bogotá, 113-143.
- [41] Silva, R.R. & Silvestre, R. (2004) Riqueza da fauna de formigas (Hymenoptera: Formicidae) que habita as camadas superficiais do solo em Seara, Santa Catarina. *Papeis Avulsos de Zoologia* **44**, 1–11.
- [42] Wiens, J.J., Graham, C. H., Daniel S. Moen, Sarah A. Smith & Tod W. Reeder. (2006) Evolutionary and ecological causes of the latitudinal diversity gradient in hylid frogs: tree frog trees unearth the roots of high tropical diversity. *The American Naturalist* **168**, 579-595.
- [43] Gering, J.C. & Crist, O. (2002) The alfa-beta-relationship: providing new insights into local-regional patterns of species richness and scale dependence of diversity components. *Ecology Letters* **5**, 433-444.

Appendix 01

```
Model
{
  mLong<-mean(Long[])
  mLat<-mean(Lat[])
  for(i in 1:10)
  {
    Y[i]<-log(Riqueza[i]+1)
    Y[i]~dnorm(mean[i],prec)
    mean[i]<-a+b*(Lat[i]-mLat)+c*(Long[i]-mLong)
  }
  a~dnorm(0,1.0E-6)
  b~dnorm(0,1.0E-6)
  c~dnorm(0,1.0E-6)
  prec~dgamma(0.001,0.001)
}

Iniciais
list(a=0,b=0,c=0,prec=100)
```

ANEXO 2

**DISTRIBUTIONAL PATTERNS OF ARMY ANTS (*Eciton*) IN THE
NEOTROPICAL REGION. A FIRST BIOGEOGRAPHY APPROACH:
GENERALIZED TRACKS AND NODES.**

DISTRIBUTIONAL PATTERNS OF ARMY ANTS (*Eciton*) IN THE NEOTROPICAL REGION. A FIRST BIOGEOGRAPHY APPROACH: GENERALIZED TRACKS AND NODES

PADRÕES DE DISTRIBUIÇÃO DE FORMIGAS LEGIONÁRIAS (*Eciton*) NA REGIÃO NEOTROPICAL. UMA PRIMEIRA ABORDAGEM BIOGEOGRÁFICA: TRAÇOS GENERALIZADOS E NÓS

Manoel Fernando DEMÉTRIO^{1,2} & Rogério SILVESTRE^{1,2}

¹ Laboratório de Ecologia de Hymenoptera (HECOLAB), Universidade Federal da Grande Dourados, Rodovia Dourados, Itahum, km 12, Cidade Universitária, 79.804-970, Dourados, MS, Brazil.

² Programa de Pós-Graduação em Entomologia e Conservação da Biodiversidade, Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), Cidade Universitária, 79.804-970, Dourados, MS, Brazil.

*Author for correspondence: mfdemetrio@gmail.com.

ABSTRACT. The Track Analysis (Panbiogeography) focuses on the geographical or spatial dimension of biodiversity, which allows a better understanding of the patterns and processes of evolution and dispersal. It compares individual tracks of different taxa to detect generalized tracks or biotic components. This study aimed to analyze the distribution of taxa among 29 species and subspecies of legionary ants of the genus *Eciton* Latreille, 1804, exclusively neotropical, seeking to identify common patterns of distribution, and test the limits of biogeographically units, through the method of the Track Analysis. In a first step were obtained tracks for each individual species of the genus, and in the second instance, generalized tracks were modeled across the tracks of individual species. From the intersection of the individual tracks of each species were generated 19 generalized tracks and 10 biogeographical nodes located in the Caribbean, Amazon, Chaco and Parana sub-regions. The sub-region Amazon showed great confluence of species and subspecies, represented by five generalized tracks. The generalized tracks obtained in the analysis of species and subspecies of *Eciton* are spatially congruent with generalized tracks of other insect species of the Neotropical,

which points to a comprehensive standard distribution of various taxa of Neotropical biota. The generalized tracks are primary biogeographical hypotheses of homology for the Neotropical region.

Key words: biodiversity, species distribution patterns, panbiogeographic methods.

RESUMEN. El análisis de trazos (panbiogeografía) se centra en la dimensión geográfica o espacial de la biodiversidad, lo que permite una mejor comprensión de los patrones y procesos de evolución y dispersión. Se comparan los trazos individuales de diferentes taxa para detectar trazos generalizados o componentes bióticos. Este estudio tuvo como objetivo analizar la distribución de los taxones, entre 29 especies y subespecies de hormigas del género neotropical *Eciton* Latreille, 1804, buscando identificar patrones comunes de distribución, y poner a prueba los límites de las unidades biogeográficas, a través del método del análisis de trazos. En un primer paso trazos se obtuvieron para cada especie individual del género, y en el segundo ejemplo, generalizados trazos fueron modelados a través de los trazos de las especies individuales. Desde la intersección de las características individuales de cada especie se generaron 19 trazos generalizados y 10 nodos panbiogeográficos, ubicados en la subregión del Caribe, Amazonía, Chaco y Paraná. La subregión amazónica mostró una gran confluencia de especies y subespecies, representado por cinco trazos generalizados. Los trazos generalizados obtenidos en el análisis de las especies y subespecies de *Eciton* son espacialmente congruentes con trazos generalizadas de otras especies de insectos neotropicales, lo que apunta a una distribución estándar global de varios taxones de la biota Neotropical. Los trazos generalizados son hipótesis biogeográficas principales de homología en la región Neotropical.

Palabras clave: biodiversidad, patrones de distribución, métodos panbiogeográficos

Demétrio, M. F. & Silvestre, R. 2013. Patrones de distribución de las hormigas legionarias (*Eciton*) en el Neotrópico. Una primera aproximación biogeográfica: trazos generalizados y nodos. *Acta Zoológica Mexicana*.

INTRODUCTION

One of the most conspicuous animals and that it has fascinating ecological and behavioral syndromes is undoubtedly the legionary ants of the genus *Eciton* Latreille, 1804 (Formicidae: Ecitoninae). The functional activity evident in Neotropical ecosystems with a profile of predatory group, added to nomadism, gives these ants an interesting object of study for Neotropical biogeography.

The track analysis, proposed by Croizat (1958, 1964), focuses on the role of localities in the history of life (Crisci et al. 2003). According Craw et al. (1999), this method focuses on the geographical or spatial dimension of biodiversity, allowing us a better understanding of evolutionary patterns and processes. According to Carvalho (2004), this method can express the relative abundance of species and the origin of the historical areas. Through recognition of generalized tracks and panbiogeographic nodes, it can be seen that the species belong to the same ancestral biota (Carvalho 2004). Morrone (2001a, 2004) suggested the application of the method of the Track Analysis to propose primary biogeographical hypotheses of homology. Thus, this method allows the initial exploration of the data (hypothesis generation), before performing a cladistic biogeographic analysis (secondary biogeographic homology - legitimization hypotheses).

The primary biogeographical homology refers to the conjecture of a common biogeographic history, where different taxa of plants and animals are spatial-temporally integrated biota (Morrone 2001a). The track analysis can also be applied as a direct

method to analyze biodiversity because the maps with tracks and nodes are considered true maps of biodiversity (Grehan 2001). Thus, its analysis methods can be employed in selecting priority areas for conservation (Morrone 1999, Carvalho 2004). In New Zealand, for example, has been suggested as an alternative to traditional methods of choice of areas for conservation (Grehan 1989) in Mexico was used to set priorities for conservation in mesophilic forests (Luna et al. 2000) and to identify priority areas to maintain the diversity of birds (Morrone & Mondragon 2004).

This study aimed to analyze the distribution of 28 species and subspecies of army ants of Neotropical genus *Eciton*, seeking to identify common patterns of distribution, represented by generalized tracks, and test the limits of biogeographical units proposed by Morrone (2001b, 2004).

MATERIAL AND METHODS

The distribution points of the taxa were obtained from information contained in the literature (Watkins, 1976) and specimens deposited in the Museum of Zoology, USP (MZUSP) and the Museum of Biodiversity UFGD (Mubio). We used information from 262 locations, however, were excluded from the information that left no doubt as to the accuracy of the area, as well as those with dubious identification of species (Table 01). The geographic coordinates of the locations of occurrence were conferred the Global Gazetteer (2004). The distribution maps were made in the program DIVA-GIS, version 7.2.3.1. With areas of occurrence plotted on maps, we applied the Track Analysis method which consists basically in connecting these areas by lines called tracks (Katinas et al. 1999).

Table 01. List of localities of occurrence for *Eciton* species throughout the Neotropical region .

Taxon	Country	State	Localities	LAT/MOD/S	LONG/MOD/S
<i>Eciton burchelli</i>	Guatemala	Zacapa	Cerro grande	14,36	-90,16
	Colombia	Vichada	Cumarido	4,22	-69,27
	Brazil	Recife	Igarassu	-7,83	-34,90
	Brazil	Tocantins	Lagoa da Confusão	-10,47	-49,37
	Brazil	Bahia	Itabuna	-14,47	-39,14
	Brazil	Goias	Niquelandia	-14,01	-48,18
		Mato Grosso do			
	Brazil	Sul	Bodoquena	-20,73	-56,73
	Brazil	Amazonas	Manaus	-3,02	-60,12
	Brazil	Espirito Santo	Rio Bananal	-19,15	-40,17
	Brazil	Para	Belem	-6,11	-52,43
	Brazil	Minas Gerais	Serra do Cipo	-18,59	-43,39
	Brazil	Rio de Janeiro	Floresta da Tijuca	-22,58	-43,15
	Brazil	Pernambuco	São Lourenço da Mata	-8,01	-35,01
	Brazil	Santa Catarina	Itajai	-26,92	-48,66
	Brazil	São Paulo	Paranapiacaba	-23,46	-46,18
	Paraguay	Cerro Cora	Cerro Cora	-22,39	-56,01
	Paraguay	Itapua	San Rafael national park	-26,27	-55,41
	Paraguay	Guaira	Roque Gonzales	-25,53	-57,17
	<i>E. burchelli cupiens</i>	Bolivia	Beni	-16,29	-65,22
		Bolivia	La Paz	-16,28	-68,1
		Bolivia	Pando	-10,47	-67
		Bolivia	Santa Cruz	-17,47	-63,11
	Brazil	Amazonas	Manaus	-3,05	-60,01
	Brazil	Acre	Pto. Acre	-9,18	-70,32
	Brazil	Mato Grosso	Cuiaba	-12,39	-56,56

	Brazil	Para	Pto. Para	-6,07	-51,52
	Brazil	Pernambuco	São Lourenço da Mata	-8,01	-35,01
	Brazil	Rondonia	Pto. Rondonia	-11,08	-63,38
	Colombia	Caqueta	Caqueta	-0,51	-73,44
	Colombia	Cauca	Cauca	-2,14	-76,57
	Colombia	Cundinamarca	Cundinamarca	-5,01	-74,01
	Colombia	Guajira	Guajira	-11,21	-72,31
	Colombia	Putumayo	Putumayo	-0,26	-75,31
	Colombia	Valle de Cauca	Valle de Cauca	-3,48	-76,38
	French Guiana	French Guiana	Pt. FG	3,56	-53,07
	Britain Guiana	Britain Guiana	Pt. BG	4,52	-58,56
	Peru	Cuzco	Pto. Yuncaypata	-13,29	-71,56
	Peru	Huanuco	Pto. Huanuco	-9,55	-76,13
	Peru	Junin	Mazamari	-11,2	-74,24
	Peru	Loreto	Loreto	-4,13	-74,13
	Suriname	Sipaliwini	Sipaliwini	3,55	-56,01
	Venezuela	Vichada	Pto. Vichada	3,65	-65,40
<i>E. burchelli foreli</i>	Colombia	Magdalena	Pto Magdalena	10,24	-74,24
	Costa Rica	Guanacaste	Palo Verde Biological Station	10,35	-85,35
	Costa Rica	Limon	San Jose	9,56	-84,05
	Ecuador	Guayas	Pto. Guayas	-1,96	-79,40
	Ecuador	Morona Santiago	Morona Santiago	-2,33	-77,54
	Honduras	Honduras	Pto. Honduras	14,27	-86,17
	Panama	Canal Zone	Canal Zone	9,03	-79,32
	Panama	Darien	Serrania del Bagre	7,52	-77,5
	Panama	Veraguas	Veraguas	8,07	-81,04
	Venezuela	Vichada	Pto. Vichada	3,65	-65,40
<i>E. burchelli parvispinum</i>	Mexico	Chiapas	La Concordia	16,71	-93,09

	Mexico	Colima	Rural	19,21	-103,70
	Mexico	Guerrero	Vale	17,18	-99,34
	Mexico	Jalisco	Selva Mediana	20,16	-104,04
	Mexico	Oaxaca	Vale de Oax	17,04	-96,43
	Mexico	Puebla	Puebla	18,59	-98,09
	Mexico	Quintana Roo	Quintana	19,1	-88,28
	Mexico	San Luis Potosi	San Luis Potosi	22,09	-100,59
	Mexico	Tamaulipas	Tamaulipas	24,17	-98,51
	Mexico	Vera Cruz	Vera Cruz	19,1	-96,07
	Mexico	Chiapas	Sierra Morena	16,14	-93,59
	Mexico	Chiapas	Naha	16,97	-91,58
	Guatemala	El Peten	Cerro Cahui	16. 90	-90,30
	Honduras	Atlantida	8 KM SSW	15,71	-87,46
	Honduras	Olancho	Catacamas	14,79	-86,01
	Honduras	Gracias a Dios	Las Marias	15,7	-84,86
	Costa Rica	Guanacaste	Palo Verde Biological Station	10,35	-85,35
	Costa Rica	Puntarenas	Cabo blanco Biological reserve	9,57	-85,13
	Costa Rica	Heredia	Vala Blanca	10,23	-84,11
			Sirena - Corcovado National		
	Costa Rica	Puntarenas	Park	8,48	-83,06
	Panama	Chiriqui	Fortuna	8,71	-82,26
<i>E. burchelli urichi</i>	Mexico	Las Animas	Las animas	19,04	-98,23
	Venezuela	Aragua	Pq. Nacional Macarao	10,23	-67,1
	Venezuela	Trujillo	Trujillo	9,22	-70,26
<i>E. drepanophorum</i>	Ecuador	Sucumbios	Jivino verde	-0,1	-76,5
	Bolivia	Pando	Pando	-10,47	-67
	Bolivia	Santa Cruz	Santa Cruz de la Sierra	-17,47	-63,11
	Brazil	Amapa	Pto Amapa	-1,26	-52,01

	Brazil	Amazonas	Manaus	-3,05	-60,01
	Brazil	Para	Belem	-1,27	-48,3
	Ecuador	Ecuador	pto. Pastaza	-1,49	-78,11
	Guiana				
	Francesa	Guiana Francesa	pto. Guiana	3,56	-53,07
	Peru	Cuzco	pto. Yuncaypata	-13,29	-71,56
	Peru	Huanuco	pto. Huanuco	-9,55	-76,13
	Peru	Loreto	pto. Loreto	-4,13	-74,13
<i>E. dulcium</i>	Argentina	Chaco	Chaco	-26,35	-60,57
	Argentina	Cordoba	Cordoba	-31,23	-64,1
	Argentina	Jujuy	San Salvador de Jujuy	-24,17	-64,4
	Argentina	Misiones	Misiones	-26,55	-54,26
	Argentina	Salta	Salta	-24,46	-65,24
	Argentina	Santa Fe	Santa Fe	-24,46	-65,24
		San Tiago del			
	Argentina	Estero	San Tiago Del Estero	-27,47	-64,16
	Brazil	Goiás	Goiás	-15,55	-50,08
	Brazil	Mato Grosso	Cuiaba	-12,39	-56,56
	Brazil	São Paulo	São Paulo	-23,44	-46,63
<i>E. dulcius crassinode</i>	Costa Rica	Limon	San Jose	9,56	-84,05
	Panama	Canal Zone	Canal Zone	9,03	-79,32
<i>E. hamatum</i>	Bolivia	Beni	Beni	-16,29	-65,22
	Bolivia	La Paz	La Paz	-16,28	-68,1
	Brazil	Amapa	loc amapa	-1,16	-51,57
	Brazil	Amazonas	Loc amazonia	-3,51	-64,42
	Brazil	Mato Grosso	Loc.MT	-11,02	-55,5
	Brazil	Para	Loc. Para	-4,45	53,03
	Brazil	Pernambuco	Loc. PB	-8,09	-37,29

Brazil	Rondonia	Loc. RO	-10,56	-63,25
Honduras	Tegucigalpa	Loc. Honduras	14,08	-87,14
Colombia	Magdalena	Loc. Magdalena	10,24	-74,24
Costa Rica	Cartago	Loc. Cartago	9,45	-83,4
Costa Rica	Limon	Loc. Limon	9,56	-84,05
Costa Rica	Puntarenas	Cabo blanco Biological reserve	9,57	-85,13
Costa Rica	San Jose	Loc San Jose	9,56	-84,05
Ecuador	Guyas	Loc. Guyas	-2,05	-80,02
Ecuador	Pastaza	Loc. Pastaza	-1,45	-76,49
French Guiana	French Guiana	Loc. FG	3,19	-53,14
Guatemala	Peten	Loc. Peten	16,54	-90
British Guiana	British Guiana	Loc. Brit.Guiana	6,03	-58,43
Mexico	Chiapas	Sierra Morena	16,14	-93,59
Mexico	Oaxaca	Vale de Oax	17,04	-96,43
Mexico	Vera Cruz	Vera Cruz	19,1	-96,07
Nicaragua	Managua	Loc. Managua	12,08	-86,15
Panama	Canal Zone	Loc. Canal Zone	9,03	-79,32
Panama	Chiriqui	Loc. Chiriqui	8,71	-82,26
Panama	Cocle	Loc. Cocle	8,37	-80,18
Panama	Colon	Loc. Colon	9,21	-79,54
Panama	Darien	Loc. Darien	7,52	-77,5
Peru	Ancash	Loc. Ancash	-9,19	-77,33
Peru	Huanuco	Loc. Huanuco	-9,55	-76,13
Peru	Junin	Loc. Junin	-11,2	-74,24
Peru	San Martin	Loc. San Martin	-7,06	-76,55
Suriname	Suriname	Loc. Suriname	4,1	-55,5
Mexico	Las Animas	Trinidad	19,47	-96,89
Venezuela	Guarico	Pto. Guarico	8,1	-65,49

<i>E. jansonii</i>	Colombia	Meta	Pto. Meta	3,14	-72,59
	Costa Rica	Guanacaste	Pto. Guanacaste	10,35	-85,35
	Costa Rica	Limon	Pto. Limon	9,56	-84,05
	Ecuador	Sucumbios	Pto. Sucumbios	-0,04	-76,39
	Nicaragua	Managua	Pto. Managua	12,08	-86,15
	Panama	Canal Zone	Pto. CZ	9,03	-79,32
	Panama	Los Santos	Pto. Sacro	7,35	80,15
	Bolivia	Pando	Pto. Pando	-10,47	-67
<i>E. lucanoides</i>	Brazil	Acre	Pto. Acre	-9,18	-70,32
	Brazil	Rondonia	Pto. RO	-10,56	-63,25
	Colombia	Vaupes	pto. Vaupes	-0,5	-70,11
	Peru	Junin	Pto. Junin	-11,2	-74,24
<i>E. lucanoides conquistator</i>	Costa Rica	Limon	Pto. Limon	9,56	-84,05
	Nicaragua	Metagalpa	Pto. Metagalpa	12,54	-85,55
	Panama	Canal Zone	Pto. CZ	9,03	-79,32
	Panama	Colon	Pto. Colon	9,21	-79,54
<i>E. mexicanum</i>	Argentina	Chaco	Pto. Chaco	-26,35	-60,57
	Bolivia	Beni	Pto. Beni	-16,29	-65,22
	Bolivia	La Paz	Pto. La Paz	-16,28	-68,1
	Brazil	Amazonas	Pto. Manaus	-3,05	-60,01
	Brazil	Bahia	Pto. Itabuna	-14,47	-39,14
	Brazil	Goiás	Niquelandia	-14,01	-48,18
	Brazil	Minas Gerais	Serra do Cipo	-18,59	-43,39
	Brazil	Para	Pto Para	-6,11	-52,43
	Brazil	Pernambuco	Pto. P	-8,09	-37,29
	Brazil	Rondonia	Pto. RD	-10,56	-63,25
	Brazil	São Paulo	Paranapiacaba	-23,46	-46,18

	Honduras	Jolin	Pto. Jolin	15,12	-86,14
	Colombia	Vichada	Pto. Vichada	4,39	-69,29
	Costa Rica	Limon	Pto. Limon	9,56	-84,05
	French Guiana	French Guiana	Loc. FG	3,19	-53,14
	Guatemala	Zacapa	Cerro grande	14,36	-90,16
	Mexico	Chiapas	La Concordia	16,06	-92,41
	Mexico	Vera Cruz	Vera Cruz	19,1	-96,07
	Panama	Canal Zone	Canal Zone	9,03	-79,32
	Panama	Colon	Pto. Colon	9,21	-79,54
	Paraguay	Cerro Cora	Pto.Cerro Cora	-22,39	-56,01
	Paraguay	Chaco	Pto.Chaco	-23,36	-59,25
<i>E. mexicanum</i>					
<i>argentinum</i>	Argentina	Chaco	Pto. Chaco Arg.	-26,35	-60,39
<i>E. mexicanum goianum</i>	Brazil	Goiás	Pto. Goiás	-15,55	-50,08
<i>E. mexicanum latidens</i>	Brazil	Para	Belem	-6,11	-52,43
	French Guiana	French Guiana	Pt. FG	3,56	-53,07
	Suriname	Sipaliwini	Sipaliwini	3,55	-56,01
<i>E. mexicanum moralum</i>	French Guiana	French Guiana	Pt. FG	3,56	-53,07
<i>E. mexicanum</i>					
<i>panamense</i>	Panama	Canal Zone	Canal Zone	9,03	-79,32
	Panama	Colon	Loc. Colon	9,21	-79,54
<i>E. quadriglume</i>	Argentina	Misiones	Pto. Misiones	-26,55	-54,26
	Bolivia	Beni	Pto. Beni	-16,29	-65,22
	Brazil	Amazonas	Pto. Manaus	-3,05	-60,01
	Brazil	Bahia	Pto. Ilheus	-14,47	-39,14
	Brazil	Espirito Santo	Rio Bananal	-19,15	-40,17
	Brazil	Maranhão	Pto Maranhao	-5,01	-45,37
	Brazil	Minas Gerais	Serra do Cipo	-18,59	-43,39

<i>E. rapax</i>	Brazil	Para	Pto. Para	-6,11	-52,43
	Brazil	Parana	Foz do Iguaçu	-25,32	-54,35
	Brazil	Rio de Janeiro	Itatiaia	-22,29	-44,33
	Brazil	Rio Grande do Sul	Pto Sul	-28,55	-53,37
	Brazil	Santa Catarina	Pto.SC	-26,55	-49,23
	Brazil	São Paulo	Paranapiacaba	-23,46	-46,18
	Paraguay	Cerro Cora	Pto. Cerro Cora	-22,39	-56,01
	Peru	Amazonas	Amazonia Peruana	-9,54	-73,26
	Peru	Huanuco	pto. Huanuco	-9,55	-76,13
	Peru	Junin	Pto. Junin	-11,2	-74,24
	Bolivia	Beni	Pto. Beni	-14,21	-65,06
	Bolivia	Cochabamba	Pto. Cochabamba	-17,23	-66,1
	Bolivia	La Paz	Pto. La Paz	-16,28	-68,1
	Bolivia	Santa Cruz	Loc. Santa Cruz	-17,47	-63,11
	Brazil	Amazonas	Loc. Manaus	-3,05	-60,01
	Brazil	Mato Grosso	Loc. MT	-15,35	-56,05
	Brazil	Para	Belem	-6,11	-52,43
	Brazil	Rondonia	Loc. RD	-11,29	-63,34
	Colombia	Putumayo	Loc. Putumayo	-0,26	-75,31
	Ecuador	Quito	Loc. Quito	-0,13	-78,31
<i>E. setigaster</i>	Peru	Cuzco	Pto. Yuncaypata	-13,29	-71,56
	Peru	Huanuco	pto. Huanuco	-9,55	-76,13
	Peru	Junin	Pto. Junin	-11,2	-74,24
	Peru	Loreto	Pto. Loreto	-4,13	-74,13
	Peru	San Martin	Pto. San Martin	-7,14	-76,49
	Bolivia	Cochabamba	Pto. Cochabamba	-17,23	-66,1
	Brazil	Amapa	Pto. Amapa	-1,27	-52,02
	Brazil	Amazonas	Pto. Manaus	-3,05	-60,01

	Peru	Huanuco	Pto. Huanuco	-9,55	-76,13
<i>E. uncinatum</i>	Ecuador	Chimborazo	Pto. Chimborazo	-2,01	-78,44
	Mexico	San Luis Potosi	Pto. San Luis Potosi	22,09	-100,59
<i>E. vagans</i>	Brazil	Amapa	Pto. Amapa	-1,26	-52,01
	Brazil	Amazonas	Pto. Manaus	-3,05	-60,01
	Brazil	Bahia	Pto. Ilheus	-14,47	-39,02
	Brazil	Para	Belem	-6,11	-52,43
	Brazil	Rondonia	Pto. Rondonia	-11,08	-63,38
	French Guiana	French Guiana	Pto. FG	3,56	-53,07
	Guiana	Britain Guiana	Pto. BG	4,52	-58,56
	Suriname	Suriname	Pto. Suriname	3,55	-56,01
<i>E. vagans allognathum</i>	Mexico	Las Animas	Pto. Trinidad	19,47	-96,89
	Venezuela	Carabobo	Pto. Carabobo	10,07	-68,02
	Venezuela	Miranda	Pto. Miranda	10,15	-66,25
	British				
<i>E. vagans angustatum</i>	Honduras	British Honduras	Pto. Honduras	15,12	-86,14
	Costa Rica	Guanacaste	Palo Verde Biological Station	10,35	-85,35
	Costa Rica	Limon	San Jose	9,56	-84,05
	Guatemala	Guatemala	Pto. Guatemala	15,47	-90,14
	Mexico	Chiapas	La Concordia	16,06	-92,41
	Mexico	Oaxaca	Vale de Oax	17,04	-96,43
	Mexico	Yucatan	Yucatan	20,42	-89,05
	Nicaragua	Managua	Loc. Managua	12,08	-86,15
<i>E. vagans dispar</i>	Brazil	Espirito Santo	Rio Bananal	-19,15	-40,17
	Brazil	Rio de Janeiro	Floresta da Tijuca	-22,58	-43,15
	Brazil	São Paulo	Paranapiacaba	-23,46	-46,18
<i>E. vagans dubitatum</i>	Argentina	Chaco	Pto. Chaco	-26,35	-60,57
	Argentina	Misiones	Pto. Misiones	-26,55	-54,26

<i>E. vagans fur</i>	Argentina	Santa Fe	Pto. Santa Fe	-24,46	-65,24
	Brazil	Goiás	Niquelandia	-14,01	-48,18
	Brazil	Mato Grosso	Cuiaba	-12,39	-56,56
	Brazil	Minas Gerais	Serra do Cipo	-18,59	-43,39
	Brazil	Parana	Foz do Iguaçu	-25,32	-54,35
	Brazil	Rio de Janeiro	Itatiaia	-22,29	-44,33
	Brazil	Rio Grande do Sul	Pto. RS	-28,55	-53,37
	Brazil	São Paulo	Paranapiacaba	-23,46	-46,18
	Paraguay	Cerro Cora	Cerro Cora	-22,39	-56,01
	Brazil	Bahia	Itabuna	-14,47	-39,14
	Brazil	Paraíba	Pto. PB	-7,14	-36,47
	Brazil	Pernambuco	Pto. PE	-8,48	-36,57
		Rio Grande do			
	Brazil	Norte	Pto. RN	-5,23	-36,57
<i>E. vagans mutatum</i>	Brazil	Sergipe	Pto. SE	-10,4	-37,28
	Colombia	Meta	Pto. Meta	-3,13	-73,03
	Costa Rica	Limon	Pto. Limon	9,56	-84,05
	Costa Rica	Puntarenas	Cabo blanco Biological reserve	9,57	-85,13
	Costa Rica	San Jose	Pto. San Jose	9,56	-84,05
	Panama	Canal Zone	Canal Zone	9,03	-79,32

The method involves three main concepts: individual track, generalized tracks and panbiogeographical node (Morrone & Crisci 1995, Katinas et al. 1999, Craw et al. 1999, Crisci et al. 2003, Morrone 2004, Mondragón & Morrone 2004).

- Individual track: represents the spatial coordinate of a species or group of related species. It is a graphic design that unites the distributions of areas or locations on the map, connecting them by proximity criterion. Thus connect two nearby locations by a line, so this pair of locations is connected to the nearest town to any of the two, after joins the location nearest to any of the three and then successively.
- Generalized Track: overlapping two or more tracks of individual taxa, which provides a criterion for spatial biogeographical homology, indicating the pre-existence of ancestral biota which were fragmented by physical events and / or geological.
- Panbiogeographical Node: area where two or more generalized tracks converge and overlap. The node is interpreted as a complex region formed by two or more fragments biota ancestors. Are areas with high biodiversity including taxonomic elements from diverse backgrounds, indicating priority for conservation. For more details on the methodology see Craw et al. (1999).

In a first step tracks were obtained for each individual species, analyzing them separately and at second instance, the generalized tracks were modeled from the intersection of the individual traits of 29 species and subspecies included in this study.

RESULTS

Were obtained 19 generalized tracks and 10 Panbiogeographical nodes (Figure 01) to the army ants of the Neotropical genus *Eciton*.

- 1) Mexican plateau (A) included by: *Eciton burchelli parvispinum*, *E. hamatum*, *E. uncinatus*.

- 2) Sierra Madre Oriental (B): *E. mexicanum*, *E. vagans allognathum*.
- 3) Caribbean (C): *E. foreli burchelli*, *E. burchelli urichi*, *Eciton burchelli parvispinum*, *E. dulcius crassinode*, *E. hamatum*, *E. jansoni*, *E. lucanoides conquistator*, *E. mexicanum panamense*, *E. vagans mutatum*, *E. vagans allognathum*.
- 4) Columbian-Venezuelan (D): *E. burchelli urichi*, *Eciton burchelli parvispinum*, *E. hamatum*.
- 5) Colombian (E): *E. burchelli*, *E. burchelli cupiens*, *E. burchelli parvispinum*, *E. dulcium*, *E. drepanophorum*, *E. hamatum*, *E. lucanoides conquistator*, *E. mexicanum*, *E. jansoni*, *E. vagans mutatum*.
- 6) Panamanian-Peruvian (F): *E. drepanophorum*, *E. hamatum*, *E. lucanoides*, *E. rapax*, *E. setigaster*.
- 7) West Amazon (G): *E. burchelli cupiens*, *E. lucanoides*, *E. quadriglume*, *E. setigaster*, *E. vagans dubitatum*.
- 8) Southern Amazon (H): *E. burchelli*, *E. drepanophorum*, *E. hamatum*, *E. mexicanum*, *E. quadriglume*, *E. rapax*, *E. setigaster*, *E. vagans*.
- 9) Northern Amazon (I): *E. burchelli cupiens*, *E. drepanophorum*, *E. mexicanum latidens*, *E. mexicanum morulum*, *E. hamatum*, *E. vagans*.
- 10) Roraima-Guiana (J): *E. burchelli*, *E. mexicanum*, *E. mexicanum latidens*, *E. setigaster*.
- 11) Amazonia-Cerrado connection (K): *E. burchelli*, *E. burchelli cupiens*, *E. dulcium*, *E. hamatum*, *E. rapax*, *E. mexicanum*, *E. mexicanum goianum*,
- 12) Intersection Brasil-Bolivia (L): *E. burchelli cupiens*, *E. quadriglume*.
- 13) Mato Grosso do Sul – Paraguayan Chaco (M): *E. burchelli*, *E. mexicanum*, *E. quadriglume*, *E. vagans dubitatum*,

- 14) Cerrado-Caatinga (N): *E. burchelli*, *E. mexicanum*, *E. mexicanum goianum*, *E. vagans*, *E. vagans dubitatum*.
- 15) Caatinga (O): *E. burchelli*, *E. hamatum*, *E. mexicanum*, *E. vagans fur*.
- 16) Brazilian Atlantic Forest (P): *E. burchelli*, *E. mexicanum*, *E. quadriglume*, *E. vagans*, *E. vagans fur*.
- 17) Paranaense Forest (Q): *E. quadriglume*, *E. vagans díspar*, *E. vagans dubitatum*.
- 18) Argentine-Paraguayan Chaco (R): *E. vagans dubitatum*, *E. dulcium*, *E. mexicanum*.
- 19) Argentine Chaco (S): *E. mexicanum argentinum*, *E. vagans dubitatum*.

Ten panbiogeographical nodes were identified as follows:

- 1) Isthmus of Tehuantepec: Intersection between generalized tracks of Mexican plateau and the Sierra Madre Oriental;
- 2) Panamá: South Mesoamerican and North Andean;
- 3) Colombian: Transition between the subregions Caribbean and Amazon;
- 4) Puna: Norte Andean, Puna province;
- 5) Northwest Amazon: Madeira province;
- 6) Northern Amazon: Amapá province;
- 7) Brazilian Midwest: Pantanal Province;
- 8) Brazilian Northeast: Caatinga Province;
- 9) Atlantic Southeast Forest: Brazilian Atlantic Forest Province;
- 10) Salta: Chacoan Province.



Figure 01. Generalized tracks and panbiogeographical nodes throughout the Neotropical Region for extant *Eciton* species and subspecies.

DISCUSSION

All taxonomic units analyzed of *Eciton* genus show confluence, and there is no taxon without overlapping points, ie, isolated biogeographically. This confirms the possibility to trace the biogeographical history of this monophyletic group safely and confront it with other patterns of distribution of the Neotropical region.

Determine patterns of species distribution are the first step for any biogeographical analysis (Carvalho et al. 2003). The generalized tracks obtained in this analysis are primary biogeographical homology hypotheses for the Neotropical region (Morrone 2001a, 2004) and coincide with the sub-regions and biogeographical

provinces recognized by Morrone (2001b, 2004), confirming the nature of this classification because it relates to areas with occurrence of specific taxa.

Three nodes are congruent with the transition zones proposed by Morrone (2001b), Isthmus of Tehuantepec (1) Panama (2) and Puna (4), indicating an extensive distribution pattern, also seen in others panbiogeographical studies with *Polietina* (Diptera, Muscidae), bumble bees (Hymenoptera, Apidae) and *Homalolinus* and *Heterolinus* (Coleoptera: Staphylinidae: Xantholinini).

This profile found with species and subspecies of *Eciton*, even in a preliminary way, points to a pattern that can be linked to the history of the development of the areas. The next step for corroborate this hypothesis of primary homology is the refinement of this investigation with cladistic biogeographic appointments for taxonomic units checked.

ACKNOWLEDGEMENTS

We Would Like to thank Dr. Carlos Roberto Brandão (MZUSP – São Paulo- Brazil) and Dr. Fernando Zagury Vaz-de-Mello, for supporting us in this manuscript.

LITERATURE CITED

Abrahamovich, A.H.; N.B. Díaz & J.J. Morrone. 2004. Distributional patterns of the neotropical and andean species of the genus *Bombus* (Hymenoptera: Apidae). *Acta Zoológica Mexicana*, 20 (1): 99-117.

Carvalho, C.J.B. 2004. Ferramentas atuais da biogeografia histórica para utilização em conservação, pp. 92-103. In: M.S. Milano; L.Y. Takahashi & M.L. Nunes (Eds). *Unidades de Conservação: Atualidades e tendências*. Curitiba, Fundação O Boticário de Proteção a Natureza, 208pp.

Carvalho, C.J.B.; M.C. Bortolanza; M.C.C. Silva & E.D.G. Soares. 2003. Distributional patterns of the Neotropical Muscidae (Diptera), pp. 263-274. In: J.J. Morrone & J. Llorente-Bousquets (Eds). *Una perspectiva latinoamericana de la biogeografía*. México D.F., Las Prensas de Ciencias, Facultad de Ciencias, UNAM, 314pp.

Craw, R.C.; J.R. Grehan & M.J. Heads. 1999. *Panbiogeography: Tracking the History of Life*. New York, Oxford University Press, 229pp.

Crisci, J.V.; L. Katinas & P. Posadas. 2003. *Historical Biogeography: an introduction*. London, Harvard University Press, 250pp.

Croizat, L. 1958. *Panbiogeography*. Caracas, Published by the autor.

Croizat, L. 1964. *Space, Time, Form: The Biological Synthesis*. Caracas, Published by the autor.

Global Gazetteer. 2004. Version 2.1. Available at Web:<http://www.fallingrain.com/world>.

Grehan, J.H. 1989. Panbiogeography and conservation science in New Zealand. New Zealand. *Journal of Zoology*, 16: 731-748.

Grehan, J.H. 2001. *Panbiogeografía y la geografía de la vida*, pp. 181-193. In: J. L. Bousquets & J. J. Morrone (Eds). *Introducción a la biogeografía histórica en latinoamérica: teorías, conceptos, métodos y aplicaciones*. Las Prensas de Ciencias, Facultad de Ciencias, UNAM, México D.F., 277pp.

Luna, I., O. Alcántara, J.J. Morrone & D. Espinosa. 2000. Track analysis and conservation priorities in the cloud forests of Hidalgo, Mexico. *Diversity and Distributions*, 6: 137-143.

Márquez, J. & J. J. Morrone. 2003. Análisis panbiogeográfico de las especies de *Homalolinus* y *Heterolinus* (Coleoptera: Staphylinidae: Xantholinini). *Acta Zoologica Mexicana*, 90: 15-25.

Mondragón, E.A. & J.J. Morrone. 2004. Propuesta de áreas para la conservación de aves de México, empleando herramientas panbiogeográficas e índices de complementariedad. *Interciencia*, 29 (3): 112-120.

Morrone, J.J. 1999. How can biogeography and cladistics interact for the selection of areas for biodiversity conservation? A view from Andean weevils (Coleoptera: Curculionidae). *Biogeographica*, 75: 89-96.

Morrone, J.J. 2001a. Homology, biogeography and areas of endemism. *Diversity and Distribution*, 7: 297-300.

Morrone, J.J. 2001b. *Biogeografía de América Latina y el Caribe*. Zaragoza, M&T – Manuales & Tesis SEA, vol. 3, 148 pp.

Morrone, J.J. 2004. Panbiogeografía, componentes bióticos y zonas de transición. *Revista Brasileira de Entomologia*, 48 (2): 142-162.

Morrone, J.J. & J.V. Crisci. 1995. Historical biogeography: introduction to methods. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 26: 373-401.

Morrone, J.J. & E.C. Lopretto. 2001. Trichodactylid biogeographic patterns (Crustacea: Decapoda) and the Neotropical region. *Neotrópica*, 47: 49-55.

Nihei, S.S. & C. J. B. Carvalho. 2005. Distributional patterns of the neotropical fly genus *Polietina* Schnabl & Dziedzicki, 1911 (Diptera, Muscidae): a phylogeny – supported analysis using panbiogeographic tools. *Papéis Avulsos de Zoologia*, 45 (25): 313-326.

Watkins, J. F. 1976. *The identification and distribution of New World army ants* (Dorylinae: Formicidae). Baylor University Press, Waco, Texas, 112pp.

ANEXO 3

INVENTÁRIO DA FAUNA DE FORMIGAS (HYMENOPTERA: FORMICIDAE) NO MATO GROSSO DO SUL, BRASIL

Inventário da Fauna de Formigas (Hymenoptera: Formicidae) no Mato Grosso do Sul, Brasil

Checklist of Ants (Hymenoptera: Formicidae) from Mato Grosso do Sul, Brazil

Manoel Fernando Demétrio^{1,2}, Paulo Robson de Souza³, Rogerio Silvestre^{1,2,4}

¹ Programa de Pós Graduação em Entomologia e Conservação da Biodiversidade, Universidade Federal da Grande Dourados. Rodovia Dourados Itahum, Cidade Universitária, Km 12, S/N. CEP:79.804.970.

Dourados, MS. Brasil.

² Laboratório de Ecologia de Hymenoptera- HECOLAB, Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais- Universidade Federal da Grande Dourados.

³ Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. Cidade Universitária S/N, CEP 79070-900. Campo Grande, MS. Brasil.

⁴ Autor para correspondência: Rogerio Silvestre, e-mail: rogeriosilvestre@ufgd.edu.br

DEMÉTRIO, M.F., SOUZA, P.R., SILVESTRE, R. **Checklist of Ants (Hymenoptera: Formicidae) From Mato Grosso do Sul, Brazil. Biota Neotropica**

Abstract: The taxon Formicidae includes more than 15,796 names of valid species worldwide, with estimates exceed 20,000 species. Currently 22 subfamilies are described, and in the Neotropical region 15 of these are known, represented by over 3,000 valid species. We are presenting here the checklist of Formicidae sampled in Mato Grosso do Sul State, Brazil, contemplated in recent surveys conducted in the Serra da Bodoquena, Pantanal, Brazilian Chaco, Aporé-Sucuriú complex, Serra do Amolar, and in a Semidecidual Forest of Dourados municipality. The data presented here refers at samples conducted between 2004 to 2012. The set of samples was not standardized for the respective areas due to the objectives of each study. So far were identified 309 species of ants, belonging to 67 genera, in 13 subfamilies. Were recorded for the first time in the state the following species considered rare for the vegetation types sampled: *Acanthostichus longinodis*, *Atta saltensis*, *Cryptomyrmex Boltoni*, *Cylindromyrmex brasiliensis*, *Prionopelta punctulata*, *Probolomyrmex boliviensis*, *Probolomyrmex petiolatus*, *Procryptocerus montanus*, *Stegomyrmex olindae*, *Strumigenys xenochelyna*, *Thaumatomyrmex contumax*, *T. mutilates*, and *Tranopelta gilva*. Three new species were found in the Mato Grosso do Sul state: *Asphinctanilloides* sp. n, *Amblyopone* sp. and *Probolomyrmex* sp. n. in description process. Our studies indicate Serra da Bodoquena as the most diverse region in the State for Formicidae. This work attempts to fill the large gap of knowledge on ant fauna in this mosaic of ecosystems on region.

Key words: Diversity, Myrmecological collection, Inventory, Neotropical ants, Conservation, Biota-MS Program.

DEMÉTRIO, M.F., SOUZA, P.R. & SILVESTRE, R. **Inventário da Fauna de Formigas (Hymenoptera: Formicidae) no Mato Grosso do Sul. Biota Neotropica**

Resumo: O táxon Formicidae inclui mais de 15.796 nomes de espécies válidas em todo o mundo, com estimativas que excedem mais de 20.000 espécies. Atualmente 22 subfamílias são descritas, sendo que na região Neotropical são conhecidas 15 delas, representadas por mais de 3000 espécies válidas. Apresentamos aqui a listagem de Formicidae para o estado de Mato Grosso do Sul, contemplada em inventários recentes realizados na Serra da Bodoquena, Pantanal, Chaco Brasileiro, Complexo Aporé-Sucuriú, Serra do Amolar e em uma Floresta Estacional Semidecidual Atlântica de Dourados, MS. Os dados aqui apresentados são referentes às coletas realizadas entre os anos de 2004 a 2012. O conjunto das amostras não foi padronizado para as respectivas áreas devido aos objetivos de cada estudo realizado. Até o momento foram identificadas para o estado 309 espécies de formigas, distribuídas em 67 gêneros dentro de 13 subfamílias. Foram registradas pela primeira vez no estado as seguintes espécies consideradas raras para as fitofisionomias amostradas: *Acanthostichus longinodis*, *Atta saltensis*, *Cryptomyrmex boltoni*, *Cylindromyrmex brasiliensis*, *Prionopelta punctulata*, *Probolomyrmex boliviensis*, *Probolomyrmex petiolatus*, *Procryptocerus montanus*, *Stegomyrmex olindae*, *Strumigenys xenochelyna*, *Thaumatomyrmex contumax*, *T. mutilatus* e *Tranopelta gilva*. Três novas espécies foram registradas no estado: *Asphinctanilloides* sp. n., *Amblyopone* sp. n. e *Probolomyrmex* sp. n., em processo de descrição. Nossos estudos indicam a Serra da Bodoquena como a região mais diversa no estado para a fauna de Formicidae. Este trabalho tenta preencher a grande lacuna de conhecimento sobre a fauna de formigas neste mosaico de ecossistemas na região.

Palavras-chave: Diversidade, Coleção mirmecológica, Formigas neotropicais, Inventário, Conservação, Programa Biota-MS.

Introdução

Nos ecossistemas tropicais, as formigas são importantes componentes na estrutura das comunidades, devido sua diversidade expressiva e grande biomassa. Fazem parte dos grupos chamados “hiperdiversos” e são consideradas como bioindicadoras funcionais por serem sensíveis ao estado de conservação dos ambientes terrestres (Holldobler & Wilson 1990, Silvestre et al. 2003, Silva & Brandão 2010).

No Centro-Oeste brasileiro a expansão agropecuária, favorecida pela topografia regional, levou a uma drástica perda de florestas. A constância de queimadas, a escassez de nutrientes do solo caracterizam os ecossistemas da região como ambientes savânicos, porém, as formações florestais são expressivas, mesmo cobrindo uma menor extensão. No entanto, estas formações florestais foram fortemente afetadas por atividades antrópicas, tais como a expansão da agropecuária, mineração de calcário e exploração por madeiras (Felfili 2003, Miles et al. 2006).

O Estado de Mato Grosso do Sul, particularmente, engloba áreas que abrangem fitofisionomias típicas do Pantanal, Cerrado, Mata Atlântica e Chaco, além de brejos e veredas (Prado & Gibbs 1993,

Felfili 2003, Spichiger et al. 2004, Morrone 2006); formando um mosaico de ecossistemas, muitas vezes integrados, distribuídos ao longo de um vasto território e, outras vezes, isolados em formações particulares dentro das fitofisionomias, como por exemplo as salinas. Isto proporciona um imenso campo para estudos biogeográficos e ecológicos em ambientes prístinos (Uetanabaro et al. 2007).

O Estado situa-se na porção central da grande área diagonal de formações abertas da América do Sul, que se estende desde a Caatinga no nordeste do Brasil até o Chaco na Argentina, onde ocorrem áreas de contato entre o Pantanal, o Chaco e o Cerrado. A diagonal de áreas abertas abriga uma grande diversidade de ecossistemas, incluindo um elevado número de espécies de flora e fauna endêmicas (Bucher 1980, Vanzolini 1988, Zanella 2011). Apesar de sua importância biogeográfica, essa diagonal tem sido pouco contemplada com estudos de invertebrados em abrangência regional. Dentre os componentes fisionômicos que compõem essa diagonal e cuja representatividade se faz presente em Mato Grosso do Sul, as matas estacionais (deciduais e semideciduais) exercem um papel chave na distribuição de diversos elementos da fauna e da flora (Prado & Gibbs 1993, Spichiger et al. 2004, Morrone et al. 2004, Morrone 2006, Silvestre et al. 2012).

As formigas são incluídas em estudos de monitoramento ambiental por causa de sua alta diversidade e resposta rápida às alterações do ambiente (Yanoviak & Kaspari, 2000, Barrow et al 2006). Elas são em sua maioria coletoras e predadoras, e exercem um grande impacto na formação do solo, na predação de sementes e na dispersão e controle da comunidade de invertebrados (Delsinne et al 2008). Portanto, as formigas são particularmente bons candidatos para monitoramento mudanças na comunidade que possam ocorrer devido à mudança climática ou a fragmentação do habitat (Silva et al, 2007).

Desta forma, há uma crescente necessidade de aprimorar os inventários sistematizados, em particular, com a fauna de invertebrados, com a intenção de suprir a grande lacuna de conhecimento sobre a biodiversidade desse segmento de fauna nesse mosaico de ecossistemas particulares inseridos na região. Portanto, este estudo teve como objetivo inventariar a fauna de formigas no Estado de Mato Grosso do Sul, contemplando diferentes estudos realizados em diferentes ambientes amostrados recentemente, inseridos na pluralidade de ecossistemas que a região apresenta.

Metodologia

O presente inventário contemplou uma série de coletas realizadas em ecossistemas representativos do Estado de Mato Grosso do Sul (Figura 1, Tabela 1) entre o período de 2004 a 2012 nas seguintes localidades:

1- **Serra da Bodoquena**– Esta formação bordeada pela planície do Pantanal forma duas porções que, somadas, totalizam cerca de 300 km de comprimento e 20 a 50 km de largura, sustentadas por rochas calcárias do grupo Corumbá - Neoproterozóico III- (Boggiani et al. 1993). Apresenta vegetação nativa de Floresta Estacional Decidua e Semidecidual, Cerrado, Cerradão e áreas de encaveiro vegetacional (Pott & Pott, 2003). Nos topos dos morros há afloramentos rochosos ferruginos magmáticos, em elevações acima de 600m, com a formação de Campo Rupestre, onde ocorrem cactáceas. Foram realizadas 10 expedições de coletas entre os anos de 2005 a 2011, com 9 localidades amostradas.

2- **Serra do Amolar**- As coletas foram realizadas entre 2010 e 2011, contemplando os períodos de seca e de cheia no Pantanal, em áreas de Floresta Estacional Decidual (mata seca). As coletas foram realizadas em três trilhas mapeadas ao redor da Lagoa Mandioré, divisa com a Bolívia.

3-**Base de estudos do Pantanal** - Localizada no município de Corumbá, na beira do Rio Miranda. Estão presentes formações florestais como Capões, Cordilheiras, Paratudal e Mata Ciliar. As amostragens foram realizadas em expedições anuais, com 15 dias de permanência no campo, entre 2004 a 2007.

4- **Chaco/Porto Murtinho** - Nesta região as transições florísticas formam ecótonos de diferentes regiões fitoecológicas, sendo reconhecidas as seguintes fitofisionomias: Savana Estépica Gramíneo-Lenhosa, Savana Estépica Arbórea, Parque de Carandazais, formações de encrave Chaco/Floresta Decidual e Chaco/Cerrado, brejos, banhados e salitres (Abdon & Silva 2006; Noguchi et al. 2009). As coletas foram realizadas entre 2010 e 2012, em intervalos de três meses, com sete dias de permanência em campo cada.

5- **Mata do Azulão**- Consiste em um fragmento de Floresta Estacional Semidecidual Atlântica, de aproximadamente 10ha, localizado no município de Dourados, MS, com grande atividade agrícola e pecuária na região de entorno (matriz). As coletas foram feitas em novembro de 2008 e em dezembro de 2011.

6- **Complexo Aporé-Sucuriú**: As coletas realizadas em 2006 (Pagotto & Souza 2006) em áreas que predominam formações florestais como matas de galeria, cerradão, cerrado sentido restrito, campo limpo, veredas e covais (formação de poáceas recobrimdo solo úmido). As seguintes localidades foram amostradas: Nascente do rio Aporé, Faz. Pedra Branca, Faz. Ponte Nova, nascente do rio Sucuriú, alto rio Sucuriú, Faz. Mimoso, médio rio Quitéria, baixo rio Quitéria e baixo rio Aporé, próximo à divisa de MS e GO.

7- **Maciço do Urucum**: O Maciço do Urucum constitui uma das poucas serras inseridas na borda oeste da planície do Pantanal, com forte contraste da vegetação, que varia de floresta semidecidual a campo rupestre (Bordignon & França 2004). A coleta foi realizada em quatro fisionomias vegetais no Maciço do Urucum, incluindo savana gramíneo-lenhosa, floresta estacional semidecidual submontana, mata de galeria e cerradão. As coletas foram realizadas entre 15 e 26 de dezembro de 2007 e entre 18 e 30 de maio de 2008.

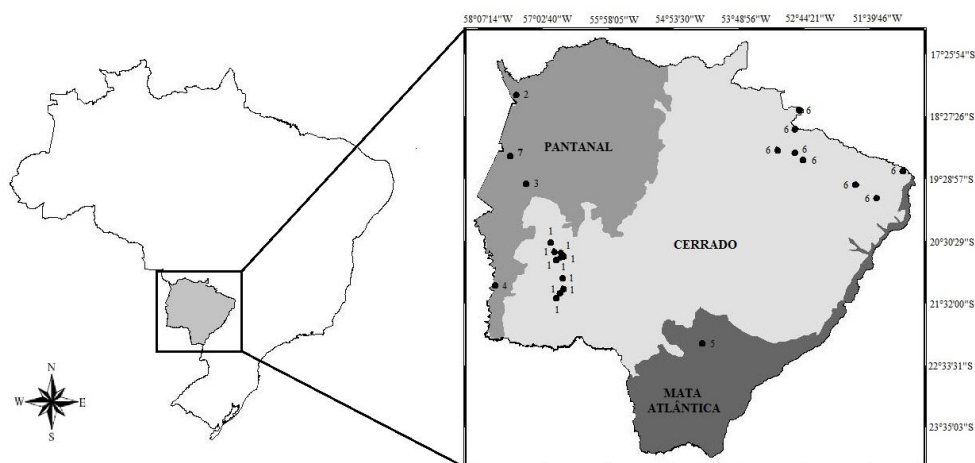


Figura 1. Mapa das localidades amostradas para a fauna de formigas no Estado de Mato Grosso do Sul, Brasil.

Figure 1. Map of sampled localities for the ant fauna in the Mato Grosso do Sul State, Brazil.

TÉCNICAS DE COLETA EMPREGADAS:

Os protocolos não seguem uma padronização nas localidades amostradas em função das coletas terem diferentes objetivos para cada estudo proposto, bem como terem sido realizadas por diferentes pesquisadores.

1- Extratores de mini-Winkler: As amostragens de serapilheira foram realizadas seguindo uma adaptação ao protocolo *A.L.L.* (Ants of the Leaf Litter) descrito em Agosti & Alonso (2000). Para cada ponto amostral, foram extraídas 25 amostras de 1m² de serapilheira. **2- Armadilhas do tipo *pitfall*:** confeccionadas com recipientes plásticos de 12 cm de diâmetro e 9 cm de altura, com aproximadamente 200 ml de água e detergente, enterrados até o nível do solo. Para cada ponto amostral foram distribuídas 100 armadilhas expostas por um período de 48 horas. **3- Rede entomológica:** As coletas consistiram na captura direta das formigas que forrageiam em flores e folhas na vegetação. Todas as amostragens utilizando esta técnica foram feitas no período diurno, somando, aproximadamente, 170 horas de amostragem. **4- Iscas atrativas:** Foram distribuídas no solo e na vegetação 50 iscas de sardinha para cada ponto amostral contemplado com iscas (totalizando 300 iscas), as quais permaneceram no local por 60 minutos. O material recolhido foi triado em bandejas brancas no campo e acondicionados em frascos Eppendorff, com álcool 96°, devidamente etiquetados. **5- Guarda-chuva entomológico:** Consiste em uma estrutura de pano branco de 1m² para amostrar a fauna em estrato de vegetação arbustivo-arbóreo, onde as formigas são coletadas através de batidas realizadas na vegetação ao longo de trilhas de forma aleatória, cobrindo uma área de 1ha. **6- Busca ativa (qualitativa):** As coletas foram realizadas com auxílio de pinças, realizando cobertura de áreas, com coletas sob o solo e vegetação, coletas diretamente em ninhos, sob pedras e abertura de galhos caídos no solo da Mata. O material coletado, contemplando todas as técnicas descritas acima, foi montado em alfinete entomológico nº02, utilizando triângulos plásticos transparentes. A identificação dos exemplares foi realizada no Laboratório de Ecologia de Hymenoptera da Universidade Federal da Grande Dourados (HECOLAB-UFGD). O material testemunho foi depositado na coleção de Hymenoptera do Museu de Biodiversidade da Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais (MuBio/UFGD).

Tabela 1. Lista das localidades onde foram realizadas coletas de formigas no Estado de Mato Grosso do Sul, fitofisionomia predominante nas áreas e metodologia amostral.

Table 1. Localities, phytophysionomy and sampling methodologies performed in Mato Grosso do Sul State to ant fauna.

Localidades	Áreas	Coordenadas	Fitofisionomias	Método
Serra da Bodoquena	Rio Perdido	21°27'55"S - 56°48'34"W	Floresta Estacional Decidual,	Winkler
	Faz. Boqueirão	21°07'14"S - 56°43'08"W	Floresta Estacional Semidecidual,	Pitfall
	Rio Salobra	20°46'56"S - 56° 44'31"W	Cerrado, Campo Rupestre,	Isclas atrativas
	Faz. Harmonia	21°17'09"S - 56°41'45"W	Áreas de Enclave	Manual
	Faz. Califórnia	20°42'07"S - 56°52'47"W		
	R. I. Kadiweu	20°32'41"S - 56°54'44"W		
	Faz. Da Mata	20°50'26"S - 56°47'31"W		
	Faz. Sta. Laura	20°45'53"S - 56°44'53"W		
	Faz. Sta. Maria	21°25'39"S - 56°45'48"W		
Serra do Amolar	R.P.P.N. Eng. Eliezer Batista	18°05'25"S - 57°28'27"W	Floresta Estacional Decidual, Floresta Estacional Semidecidual	Winkler Guarda-chuva entomológico Pitfall Isclas atrativas
Rio Miranda	Base de Estudos do Pantanal -(BEP)	19°34'03"S - 57°20'10"W	Capões, Paratidal, Campo de gramíneas e mata ciliar.	Winkler Isclas atrativas
Corumbá	Maciço do Urucum	19°11'46"S - 57°38'7"W	Campo Rupestre, Cerradão, Floresta Estacional Semidecidual, Mata de Galeria	
Porto Murtinho	Chaco	21°15'20"S - 57°49'30"W	Carandazal, Chaco Arborizado, Chaco Florestado	Winkler Pitfall Isclas atrativas Manual
Complexo Aporé-Sucuriú	Nascente do Rio Aporé	18°39'55"S - 52°53'34"W	Mata de Galeria, Cerradão,	Pitfall
	Nascente do Rio Sucuriú	18°21'23"S - 52°47'38"W	Cerrado sentido restrito, Campo	Isclas atrativas
	Alto Rio Sucuriú	19°01'28"S - 53°11'34"W	Limpo, Veredas/ Várzeas,	Manual
	Córrego Mimoso	19°02' 58"S - 52°52'27"W	Pastagens, Floresta Estacional	
	Faz. Pedra Branca	19°11'18"S - 52°46'59"W	Decidual, Floresta Estacional	
	Médio Rio Quitéria	19°17'03"S - 51°03'06"W	Semidecidual.	
	Baixo Rio Aporé	19°49'31"S - 51°32'24"W		
	Faz. Ponte Nova	19°34'13"S - 51°53'46"W		

Para a estimativa de espécies para o MS utilizamos a planilha de presença/ausência no software EstimateS (Colwell, 2006), utilizando o índice de Jack-knife 2ª ordem.

Resultados e Discussão

Foram registradas 309 espécies (Anexo 1), enquadradas em 67 gêneros, dentro de 13 subfamílias, das 15 reconhecidas para a região Neotropical, sendo elas: Amblyoponinae, Cerapachyinae, Dolichoderinae, Ecitoninae, Ectatomminae, Formicinae, Heteroponerinae, Leptanilloidinae, Myrmicinae, Paraponerinae, Ponerinae, Proceratiinae e Pseudomyrmecinae. Vinte e quatro espécies foram amplamente distribuídas, independente do método empregado. Um total de 104 espécies foram amostradas em uma única localidade. Das coletas quantitativas realizadas na Serra da Bodoquena, no Chaco de Porto

Murtinho e na Serra do Amolar, o número total de espécies registradas uma única vez (*singletons*) foi representativo, refletindo cerca de 34 % de todas as espécies coletadas nestes ambientes. Os gêneros mais ricos em número de espécies foram *Hypoponera* (21), *Pheidole* (20), *Camponotus* (17), *Solenopsis* (16), *Pachycondyla* (16), *Cyphomyrmex* (15), *Strumigenys* (13) e *Basiceros* (*Octostruma*) (10).

Obteve-se o primeiro registro no Estado das espécies consideradas raras nas fitofisionomias amostradas: *Acanthostichus longinodis*, *Atta saltensis*, *Cryptomyrmex boltoni*, *Cylindromyrmex brasiliensis*, *Heteroponera microps*, *Prionopelta punctulata*, *Probolomyrmex boliviensis*, *Probolomyrmex petiolatus*, *Procryptocerus montanus*, *Stegomyrmex olindae*, *Thaumatomyrmex contumax*, *T. mutilatus* e *Tranopelta gilva*. Três novas espécies foram encontradas na Serra da Bodoquena em Floresta Estacional Decidual: *Asphinctanilloides* sp. nov., *Amblyopone* sp. nov. e *Probolomyrmex* sp. nov. As espécies em processo de descrição foram depositadas na coleção do Dr. Carlos Roberto Ferreira Brandão (MZUSP-SP) e na coleção do Dr. Jacques H. C. Delabie (CEPLAC/UESC-BA).

A maior riqueza de espécies foi observada na Serra da Bodoquena com registro de 278 espécies, seguida, Chaco/Porto Murtinho com 134 espécies, pela Serra do Amolar com 120 espécies, Mata do Azulão com 111 espécies, BEP Pantanal com 107 espécies, Complexo Aporé-Sucuriú com 96 espécies e Maciço do Urucum com 95 espécies. O estimador de riqueza Jack-knife 2ª ordem demonstrou uma riqueza estimada para a fauna de formigas de **438 +/-29** espécies para o Mato Grosso do Sul.

Os dados, por hora, apresentados foram obtidos a partir de estudos com propósitos diferenciados, que empregaram metodologias específicas, sendo consideradas complementares, uma vez que cada técnica contempla um determinado segmento de fauna. Geralmente, para formigas, os grupos são diretamente relacionados ao substrato (solo, vegetação ou serapilheira) (Wall & Moore 1999, Silva & Silvestre 2004).

Para a realização de um inventário consistente é necessário um período de tempo longo, o que dificulta a amplitude das amostragens nas diversas regiões. Inventários rápidos da diversidade devem considerar a complementaridade das técnicas, como também considerar que a experiência do coletor possa ser de fundamental importância na percepção e previsibilidade dos micros-nichos de muitas espécies consideradas raras, muitas vezes porque as determinadas espécies não são contempladas por determinadas técnicas; outras, por vezes, são realmente raras e só são amostradas a partir de um grande esforço amostral. Quanto maior o número de amostras, maior a probabilidade desta fração rara ser encontrada. Mesmo os inventários rápidos também devem considerar a questão da fauna ser sazonal, função esta associada à competição por recursos.

Do conjunto de espécies consideradas raras amostradas neste estudo algumas foram descritas recentemente: *Stegomyrmex olindae* Feitosa et al. (2008), *Gracilidris pombero* Wild & Cuzzo (2006), *Acanthostichus longinodis* Mackay (2004) e *Cryptomyrmex boltoni*, Fernández (2003). De outras espécies consideradas raras foram obtidas novas informações de ocorrência e o comportamento de forrageamento foi fotografado em campo como: *Atta saltensis* que tinha sua distribuição conhecida apenas para a região sul, principalmente nos pampas do Brasil e do Uruguai e nos chacos da Argentina, Paraguai e Bolívia (Antweb, 2012) (Figura 2). Para as espécies especialistas predadoras de milípedes (Brandão et al. 1991) *Thaumatomyrmex contumax* (Figura 3) e *Thaumatomyrmex mutilatus* não existiam informações a respeito

da sua ocorrência no MS, contudo Benoit Jahyni (com. pess.) já havia coletado *T. mutilatus* em Bonito, MS, em concha de gastrópode. *Cylyndromyrmex brasiliensis* foi fotografada predando cupins em Mata de Galeria, nidificando em tronco podre na Serra da Bodoquena (Figura 4); *Pseudomyrmex acanthobius* foi registrada nidificando em aromita *Vachellia caven* (Molina) Seigler & Ebinger no Chaco Brasileiro (Figura 5).

As áreas estudadas apresentam diferentes arranjos na estrutura da fauna de formigas. Várias conjecturas podem ser apresentadas para explicar a desproporcionalidade dos registros de espécies para cada localidade, como: a diferença no esforço amostral, o uso de metodologias não padronizadas entre as áreas, os efeitos sazonais e, também a experiência do coletor. Porém, não descartamos a real diferença na composição faunística de Formicidae entre as localidades, devido às condições específicas que cada área apresenta, principalmente em relação aos períodos de inundação que ocorrem no Chaco e no Pantanal. Como diferentes sub-conjuntos da fauna de Formicidae foram representados, no total das localidades amostradas, no estado de Mato Grosso do Sul, sugerimos que, tanto as áreas amostradas podem apresentar diferentes arranjos na estrutura da fauna de formigas, quanto, esses dados podem ser reflexo da metodologia não padronizada. As áreas de Florestas Estacionais Deciduais e Semideciduais, as fitofissionomias Chaquenhias e os ecótipos pantaneiros apresentaram uma lista expressiva de gêneros e espécies de formigas, ainda pouco representadas em coleções; muitos dos registros obtidos são novas ocorrências para o Mato Grosso do Sul. Aproximadamente 30% da fauna listada não era anteriormente conhecida para o Estado de Mato Grosso do Sul.

O status de conservação e possíveis conexões entre as áreas prístinas de florestas afetam o perfil da diversidade de espécies de formigas, criando oportunidades de colonização e sobrevivência de um número maior de espécies, em virtude da capacidade de suporte do meio, tanto em relação à população, como em relação à diversidade de espécies, proporcional à heterogeneidade dos ambientes. A conectividade das áreas florestadas cria corredores que favorecem a dispersão de espécies (Andow 1991, Byrne 1994, Delabie et al. 2007, Silvestre et al. 2012). As áreas inseridas nos limites do Pantanal e do Chaco apresentaram uma estrutura faunística mais homogênea devido à influência direta do regime sazonal de cheia e seca bem definida (Soriano & Galdino 2002). As áreas alagáveis como Pantanal, Chaco, Matas Ciliares e Várzeas, representam um real filtro para muitas espécies que nidificam na serapilheira. A biomassa mantida na serapilheira é outro fator preponderante na manutenção da diversidade de espécies (Silvestre et al. 2012). A caracterização faunística do Estado é extremamente relevante para corroborar com a proposta de uma diagonal seca que inclui as biotas da sub-região Chaquena (Morrone 2006, Zanella 2011).

Concluimos que é de fundamental importância ampliar as amostragens da fauna de formigas em outras regiões no Estado, para sermos capazes de conhecer o quanto da fauna é endêmica de cada região, contribuindo assim para aumentarmos as informações biogeográficas e reconhecermos quais tipos de filtros ambientais estão atuando para determinar a diversidade das assembleias de espécies de formigas, importante informação para fundamentarmos projetos de conservação.



Figura 2- *Atta saltensis* Forel, 1913 no Chaco de Porto Murtinho, MS.



Figura 3- *Thaumatomyrmex contumax* Kempf, 1975 em concha de gastrópodo na Serra da Bodoquena.



Figura 4- *Cylyndromyrmex brasiliensis* Emery, 1901 predando cupim na mata ciliar do córrego Arco-íris, Reserva Indígena Kadiwéu, MS.



Figura 5- *Pseudomyrmex acanthobius* (Emery, 1896) em espinho de Aromita no Chaco de Porto Murtinho, MS.

Principais Grupos de Pesquisa

Os principais grupos de pesquisa no Brasil que desenvolvem trabalhos com Formicidae são listados a seguir:

Sistemática, Evolução e Biologia de Hymenoptera- MZUSP;

Laboratório de Mirmecologia – UESC/CEPLAC;

Grupo de Estudo sobre a Biossistemática dos Artrópodes Neotropicais (GEBAN) – UESB

Biodiversidade do Cerrado - UFG

Sistemática e Bioecologia de Formigas - MPEG

Bioecologia e Controle de Formigas Invasoras – UNESP;

Biologia Comparada de Insetos – UFRRJ;

Biologia dos Insetos Sociais – UECE;

Biologia, Genética, Patologia e Ecologia de Abelhas, Vespas e Formigas – UFV

Pesquisa Básica e Aplicada com Formigas Cortadeiras - UFV

Comunidades de formigas urbanas e de serapilheira – UMC

Ecologia, Biologia Molecular e Filogenia de Cupins e Formigas – PUC, Campinas

Ecologia, Comportamento e História Natural de Formigas Neotropicais – Unicamp

Ecologia Comportamental e de Interações – UFU

Ecologia e Comportamento de Formigas – UFJF

Ecologia, Biologia e Controle Biológico de Insetos – UFT

Ecologia, Biologia e Genética Molecular de Insetos Sociais- UEFS

Formigas - Diversidade e funções ecológicas – UFLA

Formigas cortadeiras – UFPEL

Ecologia, Biogeografia e Conservação da Biota Neotropical - UFPE

No Estado de Mato Grosso do Sul destacam-se os grupos de pesquisa: Biodiversidade de Hymenoptera- UFGD, Manejo e Conservação de Insetos- UFGD, Biologia e Comportamento de Insetos Sociais – UEMS.

Principais Acervos

Os principais acervos de espécies tipos de Formigas estão no Museu de Zoologia da USP de São Paulo, sob curadoria do Dr. Carlos R. F. Brandão e no Laboratório de Mirmecologia da UESC/CEPLAC, sob curadoria do Dr. Jacques H. C. Delabie. Outros Museus e Coleções abrigam um acervo considerável como o Museu Emílio Goeldi, o Museu Nacional do Rio de Janeiro, o INPA da Amazônia e o Laboratório de Biologia Comparada de Hymenoptera da UFPR. Na região Centro-Oeste destacam-se as coleções de Formicidae do Dr. Jorge M. Diniz da UFG e a coleção de Hymenoptera depositada no Museu de Biodiversidade (MuBio-FCBA-UFGD) sob a curadoria do Dr. Rogério Silvestre, que é a primeira coleção oficial de Formicidae implantada no Estado de Mato Grosso do Sul, com cerca de 400 espécies

de formigas depositadas. A referida coleção também se encontra na base de dados e imagens do AntWeb, acessível pelo endereço eletrônico <http://www.antweb.org/>.

Principais Lacunas de Conhecimento

O táxon Formicidae contempla mais de 15.796 nomes de espécies válidos mundialmente (Antweb 2013), com estimativas que podem ultrapassar 20.000 espécies. Atualmente são descritas 22 subfamílias e na região Neotropical são conhecidas 15 destas, representadas por mais de 3.000 espécies válidas (Fernandez & Sendoya 2004, Wilson & Hölldobler 2005). Ainda há uma imensa lacuna no conhecimento da fauna de formigas na região Oeste do Brasil e na Amazônia Ocidental, com centenas de interações ecológicas e biológicas para serem descritas. A padronização de coletas sistematizadas, apesar de ser bastante desenvolvida para o táxon, ainda é utilizada com pouca frequência. No estado do MS algumas regiões estão sob grande pressão antrópica, devido à mudança da base pecuária para a de monocultura agrícola. Pouco se sabe sobre a diversidade da entomofauna da região do Chaco brasileiro, que apresenta fitofisionomias arbóreas e florestadas muito particulares e que tem um grande contexto biogeográfico a ser explorado, mas que está desaparecendo numa velocidade alarmante em função do desmatamento. Esta região do Chaco seria apontada como um *hotspot* no Estado, pelo risco de desaparecimento eminente.

Perspectivas de Pesquisa para o Grupo nos próximos 10 anos

Existe a necessidade de se fortalecer a pesquisa mirmecológica no Estado, com o aumento da Coleção Científica de Formicidae, através de protocolos padronizados, configurando uma poderosa ferramenta de consulta para pesquisadores e estudantes, fomentando estudos mais direcionados de ordem ecológica e biogeográfica. A multiplicidade de ambientes naturais que o Estado de Mato Grosso do Sul apresenta permite um campo bastante amplo de investigação.

As ferramentas de identificação on-line que incluem fotos e mapas de ocorrência vêm estimulando novos pesquisadores e um avanço muito grande nos estudos de Sistemática e Ecologia são esperados para a próxima década. Com o avanço da Mirmecologia no Brasil algumas questões Evolutivas e Biogeografias poderão ser respondidas para a região Neotropical. Estamos próximos de conseguir um diagnóstico preciso da diversidade do táxon e de desvendar os padrões de raridade de espécies para a América do Sul.

Agradecimentos

Agradecemos à Fundação de Apoio ao Desenvolvimento do Ensino, Ciências e Tecnologia do Estado de Mato Grosso do Sul (Fundect) e à Superintendência de Ciências e Tecnologia do Estado de Mato Grosso do Sul (Sucitec/MS) pelo convite de participação neste volume especial da Biota Neotropica e o suporte financeiro para sua publicação. Nossos sinceros agradecimentos a Camila Aoki, Nelson Rodrigues da Silva pelas contribuições neste manuscrito; ao Dr. Jacques H.C. Delabie, Dr. Sebastien Lacau, Dr. Carlos Roberto Ferreira Brandão, Dr. Rogério Rosa da Silva, Dr. Rodrigo Feitosa e Benoit

Jahyni pelo suporte oferecido e pela determinação de algumas espécies. Aos membros do “Exército de Libertação da Natureza”, coletores do Hecolab: Bhrenno Maycon Trad, Felipe Varussa de Oliveira Lima, Tiago Henrique Auko, Vander Carbonari, Thainá Grace Encina de Barros, Fabíola Bettinardi de Oliveira, Hadassa Costa, Rafael Crepaldi, Alcides Moraes, Daniel Alves (xuxa), Murilo Moressi e Luna Carinyana Silvestre. Agradecemos a CAPES, CNPq e FAPESB e ao Instituto Chico Mendes pelo apoio recebido.

Referências Bibliográficas

ABDON, M.M. & SILVA, J.S.V. 2006. Identificação de padrões em imagens Landsat-ETM+ para interpretação da vegetação arbórea do cerrado na sub-região de Cáceres, no Pantanal do estado do Mato Grosso. In: Semana de Geografia da Unemat, 9. (SEMAGEO), Cáceres/MT. Anais. Cáceres/MT: Unemat. p. 01 - 13.

AGOSTI, D. & ALONSO, L.E. 2000. The ALL Protocol: a standard protocol for the collection of ground-dwelling ants. In: *Ants: Standard Methods for Measuring and Monitoring Biodiversity* (D. Agosti, J.D. Majer, L.E. Alonso, T. R. Schultz, eds). Smithsonian Institution Press, Washington, DC, p. 204–206.

ANDOW, D.A. 1991. Vegetational diversity and arthropod population responses. *Ann. Rev. Ent.* 36:561-586.

ANTWEB. 2013. <http://www.antweb.org>. 2102. Acesso em 21/10/2013.

BOGGIANI, P.C.; FAIRCHILD, T.R. & COIMBRA, A.M. 1993. O grupo Corumbá (Neoproterozóico-Cambriano) na região central da Serra da Bodoquena (Faixa Paraguai) Mato Grosso do Sul. *Rev. Bras. Geoc.* 23:301-305.

BARROW, L.; PARR, C.L.; KOHEN, J.L. Biogeography and diversity of ants in Purnululu (Bungle Bungle) National Park and Conservation Reserve, Western Australia. *Australian Journal of Zoology.* v.54, n.2, p.123-136.

BORDIGNON, M.O. & FRANÇA, A.O. 2004. Análise preliminar sobre a diversidade de morcegos no Maciço do Urucum, Mato Grosso do Sul, Brasil. Simpósio Sobre Recursos Naturais e Socioeconômicos do Pantanal, IV SINPAN. Corumbá, MS.

BRANDÃO, C.R.F., DINIZ, L.M. & TOMOTAKE E.M. 1991. *Thaumatomyrmex* strips millipedes for prey, a novel predatory behaviour in ants and the first case of sympatry in the genus. *Insectes Soc.* 38:335-344.

- BUCHER, H. 1980. Ecología de la fauna Chaqueña. Una revisión. *Ecosur* 7(4):111-159.
- BYRNE, M.M. 1994. Ecology of twig-dwelling ants in a wet lowland tropical Forest. *Biotropica* 26:61-72.
- COLWELL, R.K. 2006. EstimateS: Statistic estimation of species richness and shared species from samples. Version 8.2. Disponível em: <http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>.
- DELABIE, J.H.C., JAHYNI, B., NASCIMENTO, I.C., MARIANO, C.S.F., LACAU, S., CAMPIOLO, S., PHILPOTT, S.M. & LEPONCE, M. 2007. Contribution of cocoa plantations to the conservation of native ants (Insecta: Hymenoptera: Formicidae) with a special emphasis on the Atlantic Forest fauna of southern Bahia, Brazil. *Biodiv. Conserv.* 16:2359-2384.
- DELSINNE, T.; LEPONCE, M.; THEUNIS, L.; BRAET, Y. & ROISIN, Y. 2008. Rainfall Influences Ant Sampling in Dry Forests. *Biotropica*, 40(5), 590 – 596.
- FEITOSA, R.M., BRANDÃO, C.R.F. & DINIZ J.L.M. 2008. Revisionary studies on the enigmatic Neotropical ant genus *Stegomyrmex* Emery, 1912 (Hymenoptera: Formicidae: Myrmicinae), with the description of two new species. *J. Hym. Res.* 17:64–82.
- FELFILI, J.M. 2003. Fragmentos florestais estacionais do Brasil Central: diagnóstico e proposta de corredores ecológicos. In: Fragmentação florestal e alternativas para o desenvolvimento rural na região Centro-Oeste. (R.B.Costa, ed.). UCDB, MS, p. 139-160.
- FERNÁNDEZ, F. 2003. Revision of the myrmicine ants of the *Adelomyrmex* genus-group (Hymenoptera: Formicidae). *Zootaxa* 361:1-52.
- MACKAY, W.P. 2004. A new species of the ant genus *Acanthostichus* Mayr (Hymenoptera: Formicidae) from Paraguay, and a description of the gyne of *A. brevicornis* Emery. *Proc. Ent. Society Washington* 106(1):97-101.
- MILES, L., NEWTON, A.C., DEFRIES, R.S., RAVILIOUS, C., MAY, I., BLYTH, S., KAPOV, V. & GORDON, J.E. 2006. A global overview of the conservation status of tropical dry forests. *J. Biogeogr.* 33:491-505.

- MORRONE, J.J. 2006. Biogeographic areas and transition zones of Latin America and the Caribbean islands based on panbiogeographic and cladistic analyses of the entomofauna. *Annu. Rev. Entomol.* 51:467-494.
- MORRONE, J.J., MAZZUCCONI, S.A. & BACHMANN, A.O. 2004. Distributional patterns of Chacoan water bugs (Heteroptera: Belostomatidae, Corixidae, Micronectidae and Gerridae). *Hydrobiologia* 523:159-173.
- NOGUCHI, D.K., NUNES, G.P. e SARTORI, A.L.B. 2009. Florística e síndromes de dispersão de espécies arbóreas em remanescentes de Chaco de Porto Murtinho, Mato Grosso do Sul, Brasil. *Rodriguésia* 60(2):353-365.
- PAGOTTO, C.S & SOUZA, P.R. 2006. Biodiversidade do Complexo Aporé-Sucuriú: subsídios à conservação e ao manejo do cerrado: área prioritária 316-Jauru / Orgs. Ed. Ufms, 308pp.
- POTT, A. & POTT, V.J. 2003. Espécies de fragmentos florestais em Mato Grosso do Sul. In *Fragmentação florestal e alternativas de desenvolvimento rural na região centro-oeste* (R.B. Costa, org.). UCDB, MS, p. 26-52.
- PRADO, D.E. & GIBBS, P.E. (1993). Patterns of species distribution in the dry seasonal forest of South America. *Ann. Mo. Bot. Gard.* 80:902-927.
- SILVA, R.R. & SILVESTRE, R. 2004. Riqueza da fauna de formigas (Hymenoptera: Formicidae) que habita as camadas superficiais do solo em Seara, Santa Catarina. *Pap. Avulsos de Zool.* 44:1–11.
- SILVA, R.R. & BRANDÃO, C.R.F. 2010. Morphological patterns and community organization in leaf-litter ant assemblages. *Ecol. Monogr.* 80(1):107–124.
- SILVESTRE, R.; BRANDÃO, C.R.F. & SILVA, R.R. 2003. Grupos funcionales de hormigas: el caso de los gremios del Cerrado, Brasil. In: Fernández, F. (Ed.). *Introducción a las hormigas de la región Neotropical*. Instituto Humboldt, Bogotá, p. 113-143.
- SILVESTRE, R.; DEMÉTRIO, M.F. DELABIE, J.H.C. 2012. Community Structure of Leaf-Litter Ants in A Neotropical Dry Forest: A Biogeographic Approach to Explain Betadiversity. *Psyche*, 2012: 1-15.

SORIANO, B.M.A. & GALDINO, S. 2002. Análise da distribuição da frequência mensal de precipitação para a subregião da Nhecolândia, Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brasil. Boletim de Pesquisa 34: Embrapa Pantanal, Corumbá. 23p.

SPICHIGER, R. CALENGE, C. & BISE, B. 2004. Geographical zonation in the Neotropics of tree species characteristic of the Paraguay-Parana Basin. J. Biogeogr. 31:1489-1501.

UETANABARO, M., SOUZA, F.L., FILHO, P.L., BEDA, A.F. & BRANDÃO, R.A. 2007. Anfíbios e répteis do Parque Nacional da Serra da Bodoquena, Mato Grosso do Sul, Brasil. Biota Neotrop. 7(3):279-289.

VANZOLINI, P.E. 1988. Distributional patterns of South American Lizards. In Proceedings of a Workshop on Neotropical Distribution Patterns (P.E. Vanzolini & W.R. Heyer, eds.). Academia Brasileira de Ciências, RJ, p.317-342.

WALL, D. H. & MOORE, J.C. 1999. Interactions underground. BioScience 49(2):109–117.

WILSON, E.O. & HÖLLDOBLER, B. 2005. The rise of ants: a phylogenetical and ecological explanation. PNAS 102(21):7411-7414.

YANOVIK, S. P. & KASPARI, M. 2000. Community structure and the habitat templet: ants in the tropical forest canopy and litter. Oikos 89: 259–266.

ZANELLA, F.C.V. 2011. Evolução da Biota da Diagonal de Formações Abertas Secas da América do Sul. In: Biogeografia da América do Sul: padrões e processos. (C.J.B Carvalho; E.A.B. Almeida, eds). Editora Roca, São Paulo, p-198-220.

Anexo 1. Lista das espécies de formigas coletadas em sete localidades do estado de Mato Grosso do Sul, Brasil.

Appendix 1. Ant species list collected from seven localities of Mato Grosso do Sul state, Brazil.

Formicidae	Bodoquena	Amolar	BEP	Chaco	Aporé-Sucuriu	Urucum	Azulão
Amblyoponinae							
Tribo Amblyoponini							
<i>Amblyopone armigera</i> Mayr, 1887	X	X		X			X
<i>Amblyopone elongata</i> (Santschi, 1912)	X						
<i>Amblyopone lurilabes</i> Lattke, 1991	X						
<i>Amblyopone</i> sp. nov.	X						
<i>Amblyopone</i> sp.1	X			X			
<i>Amblyopone</i> sp.2	X						
<i>Prionopelta punctulata</i> Mayr, 1866	X						
Cerapachyinae							
Tribo Acanthostichini							
<i>Acanthostichus brevicornis</i> Emery, 1894	X			X			
<i>Acanthostichus longinodis</i> Mackay, 2004	X						
Tribo Cerapachyini							
<i>Cerapachys splendens</i> Borgmeier, 1957	X			X			
<i>Cerapachys</i> sp.	X						
Tribo Cylyndromyrmecini							
<i>Cylyndromyrmex brasiliensis</i> Emery, 1901	X						

Dolichoderinae

Tribo Dolichoderini

<i>Dolichoderus germaini</i> Emery, 1894	X						
<i>Dolichoderus lamellosus</i> (Mayr, 1870)	X						
<i>Dolichoderus lutosus</i> (F. Smith, 1858)	X			X	X		
<i>Dolichoderus bispinosus</i> (Olivier, 1792)	X	X	X	X	X		X
<i>Dolichoderus</i> sp. 1	X		X		X	X	
<i>Dolichoderus</i> sp. 2	X	X				X	
<i>Dorymyrmex thoracicus</i> Gallardo, 1916	X	X	X	X	X	X	
<i>Dorymyrmex</i> sp. 1	X	X					

Tribo Leptomyrmecini

<i>Azteca alfari</i> Emery, 1893	X	X	X	X	X		X
<i>Azteca</i> sp.1	X		X	X	X	X	
<i>Azteca</i> sp.2	X			X		X	
<i>Forelius</i> sp. 1	X	X	X	X			
<i>Forelius</i> sp. 2		X					
<i>Gracilidris pombero</i> Wild & Cuzzo, 2006				X			
<i>Linepithema humile</i> (Mayr, 1868)	X	X	X	X	X		X
<i>Linepithema</i> sp. 1	X	X	X	X	X	X	X
<i>Linepithema</i> sp. 2	X	X		X			

Tribo Tapinomini

<i>Tapinoma atriceps</i> Emery, 1888	X						X
<i>Tapinoma melanocephalum</i> (Fabricius, 1793)	X	X	X	X			X
Ecitoninae							
Tribo Ecitonini							
<i>Eciton burchelli</i> (Westwood, 1842)	X	X					
<i>Eciton burchelli parwispinum</i> Forel, 1899	X	X					
<i>Eciton mexicanum mexicanum</i> Roger, 1863	X						
<i>Eciton hamatum</i> (Fabricius, 1782)		X					
<i>Labidus praedator</i> (Fr. Smith, 1858)	X	X	X	X		X	X
<i>Labidus coecus</i> (Latreille, 1802)		X		X			
<i>Neivamyrmex</i> sp. 1	X			X		X	X
<i>Neivamyrmex</i> sp. 2	X						
<i>Neivamyrmex hetschkoi</i> (Mary, 1886)	X						
<i>Neivamyrmex jerrmanni</i> Forel, 1901	X						
<i>Nomamyrmex esenbeckie wilsoni</i> (Sanshi, 1920)	X					X	
<i>Nomamyrmex hartigii</i> (Westwood, 1842)	X						
Ectatomminae							
Tribo Ectatommini							
<i>Ectatomma brunneum</i> Smith, 1858	X	X	X	X	X		X
<i>Ectatomma edentatum</i> Roger, 1863	X		X		X	X	X
<i>Ectatomma opaciventri</i> Roger, 1861	X						

<i>Ectatomma permagnum</i> Forel, 1908	X	X	X	X	X	X	X
<i>Ectatomma planidens</i> Borgmeier, 1939	X						
<i>Ectatomma suzanae</i> Almeida, 1987			X				
<i>Ectatomma tuberculatum</i> Olivier, 1792	X	X	X	X	X	X	X
<i>Gnamptogenys striatula</i> Mayr, 1884	X	X	X	X	X	X	X
<i>Gnamptogenys</i> (gr. <i>striatula</i>) sp. 1	X				X		
<i>Gnamptogenys sulcata</i> (Smith, 1858)	X						
<i>Gnamptogenys</i> sp.	X				X		
Tribo Typhlomyrmecini							
<i>Typhlomyrmex rogenhoferi</i> Mayr, 1862	X						
<i>Typhlomyrmex</i> sp. 1	X						
Heteroponerinae							
Tribo Heteroponerini							
<i>Heteroponera microps</i> Borgmeier, 1957	X						
Formicinae							
Tribo Camponotini							
<i>Camponotus crassus</i> Mayr 1862	X	X	X	X	X	X	X
<i>Camponotus (Tanaemyrmex) castaneus</i> (Latreille, 1802)	X						
<i>Camponotus (Tanaemyrmex) termitarius</i> Emery, 1902	X	X	X	X		X	
<i>Camponotus (Myrmaphaenus) blandus blandus</i> (Smith, F. 1858)	X	X	X	X			X
<i>Camponotus (Myrmaphaenus) blandus crispulus</i> Santschi, 1922		X	X	X	X		X
<i>Camponotus (Myrmepomis) sericeiventris</i> Guérin-Méneville, 1838				X	X		

<i>Camponotus (Myrmothrix) atriceps</i> (Smith F., 1858)		X					X
<i>Camponotus (Myrmothrix) renggeri</i> Emery, 1894	X	X	X	X	X		
<i>Camponotus (Myrmothrix) rufipes</i> (Fabricius, 1775)	X	X	X	X	X	X	X
<i>Camponotus (Myrmobrachys) mus</i> Roger, 1863		X	X	X	X		X
<i>Camponotus</i> sp. 1	X		X	X	X	X	
<i>Camponotus</i> sp. 2	X		X	X	X	X	
<i>Camponotus</i> sp. 3	X		X		X		
<i>Camponotus</i> sp. 4					X		
<i>Camponotus</i> sp. 5	X	X	X	X	X	X	X
<i>Camponotus</i> sp. 6	X	X	X		X		X
<i>Camponotus</i> sp. 7	X		X	X	X	X	X
Tribo Plagiolepidini							
<i>Brachymyrmex</i> sp. 1	X	X	X	X	X	X	X
<i>Brachymyrmex</i> sp. 2	X	X	X	X	X	X	X
<i>Brachymyrmex</i> sp. 3	X	X	X	X	X	X	X
<i>Brachymyrmex</i> sp. 4	X		X	X	X		X
<i>Nylanderia fulva</i> (Mayr, 1862)	X	X	X	X	X		X
<i>Nylanderia</i> sp. 1	X	X	X	X	X	X	X
<i>Nylanderia</i> sp. 2	X	X	X	X	X	X	X
<i>Nylanderia</i> sp. 3	X		X				X
<i>Nylanderia</i> sp. 4	X	X	X				
<i>Nylanderia</i> sp. 5	X		X	X			
<i>Paratrechina longicornis</i> (Latreille, 1802)	X	X	X	X	X	X	X

Leptanilloidinae

Tribo Leptanilloidini

Asphinctanilloides sp. nov. X**Myrmicinae**

Tribo Adelomyrmecini

Cryptomyrmex boltoni Fernández 2003 X

Tribo Attini

Acromyrmex balzani balzani (Emery, 1890) X X X*Acromyrmex subterraneus* (Forel, 1893) X X X X X*Acronomyrmex coronatus* (Fabricius, 1804) X X X X X*Acromyrmex* sp. 1 X X X X X*Acromyrmex* sp. 2 X*Apterostigma auriculatum* Wheeler, 1925 X*Apterostigma manni* Weber, 1938 X*Apterostigma pilosum* Mayr, 1865 X X X X X*Apterostigma wasmanni* Forel, 1892 X*Atta* sp. 1 X X X X X X*Atta laevigatta* (Smith F., 1858) X X X*Atta rubropilosa* Forel, 1908 X*Atta saltensis* Forel, 1913 X*Atta sexdens* Linnaeus, 1758 X X X

<i>Cyphomyrmex lectus</i> (Forel, 1911)	X					
<i>Cyphomyrmex olitor</i> Forel, 1893	X					X
<i>Cyphomyrmex</i> (gr. <i>rimosus</i>) sp. 1	X		X	X	X	X
<i>Cyphomyrmex</i> (gr. <i>rimosus</i>) sp. 2	X		X	X	X	
<i>Cyphomyrmex</i> (gr. <i>rimosus</i>) sp. 3	X				X	
<i>Cyphomyrmex</i> (gr. <i>rimosus</i>) sp. 4	X					
<i>Cyphomyrmex</i> (gr. <i>rimosus</i>) sp. 5	X					
<i>Cyphomyrmex</i> (gr. <i>rimosus</i>) sp. 6	X					
<i>Cyphomyrmex</i> (gr. <i>rimosus</i>) sp. 7	X					
<i>Cyphomyrmex</i> (gr. <i>rimosus</i>) sp. 8	X					
<i>Cyphomyrmex</i> (gr. <i>strigatus</i>) sp. 1	X					
<i>Cyphomyrmex</i> (gr. <i>strigatus</i>) sp. 2	X	X		X		X
<i>Cyphomyrmex minutus</i> Mayr, 1862	X					
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 1	X	X			X	
<i>Cyphomyrmex</i> sp. 2	X	X		X	X	X
<i>Mycetarotes parallelus</i> (Emery, 1906)					X	
<i>Mycetosoritis</i> sp.		X		X		
<i>Mycocepurus goeldii</i> (Forel, 1893)	X		X	X	X	X
<i>Mycocepurus smithii</i> (Forel, 1893)	X				X	
<i>Mycocepurus</i> sp. 1	X					X
<i>Mycocepurus</i> sp. 2	X					

<i>Myrmicocrypta</i> sp. 1	X			X		X	
<i>Myrmicocrypta</i> sp. 2	X						
<i>Sericomyrmex</i> (gr. <i>amabilis</i>) sp. 1	X					X	
<i>Sericomyrmex</i> (gr. <i>amabilis</i>) sp. 2	X						
<i>Sericomyrmex</i> sp. 1	X						
<i>Trachymyrmex dichrous</i> Kempf, 1967						X	
<i>Trachymyrmex fuscus</i> Emery, 1834	X		X			X	X
<i>Trachymyrmex</i> sp. 1	X		X	X		X	X
<i>Trachymyrmex</i> sp. 2	X			X		X	
Tribo Blepharidattini							
<i>Blepharidatta conops</i> Kempf, 1967		X		X			
<i>Wasmannia auropunctata</i> (Roger, 1863)	X	X	X	X	X	X	X
<i>Wasmannia lutzi</i> Forel, 1908	X	X	X				
<i>Wasmannia</i> sp. 1	X	X	X	X	X	X	X
<i>Wasmannia</i> sp. 2	X		X	X	X	X	
<i>Wasmannia</i> sp. 3	X		X				
Tribo Cephalotini							
<i>Cephalotes atratus</i> (Linnaeus, 1758)	X	X	X	X	X	X	X
<i>Cephalotes borgmeieri</i> (Kempf, 1951)	X	X	X	X			
<i>Cephalotes clypeatus</i> (Fabricius, 1804)	X	X	X		X		
<i>Cephalotes depressus</i> (Klug, 1824)	X		X				
<i>Cephalotes eduarduli</i> (Forel, 1921)	X		X	X			

<i>Cephalotes maculatus</i> (Smith, 1876)			X				
<i>Cephalotes minutus</i> (Fabricius, 1804)	X		X	X			
<i>Cephalotes pallens</i> (Klug, 1824)	X			X			
<i>Cephalotes pellans</i> (De Andrade, 1999)	X	X	X				X
<i>Cephalotes pusillus</i> (Klug, 1824)	X		X	X	X		
<i>Cephalotes</i> sp. 1	X		X		X	X	
<i>Cephalotes</i> sp. 2			X		X	X	
<i>Cephalotes</i> sp. 3	X				X	X	
<i>Procryptocerus attenuatus</i> Smith, 1876	X		X	X			
<i>Procryptocerus montanus</i> Kempf, 1957	X	X					
Tribo Crematogastrini							
<i>Crematogaster acuta</i> (Fabricius, 1804)	X			X			
<i>Crematogaster arata</i> Emery, 1906	X	X	X	X			
<i>Crematogaster brasiliensis</i> Mayr, 1878	X	X	X		X		X
<i>Crematogaster curvispinosa</i> Mayr, 1862	X	X	X	X	X	X	X
<i>Crematogaster limata</i> Smith F., 1858	X		X	X			
<i>Crematogaster victima</i> Smith F., 1858	X						
<i>Crematogaster</i> sp. 1	X		X	X	X	X	X
<i>Crematogaster</i> sp. 2	X		X	X	X	X	X
<i>Crematogaster</i> sp. 3	X				X	X	X
<i>Crematogaster</i> sp. 4					X		

Tribo Dacetini						
<i>Basiceros disciger</i> (Mayr, 1887)	X					
<i>Basiceros (Octostruma) balzani</i> (Emery, 1894)	X	X	X		X	
<i>Basiceros (Octostruma) iheringi</i> (Emery, 1888)	X	X	X			
<i>Basiceros (Octostruma) simoni</i> (Emery, 1890)	X					
<i>Basiceros (Octostruma) rugiferum</i> (Mayr, 1887)	X					
<i>Basiceros (Octostruma) stenognathum</i> (Brown & Kempf, 1960)	X					
<i>Basiceros (Octostruma)</i> sp. 1	X		X	X	X	
<i>Basiceros (Octostruma)</i> sp. 2	X			X		
<i>Basiceros (Octostruma)</i> sp. 3	X					
<i>Basiceros (Octostruma)</i> sp. 4	X					
<i>Strumigenys eggersi</i> Emery, 1890	X	X	X			
<i>Strumigenys (gr. elongata)</i> sp. 1	X					
<i>Strumigenys xenochelyna</i> (Bolton, 2000)	X					
<i>Strumigenys</i> sp. 1	X	X	X	X	X	X
<i>Strumigenys</i> sp. 2	X	X	X	X	X	X
<i>Strumigenys</i> sp. 3	X	X		X		X
<i>Strumigenys</i> sp. 4	X					
<i>Strumigenys</i> sp. 5	X					X
<i>Strumigenys</i> sp. 6	X	X				X
<i>Strumigenys</i> sp. 7	X					

<i>Strumigenys</i> sp. 8	X						
<i>Strumigenys</i> sp. 9	X						X
<i>Strumigenys</i> sp. 10	X						
Tribo Formicoxenini							
<i>Leptothorax</i> sp.						X	
<i>Ochetomyrmex bolivianus</i> (Kusnezov, 1962)	X						
Tribo Myrmicini							
<i>Hylomyrma balzani</i> (Emery, 1894)	X					X	
<i>Hylomyrma</i> sp. 1	X					X	
<i>Pagonomyrmex abdominalis</i> Santschi, 1929	X						
<i>Pogonomyrmex naegelli</i> Emery, 1878	X						
Tribo Pheidolini							
<i>Pheidole dinophila</i> Wilson, 2003	X						
<i>Pheidole</i> (<i>gr. flavens</i>) sp. 1	X		X	X			
<i>Pheidole gertrudae</i> Forel, 1886	X	X	X	X	X	X	
<i>Pheidole oxyops</i> Forel, 1908	X	X	X	X	X		X
<i>Pheidole</i> sp. 1	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pheidole</i> sp. 2	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pheidole</i> sp. 3	X		X	X	X	X	X
<i>Pheidole</i> sp. 4	X		X		X	X	X
<i>Pheidole</i> sp. 5	X					X	X

<i>Pheidole</i> sp. 6	X		X	X		X	
<i>Pheidole</i> sp. 7	X			X		X	X
<i>Pheidole</i> sp. 8	X		X			X	X
<i>Pheidole</i> sp. 9	X					X	X
<i>Pheidole</i> sp. 10	X	X		X		X	X
<i>Pheidole</i> sp. 11	X					X	
<i>Pheidole</i> sp. 12	X						
<i>Pheidole</i> sp. 13	X						
<i>Pheidole</i> sp. 14	X			X			
<i>Pheidole</i> sp. 15	X						
<i>Pheidole</i> sp. 16	X						
Tribo Solenopsidini							
<i>Carebara</i> sp. 1	X	X		X	X	X	X
<i>Carebara</i> sp. 2	X	X		X	X		X
<i>Carebara</i> sp. 3		X			X		
<i>Megalomyrmex silvestrii</i> Wheeler, 1909	X					X	
<i>Megalomyrmex wallacei</i> Mann, 1916	X	X		X		X	X
<i>Monomorium floricola</i> Jerdon, 1851	X		X	X	X		X
<i>Oxyepoecus rastratus</i> Mayr, 1887						X	
<i>Oxyepoecus</i> sp. 1	X	X	X	X			X
<i>Solenopsis</i> (gr. <i>geminata</i>) sp. 1	X	X	X	X	X		X

<i>Solenopsis</i> (gr. <i>invicta</i>) sp. 1	X	X	X	X	X		X
<i>Solenopsis</i> (gr. <i>invicta</i>) sp. 2	X			X			
<i>Solenopsis</i> (<i>Diphorhoptrum</i>) sp. 1	X						
<i>Solenopsis</i> (gr. <i>rimolus</i>) sp.1	X			X			X
<i>Solenopsis daguarrei</i> (Santschi, 1930)							X
<i>Solenopsis invicta</i> Burren, 1972	X		X	X	X	X	
<i>Solenopsis pusillignis</i> Trager, 1991	X	X	X	X			X
<i>Solenopsis</i> sp. 1	X	X		X	X	X	X
<i>Solenopsis</i> sp. 2	X			X	X	X	X
<i>Solenopsis</i> sp. 3	X	X	X		X		
<i>Solenopsis</i> sp. 4	X		X				
<i>Solenopsis</i> sp. 5	X			X			
<i>Solenopsis</i> sp. 6	X			X			X
<i>Solenopsis</i> sp. 7	X						
<i>Solenopsis</i> sp. 8	X		X				
<i>Tranopelta gilva</i> Mayr, 1866						X	
Tribo Stegomyrmecini							
<i>Stegomyrmex olindae</i> Feitosa, Brandão & Diniz, 2008						X	
Tribo Stenammini							
<i>Rogeria alzatei</i> Kugler, 1994	X	X	X	X	X	X	X
<i>Rogeria lirata</i> Kugler, 1994	X	X	X	X	X	X	X

<i>Rogeria</i> sp. 1	X			X			
<i>Rogeria</i> sp. 2	X						
Ponerinae							
Tribo Ponerini							
<i>Anochetus diegensis</i> Forel, 1912	X	X	X	X	X	X	X
<i>Anochetus altisquamis</i> Mayr, 1887	X						X
<i>Anochetus neglectus</i> Emery, 1894	X	X	X	X			X
<i>Dinoponera australis australis</i> Emery, 1901	X		X	X	X		X
<i>Hypoponera</i> sp. 1	X			X	X	X	X
<i>Hypoponera</i> sp. 2	X			X	X	X	X
<i>Hypoponera</i> sp. 3	X			X	X		X
<i>Hypoponera</i> sp. 4	X			X			X
<i>Hypoponera</i> sp. 5	X						X
<i>Hypoponera</i> sp. 6	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 7	X			X			X
<i>Hypoponera</i> sp. 8	X						X
<i>Hypoponera</i> sp. 9	X						X
<i>Hypoponera</i> sp. 10	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 11	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 12	X						
<i>Hypoponera</i> sp. 13	X						

<i>Hypoponera</i> sp. 14	X					
<i>Hypoponera</i> sp. 15	X					
<i>Hypoponera</i> sp. 16	X					
<i>Hypoponera</i> sp. 17	X					
<i>Hypoponera</i> sp. 18	X					
<i>Hypoponera</i> sp. 19	X					
<i>Hypoponera</i> sp. 20	X					
<i>Hypoponera</i> sp. 21	X	X				
<i>Leptogenys punctaticeps</i> Emery, 1890					X	
<i>Leptogenys</i> sp. 1	X		X			
<i>Odontomachus bauri</i> Emery, 1892	X		X			X
<i>Odontomachus brunneus</i> (Patton, 1894)	X				X	X
<i>Odontomachus chelifer</i> (Latreille, 1802)	X		X		X	X
<i>Odontomachus meinerti</i> Forel, 1905	X	X	X			X
<i>Odontomachus</i> sp.	X			X		
<i>Pachycondyla bucki</i> (Borgmeier, 1927)	X		X			
<i>Pachycondyla constricta</i> (Mayr, 1884)	X					X
<i>Pachycondyla crassinoda</i> (Latreille, 1802)	X					
<i>Pachycondyla ferruginea</i> (Smith F., 1858)	X					
<i>Pachycondyla harpax</i> (Fabricius, 1804)	X		X	X	X	X
<i>Pachycondyla impressa</i> (Roger, 1861)					X	

<i>Pachycondyla inversa</i> (Smith F., 1858)	X	X	X			
<i>Pachycondyla lunaris</i> (Emery, 1896)	X					
<i>Pachycondyla luteola</i> (Roger, 1861)	X					
<i>Pachycondyla marginata</i> (Roger, 1861)	X	X		X		X
<i>Pachycondyla obscuricornis</i> Emery, 1890	X					
<i>Pachycondyla striata</i> (Smith F., 1858)	X			X	X	X
<i>Pachycondyla verenae</i> (Forel, 1922)	X			X		
<i>Pachycondyla villosa</i> (Fabricius, 1804)	X			X	X	
<i>Pachycondyla</i> sp. 1	X	X		X		X
<i>Pachycondyla</i> sp. 2	X			X		
Tribo Thaumatomyrmecini						
<i>Thaumatomyrmex contumax</i> Kempf, 1975	X					
<i>Thaumatomyrmex mutilatus</i> Mayr, 1887	X					X
Paraponerinae						
Tribo Paraponerini						
<i>Paraponera clavata</i> (Fabricius, 1775)	X	X	X	X		
Proceratiinae						
Tribo Probolomyrmecini						
<i>Probolomyrmex</i> sp. nov.	X					
<i>Probolomyrmex boliviensis</i> Mann, 1923	X					
<i>Probolomyrmex petiolatus</i> Weber, 1940	X					

Tribo Proceratiini							
<i>Proceratium</i> sp.	X						
Pseudomyrmecinae							
Tribo Pseudomyrmecini							
<i>Pseudomyrmex acanthobius</i> (Emery, 1896)		X		X			
<i>Pseudomyrmex cubaensis</i> (Forel, 1901)	X		X				
<i>Pseudomyrmex gracilis</i> (Fabricius, 1804)	X			X	X		X
<i>Pseudomyrmex holmgreni</i> (Wheeler 1925)							
<i>Pseudomyrmex termitarius</i> (Smith F., 1855)	X	X	X	X	X		
<i>Pseudomyrmex</i> (gr. <i>ferrugineus</i>) sp. 1			X	X	X	X	
<i>Pseudomyrmex</i> (gr. <i>oculatus</i>) sp. 1	X	X	X	X			X
<i>Pseudomyrmex urbanus</i> (Smith F., 1877)	X				X		X
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 1	X	X		X	X	X	X
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 2	X	X		X	X	X	
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 3	X				X	X	
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 4	X	X			X		
