UFAM

UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
BACHARELADO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

ÉRICA MARINHO DO VALE

"AS FORMIGAS SÓ TRABALHAM PORQUE NÃO PODEM CANTAR?" DELIMITANDO OS PARÂMETROS ESPECTRO-TEMPORAIS DE SONS DE FORMIGAS (HYMENOPTERA: FORMICIDAE)

MANAUS
2019

ÉRICA MARINHO DO VALE

"AS FORMIGAS SÓ TRABALHAM PORQUE NÃO PODEM CANTAR?" DELIMITANDO OS PARÂMETROS ESPECTRO-TEMPORAIS DE SONS DE FORMIGAS (HYMENOPTERA: FORMICIDAE)

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Graduação de Bacharelado em Ciências Biológicas da Universidade Federal do Amazonas, como requisito parcial à obtenção do título de bacharel em Ciências Biológicas.

Orientador(a): Fabrício Beggiato Baccaro
Coorientador(a): Tainara Venturini Sobroza

Manaus

2019

AGRADECIMENTOS

Á minha família, minha mãe Ana Telma Marinho, meu pai Dirne dos Santos e meu irmão Diogo Vale por toda ajuda e incentivo ao longo desses anos durante a graduação.

Aos meus avôs Santos e Maria Amélia por todo o amor e carinho e aventuras que me fizeram buscar a biologia desde a infância e minha Tia Denise por todo o apoio.

Ao meu professor e orientador Fabrício Baccaro por acreditar em mim, sua orientação, conselhos e confiança para a execução deste projeto. A minha Co-orientadora Tainara Sobroza que disponibilizou um tempo durante seu doutorado para me guiar no mundo da bioacústica e por todos os conselhos, orientações, conversas fiadas e puxões de orelha.

A Lisa Ann Schonberg e Antony Brisson por terem aparecido na minha trajetória e me mostrado o quando a arte e ciência podem emocionar e mudar a perspectiva das pessoas em relação a natureza.

Gostaria de agradecer imensamente aos meus amigos do Laboratório de Ecologia de Comunidades: Afonso José, Leonardo Borges, Cecimara, Jadson, Talita, Thays Tobias, Claúdio, Daniella Bolla por me aguentarem no laboratório e por todos os conselhos ao longo deste curso.

Aos meus amigos do Projeto Sauim-de-Coleira: Doctor Zamora King Frog, Edison Mucura, Aline Medeiros, Aline Vet, Leandro Capitão, Leandro Sauim, Daisuke, Raiclycia Nayara, Tainara Sobroza, Jessíca Tavares, Breno Sauim e aos amigos vizinhos do projeto WCS, Ao professor Dr. Marcelo Gordo por me incentivar ao longo do curso e por sua dedicação a conservação e ao manejo de fauna dentro da Universidade.

Gostaria de agradecer aos meus Ex- orientadores Dr. Marina Anciães, Fernando Teófalo, Mariane Bosholn e amigos do Laboratório LABECA - INPA, que sempre me incentivaram a buscar a bioacústica.

Aos meus amigos queridos do Laboratório Plâncton – INPA, Prof. Dr. Nelson, Raize, Rennan e outros que não caberiam aqui.

Aos meus amigos da UFAM e da Vida, Daniel Roessing, Lucas Rafael, Jefferson Fontz, Eduardo Briglia e tantos outros que por horas me ouviram falar sobre formigas e que hoje sei que foram tocados por esse mundo da Biologia.

As formigas por terem me mostrado um mundo novo e me possibilitado a descoberta de novas frequências.

Á Avô e Avó do Universo por cuidarem de mim durante minha trajetória.

RESUMO

Sons provenientes de fontes biológicas ou naturais, podem ser usados em estudos taxonômicos, comportamentais e de monitoramento animal. A Classe Insecta é um grupo rico em espécies produtoras de som, como grilos e cigarras. No entanto, outros insetos também produzem sons. Apesar das formigas serem muito diversas, abundantes e participarem de diferentes níveis dentro da cadeia trófica, nosso conhecimento sobre emissão acústica realizada por esses insetos ainda é limitado. Neste trabalho descrevemos os parâmetros sonoros de frequência e tempo de 22 espécies de formigas (Hymenoptera: Formicidae). As coletas e gravações foram realizadas nas trilhas da Universidade Federal do Amazonas, Fazenda Experimental da (UFAM) e Reserva Ducke, Manaus. Os sons foram gravados com auxílio de um gravador ZOOM HN14 ou ZOOM F4 acoplados a um: 1) microfone unidirecional da marca HT-81 da marca YOGA (20kHz), 2) microfone de contato da marca KORG (20kHz), 3) microfone de contato de piezo metal MARSHMALLOW (50kHz) e com auxílio de um e Ipad Apple acoplado a um 4) microfone ultrassônico da marca DODOTRONIC (90Khz). As gravações foram realizadas em campo e laboratório e posteriormente os indivíduos gravados foram fixados em álcool, montados e identificados em laboratório. Os sons foram analisados no Software Raven Pro. 1.5, onde as seguintes medidas foram extraídas: largura de banda, frequência mais baixa, frequência mais alta, primeiro quartil de frequência, terceiro quartil de frequência e duração do sinal. Foram identificadas 22 espécies de formigas, distribuídas em 18 gêneros e sete subfamílias. Destes, 20 espécies de formigas pertencentes a 11 gêneros emitiram sons provenientes de estridulação ou percussão. Encontramos grande diversidade de sinais acústicos, como sons de frequências baixas emitidos pela espécie *Pheidole arcifera*, até sons ultrassônicos emitidos pela espécie *Ectatomma bruneum*. Através da média e desvio padrão foi possível observar diferenças principalmente na duração do sinal entre Subfamílias, mas diferenças ainda que sutis, também podem ser observadas entre gêneros.

Palavras-chave: Bioacústica, Formigas, Sinal acústico, Estridulação, Amazônia.

ABSTRACT

Sounds from biological or natural sources, contribute to animal monitoring studies, taxonomic and behavioral studies. The Insect Class is a group rich in sound-producing species in the acoustic landscape, such as crickets and cicadas. However, other insects also produce sounds. Although ants are very diverse, abundant and participate at different levels within the food chain, our knowledge of acoustic emission from these insects is still limited. In this research we propose to describe the frequency and time sound parameters of several ant species (Hymenoptera: Formicidae). The collections and recordings were made in the trails of the Federal University of Amazonas, Experimental Farm of (UFAM) and Reserva Ducke. The sounds were recorded with the aid of a ZOOM HN14 or ZOOM F4 recorder coupled with one: 1) YOGA brand HT-81 unidirectional microphone (20kHz), 2) KORG brand contact microphone (20kHz), 3) MARSHMALLOW piezo metal contact (50kHz) and aided by an Apple Ipad coupled with a 4) DODOTRONIC (90Khz) ultrasonic microphone; The recordings were made in the field and laboratory and later the recorded individuals were fixed in alcohol, assembled and identified in the laboratory. Sounds were analyzed in the Raven Pro Software 1.5, where the following measurements were extracted: bandwidth, lowest frequency, highest frequency, first frequency quartile, third frequency quartile, and signal duration. We identified 18 genera of ants distributed among seven subfamilies. Of these, 11 genera with 20 ant species emitted sounds from stridulation or percussion. We found a great diversity of acoustic signals, such as low frequency sounds emitted by the species *Pheidole arcifera*, even ultrasonic sounds emitted by the species *Ectatomma bruneum*. Through the mean and standard deviation it was possible to observe differences mainly in the signal duration between Subfamilies, but even subtle differences can also be observed between genders.

Keywords: Bioacustics, Ants, Acoustic signal, Stridulation, Amazon.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1. OSCILOGRAMA, ESPECTROGRAMA E POWER ESPECTRO DA ESPÉCIE *ECTATOMMA BRUNNEUM,* GRAVADO COM MICROFONE ULTRASSÔNICO, COM AUXÍLIO DE PINÇA. A) OSCILOGRAMA COM A SEQUÊNCIA DE DEZ SINAIS ACÚSTICOS, B) SONOGRAMA COM A ESCOLHA DO PRIMEIRO SINAL, C) POWER ESPECTRO DO SINAL SELECIONADO. PARÂMETROS DOS ESPECTROGRAMAS: WINDOW TYPE: HANN, WINDOW SIZE: 128, OVERLAP: 50%. 15

FIGURA 2. DENDROGRAMA COM MAPA DE CALOR (*HEATMAP*) DE DISTÂNCIAS ACÚSTICAS DE 20 ESPÉCIES DE FORMIGAS GRAVADAS EM DIFERENTES LOCALIDADES DE MANAUS, AMAZONAS, BRASIL. CADA TERMINAL REPRESENTA UMA ESPÉCIE GRAVADA COM UM DETERMINADO TIPO DE MICROFONE (DODOTRONIC, MARSHMALLOW, KORG, UNIDIRECIONAL). DELTA TIME = DURAÇÃO DO SINAL, LOW FREQUENCE = FREQUÊNCIA MAIS BAIXA, FREQUENCE 5% = FREQUÊNCIA QUE DIVIDE A SELEÇÃO EM DOIS INTERVALOS DE FREQUÊNCIA CONTENDO 5% E 95% DA ENERGIA, Q1 FREQUENCE = PONTO DO TEMPO QUE DIVIDE A SELEÇÃO EM DOIS INTERVALOS CONTENDO 25% E 75% DA ENERGIA DENTRO A SELEÇÃO, PEAK FREQUENCE = FREQUÊNCIA DE PICO, Q3 FREQUENCE = PONTO DO TEMPO QUE DIVIDE A SELEÇÃO EM DOIS INTERVALOS CONTENDO 75% E 25% DA ENERGIA DENTRO A SELEÇÃO, FREQUENCE 95%= FREQUÊNCIA QUE DIVIDE A SELEÇÃO EM DOIS INTERVALOS DE FREQUÊNCIA CONTENDO 95% E 5% DA ENERGIA, DELTA FREQUENCE = DIFERENÇA ENTRE A FREQUÊNCIA MAIS BAIXA E FREQUÊNCIA MAIS ALTA, HIGH FREQUENCE = FREQUÊNCIA MAIS ALTA. 21

LISTA DE TABELAS

TABELA 1. PARÂMETROS ACÚSTICOS E RESPECTIVAS DESCRIÇÕES RETIRADOS DO SOFTWARE RAVEN PRO 1.5. 16

TABELA 2. SUMÁRIO DA OCORRÊNCIA E PARÂMETROS ACÚSTICOS DE SONS EMITIDOS POR FORMIGAS E CONDIÇÕES EM QUE FORAM GRAVADAS (x = MÉDIA; SD= DESVIOS PADRÕES), N= NÚMERO DE INDIVÍDUOS GRAVADOS, LAB (LABÓRATORIO), CAMP (CAMPO). CAMP^{A} UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS, CAMP^{B} FAZENDA EXPERIMENTAL DA UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS, CAMP^{c} RESERVA ADOLFO DUCKE.....18

TABELA 2. I SUMÁRIO DA OCORRÊNCIA E PARÂMETROS ACÚSTICOS DE SONS EMITIDOS POR FORMIGAS E CONDIÇÕES EM QUE FORAM GRAVADAS (x = MÉDIA; SD= DESVIOS PADRÕES), N= NÚMERO DE INDIVÍDUOS GRAVADOS, LAB (LABÓRATORIO), CAMP (CAMPO). CAMP^{A} UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS, CAMP^{B} FAZENDA EXPERIMENTAL DA UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS, CAMP^{c} RESERVA ADOLFO DUCKE.....19

TABELA 2.II. FORMIGAS QUE NÃO APRESENTARAM SINAL ACÚSTICO E CONDIÇÕES QUE FORAM GRAVADAS, N= NÚMERO DE INDIVÍDUOS, LAB (LABÓRATORIO), CAMP (CAMPO). CAMPA UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS, CAMPB FAZENDA EXPERIMENTAL DA UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS, CAMP^{c} RESERVA DUCKE.....20

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....10

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA 10

3. OBJETIVOS 13

3.1 OBJETIVO GERAL..... 13

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS 13

4. METODOLOGIA.....14

5. RESULTADOS 17

6. DISCUSSÃO 22

7. CONCLUSÃO.....25

8. REFERÊNCIAS.....26

1. INTRODUÇÃO

O registro de sons emitidos por animais é uma ferramenta que tem auxiliado o monitoramento de diversas espécies (Chesmore, 2004; Depraetere et al. 2011; Haver, 2018). Além disso é útil em estudos taxonômicos e de comportamento, ajudando a descrever a história evolutiva das espécies (Ewing, 1986; Arruda, 2007; Polidori et al. 2013). A gravação do som é uma técnica não invasiva que permite o monitoramento acústico da riqueza e abundância de espécies (Rodriguez et al. 2014) para descrever e compreender a paisagem acústica (todos os sons emitidos em determinado local) (Pijanowski et al. 2011).

Invertebrados, contribuem significativamente para a estrutura da paisagem acústica local (Aide et al. 2017; Mankin et al. 2007; Ganchev et al. 2007). Apesar desta representatividade, nosso conhecimento sobre a comunicação acústica emitida dentro da classe Insecta é insipiente (Hamilton et al. 2010). A maioria dos estudos de sons emitidos por invertebrados são baseados em hemípteros (principalmente cigarras) e ortópteros (gafanhotos, grilos e esperanças) (Hamilton et al. 2010). No entanto, outros insetos, como abelhas, vespas e formigas também usam o som para se comunicar (Muniz, 2005; Sanderford e Conner, 1990; Hickling e Brown, 2000).

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Atualmente são consideradas cinco categorias envolvidas na produção do sinal acústico, em invertebrados, sendo elas: vibração, percussão, mecanismos de (*click*), expulsão de ar e estridulação (Ewing, 1989). A estridulação é um dos mecanismos mais bem compreendidos e está presente, em sete ordens de insetos (Myrmicinae, Formicinae, Ponerinae, Paraponerinae, Ectatomminae, Dolichoderinae, Dorylinae). A estridulação ocorre principalmente quando há o movimento de fricção entre estruturas quitinosas (Forsythe, 1979; Esch, 1965; Ewing, 1989). O resultado desses diferentes processos de produção de som se reflete na variedade de características físicas dos sons produzidos. Muitos insetos por exemplo, são capazes de emitir sons na faixa de ultrassom, acima de 20kHz, não audível para humanos (Morris et al. 1994; Silver et al. 1980; Gwynne, 1988; Sales, 1974). Dentre os insetos que emitem sons nas faixas de ultrassom podemos encontrar borboletas (Fullard e Fenton, 1977), mariposas (Conner, 1987) e formigas (Hölldobler et al.1994; Markl, 1965).

As formigas (Hymenoptera: Formicidae) possuem ampla distribuição geográfica e são localmente abundantes. Vivem no solo ou associados a plantas, sobre diferentes substratos (Hölldobler e Wilson; 1990). Possuem um órgão especializado para produção sonora conhecido como aparato estridulatório. O aparato estridulatório, quando presente, está entre o pecíolo e o gáster, onde

a borda do pecíolo ou pós-pecíolo (raspador) é esfregada contra uma série de cristas dispostas horizontalmente na extremidade anterior do primeiro tergito gástrico. O som é emitido pela fricção entre as cristas e o raspador quando ocorre movimento para cima e para baixo do gáster. Esses sinais acústicos são denominados de *chirps*, sendo cada pulso do *chirp*, correspondente a um movimento de fricção no raspador em uma crista ou cume do aparato estridulatório (Hölldobler e Wilson; 1990). O *chirp*, possui um comprimento temporal da ordem de centésimos de segundos (s) ou alguns milissegundos (ms) (Drosopoulos e Claridge, 2006). A espécie *Selenopsis richteri* por exemplo, possui de 40 a 50 cumes no aparato estridulatório, e apresentou sequências de *chirps* diferentes em diferentes contextos comportamentais (Hicking e Brown, 2000).

As formigas, como a maioria dos insetos, possuem sons estereotipados, o que permite esclarecer relações evolutivas entre espécies (Ferreira et al. 2010). Sinais estridulatórios da formiga africana *Megaponera foeten* e *Atta cephalotes* por exemplo, apresentaram sons acima de 20 kHz (Hölldobler et al. 1994; Markl, 1995), mas em espécies da subfamília Ponerinae, foram encontradas estridulações acima de 75 kHz. No entanto, ainda são poucas as investigações sobre a emissão do sinal acústico nesta faixa de som (ultrassom) por formigas (Pavani et al. 2012; Esperson, 1994; Pavan e P. de Carli, 1997).

Contrariamente, algumas espécies de formigas emitem sons em frequências baixas, para aumentar o alcance do som emitido (Hick e Brown, 2000). Ainda há evidências, da influência do tamanho corpóreo sobre as frequências sonoras emitidas, como observado na espécie de formiga *Solenopsis invicta*, no qual operárias de castas de tamanhos diferentes, apresentaram três frequências sonoras diferentes (Mankin e Beshemesh, 2006).

Os sons emitidos também podem variar em frequência e comprimento de onda, de acordo com castas reprodutivas ou contexto comportamental, como observado em castas de rainhas, operárias e larvas imaturas da espécie *Myrmica scabrinodis*. Indivíduos de castas diferentes dessa espécie apresentaram diferenças morfológicas no aparato estridulatório e consequentemente no repertório estridulatório (Casacci et al. 2013). Esse padrão sugere um reconhecimento das crias pelas operárias e seus diferentes estágios de desenvolvimento através de estridulação (Casacci et al. 2013). *Neoponera villosa*, apresentou sons compostos por sequências de *chirps* mono e dissilábicos com pulsos de baixa amplitude seguidos de pulsos mais fortes. A proporção entre as duas categorias de *chirps*, também levou a distinção entre castas (operárias, gynes e machos) nesta espécie (Medeiros, 2017). *N. villosa* também, apresentou um padrão único de percussão, em contexto comportamental de alerta (Medeiros, 2017).

Outro comportamento observado foi o recrutamento de curto alcance (*short-range*), nas espécies *Aphaenogaster albisetosus* e *A. cockerelli*, encontradas no deserto do sudoeste da América do Norte. Ao detectarem um objeto para carregar, essas formigas secretam feromônio e ao mesmo tempo estridulam, levando ao recrutamento de formigas, que estão até dois metros de distância. A estridulação pode otimizar a passagem da informação, sendo esse tempo, essencial para garantir o retorno do alimento ao formigueiro (Hölldobler et al. 1978, Markl e Hölldobler, 1978).

Em formigas cortadeiras como *Atta cephalotes*, a estridulação é emitida durante o forrageamento, através da vibração das mandíbulas. As ondas produzidas irradiam para a superfície da folha, produzindo um som de curto alcance que recruta outras operárias para cortar (Masters et al. 1982; Baroni-Urbani, 1988; Roces e Hölldobler, 1993). Essa alta aceleração vibracional causada pelo som durante o corte, pode também atuar como efeito mecânico sobre a folha, facilitando o corte (Tautz et al. 1995). Operárias de *Atta vollenweideri*, também apresentam preferência para cavar próximo a outras operárias que estridulam (Pielström e Roces, 2012). A estridulação também ocorre, durante encontros agressivos (Mark, 1965; Mark, 1967).

Com o avanço tecnológico foi possível a criação e aperfeiçoamento de técnicas de captação sonora; Entre os métodos já utilizados na captação de som no substrato, encontramos o acelerômetro, laser-doppler-vibrometro e geofones (Sleef e Engler, 1991; Roces e Pielström, 2012), seguido da criação de gravadores e microfones, omnidirecionais, unidirecionais, parábolas entre outros. Essas novas abordagens permitiram a captura sonora tanto em campo quanto em laboratório (Drosopoulos e Clarigde, 2006).

Apesar de haver uma quantidade significativa de estudos sobre acústica de invertebrados, a maioria dos trabalhos relacionados a emissão sonora de formigas se concentram em regiões de clima temperado e subtropical (Hölldobler, 1998; Hickling e Brown, 2000; Jackson e Ratnieks, 2004; Ferreira et al. 2010; Mankin e Benshemesh, 2006; Pielström e Roces 2012), e faltam investigações com representantes da região neotropical. Nesse contexto, a Amazônia se destaca por sua diversidade, sendo o bioma com maior número de gêneros e espécies da região Neotropical (Baccaro et al. 2015). Nesse sentindo propomos descrever as características de frequência e tempo de sons (ou seja, os parâmetros espectro-temporais) emitidos por formigas amazônicas, afim de identificar e separar espécies através de seu repertório acústico.

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL: Identificar quais espécies de formigas que habitam florestas de terra-firme na Amazônia central emitem sons.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS: Descrever os parâmetros de frequência e tempo de sons emitidos por formigas que habitam florestas de terra-firme na Amazônia central.

4. METODOLOGIA

As coletas foram realizadas no Campus da Universidade Federal do Amazonas (UFAM) (3º06’01.2’’S 59º58’25.5’’W), Fazenda Experimental da Universidade Federal do Amazonas (2º38’20’’S 2º39’10’’S 60º40’W 60º30’W) e Reserva Floresta Adolpho Ducke (2°57'42"S 59°55'40"W), no município de Manaus, AM, Brasil. As coletas foram realizadas durante o período de julho de 2017 a gosto de 2018.

Em campo coletamos os sons através de diferentes equipamentos próximo às formigas ou através de armadilha com isca (farinha e sardinha em lata) sobre o substrato (geralmente uma folha). Esse procedimento visou meramente atrair e manter as formigas ativas durante as gravações. Em seguida foram coletados representantes de cada formigueiro, para serem gravados novamente no Laboratório de Ecologia de Comunidades da UFAM. As gravações no laboratório foram feitas usando uma pinça para segurar a formiga com o microfone a 10 mm de distância. Após a gravação em laboratório as formigas foram fixadas em álcool 95% para identificação até o menor nível taxonômico possível.

Os sons foram gravados, com auxílio de um gravador ZOOM HN14, ZOOM F4 ou um Ipad, acoplados a diferentes microfones: 1) microfone de Piezo Metal da marca Marshmallow (50kHz) acoplado a superfície inferior de uma caixa acústica (elaborada com pote plástico com a superfície inferior envolvida por papel vegetal) metodologia adaptada de (Nunes et al. 2017), 2) microfone de Piezo clip CM-200 da marca KORG (60kHz) sobre o substrato ou através de armadilha de isca. O uso de tais microfones é adequado, pois facilita a capitação dos sons de baixas amplitudes, produzidos sobre o substrato (percussão). Também foi usado um 3) microfone unidirecional HT81 da marca YOGA (20kHz), posicionado diretamente sobre o indivíduo (±100 mm de distância). Para gravação em ultrassom foi utilizado 4) microfone ultrassônico da marca DODOTRONIC (90 kHz), acoplado a um Ipad conectado ao Software *Ultrasonic* (Anexo 5).

As gravações foram lidas e analisadas no Software Raven Pro 1.5 (*Cornel Bioacustics Lab*.). Foram selecionados os melhores sinais acústicos e seus parâmetros de frequência e tempo estimados (Tabela 1). Para a distinção de sons provenientes de estridulação e percussão foi usada literatura como referência para a presença ou ausência de órgão estridulatório em gêneros de formigas (Golden e Hill, 2016). Para as estimativas de frequência usamos apenas as medidas robustas presentes no *Software* Raven Pro 1.5, visto que muitos dos sinais acústicos emitidos não apresentavam picos de amplitude evidentes para usar o power-spectro, como proposto por (Podos, 1997) e (Zoolinger et al. 2012) (Figura 1). Os espectrogramas foram derivados com as seguintes configurações: Window type = Hann, window size = 128, overlap = 50%.

Para descrever o som e avaliar a proporção de formigas capazes de emitir ultrassom, utilizamos estatísticas descritivas, como média e desvio padrão de cada parâmetro separadamente. Devido as diferenças nas propriedades dos equipamentos, tais resultados foram apresentados separadamente para cada microfone. Também criamos um mapa de calor (*heatmap*) usando todos os parâmetros sonoros em conjunto. O mapa de calor é uma representação gráfica de dados, em que os valores individuais contidos em uma matriz (no nosso caso, os parâmetros sonoros das espécies) são representados por cores. Parâmetros sonoros mais similares são coloridos com cores mais similares. Além disso, ordenamos as espécies baseado nas características dos parâmetros sonoros, onde espécies que emitiram sons mais parecidos ficaram mais próximas. As relações entre os sons emitidos pelas espécies foram representadas por um dendrograma.

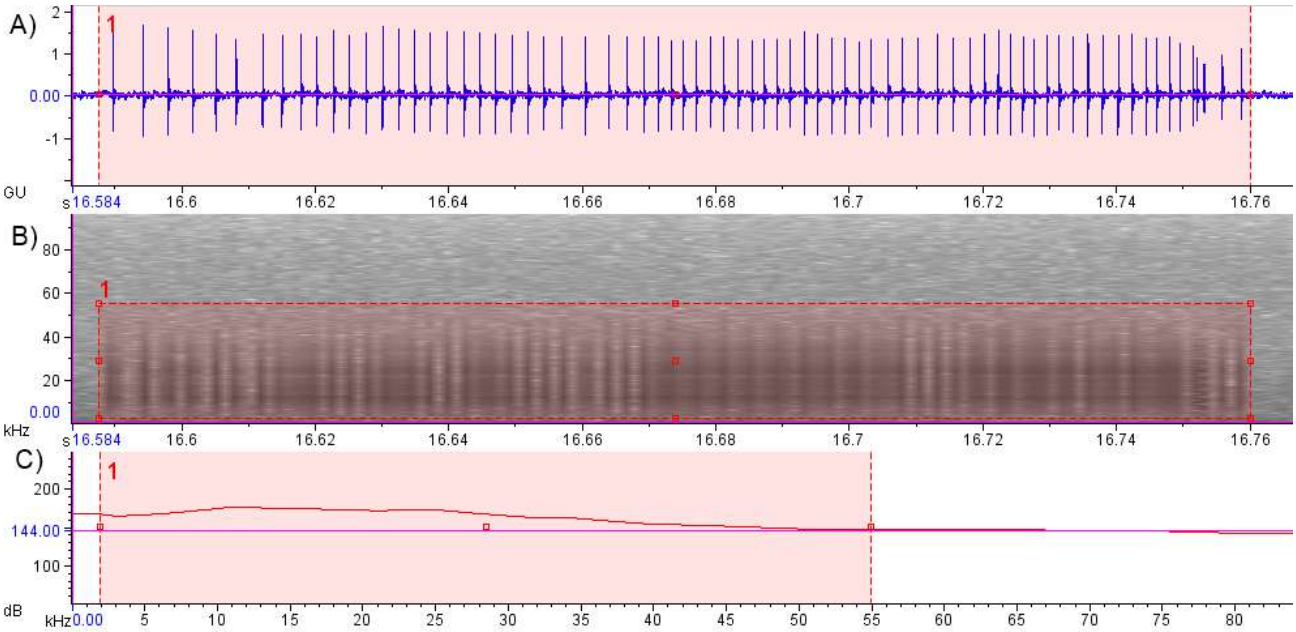


Figura 1. Oscilograma, espectrograma e Power espectro da espécie *Ectatomma brunneum,* gravado com microfone ultrassônico, com auxílio de pinça. A) Oscilograma com a sequência de dez sinais acústicos, B) Sonograma com a escolha do primeiro sinal, C) Power espectro do sinal selecionado. Parâmetros dos espectrogramas: Window type: Hann, Window size: 128, Overlap: 50%.

Tabela 1. Parâmetros acústicos e respectivas descrições retirados do Software Raven Pro 1.5.

Parâmetro acústico	**Descrição**
Duração	Tempo de duração do sinal dentro da seleção.
Largura de banda	Diferença entre a frequência mais alta e mais baixa dentro da seleção.
Frequência mais baixa	A frequência mais baixa dentro da seleção.
Frequência mais alta	A frequência mais alta dentro da seleção.
Frequência 5%	Frequência que divide a seleção em dois intervalos de frequência contendo 5% e 95% da energia.
Frequência 95%	Frequência que divide a seleção em dois intervalos de frequência contendo 95% e 5% da energia.
Frequência de pico	A frequência na qual a potência máxima/pico de frequência ocorre dentro da seleção.
1° quartil de frequência	Ponto do tempo que divide a seleção em dois intervalos contendo 25% e 75% da energia dentro a seleção.
3° quartil de frequência	Ponto do tempo que divide a seleção em dois intervalos contendo 75% e 25% da energia dentro a seleção.

5. RESULTADOS

As formigas coletadas foram identificadas em 7 Subfamílias, distribuídas em 18 gêneros com 22 espécies. Dentre os gêneros coletados: *Camponotus*, *Labidus* e *Azteca* (Anexo 2.- N, O e Anexo 4. - W, X) emitiram sinais acústicos provenientes de percussão. Sendo os gêneros *Atta*, *Acromyrmex, Pheidole, Solenopsis, Neoponera, Odontomachus, Paraponera e Ectatomma* (Anexos 1, 2 e 3) emitiram sinais acústicos provenientes de estridulação, com exceção da espécie *Camponotus rapax* que foi a única formiga percussionista que emitiu frequências acima de 20 kHz.

As gravações realizadas em campo foram as mais afetadas com ruído de fundo. Mesmo assim foi possível distinguir o som de interesse. Foram realizadas um total de 453 gravações, sendo 108 com presença de sons e 78 gravações boas para análise e estimativa dos parâmetros acústicos. Foram analisados um total de 2001 sinais acústicos.

Em alguns gêneros como *Atta*, *Acromyrmex*, *Ectatomma*, *Neoponera* e *Odontomachus*, foi possível identificar diferentes subunidades de *chirps*, na maioria das vezes composto por uma porção com menos energia seguido de uma porção com mais energia.

Os sons encontrados foram muito diversos quanto a distribuição das frequências e duração do sinal, apresentando desde sons tonais com pequena largura de banda e poucos harmônicos como *Pheidole arcifera*, *Pheidole bioconstricta* e *Pheidole sp 60* (Anexo 1. - G, H, J), até sons com ampla largura de banda como espécie *Atta sexdens* (Anexo1. - D). Ainda algumas espécies de formigas apresentaram sons na faixa de ultrassom como *Ectatomma bruneum*, *Neoponera commutata* e *Odontomachus bau*ri (Anexo 2. - P, Anexo 3. - S, T, Tabelas 2 e 3). Também foi possível observar a distribuição dos parâmetros espectro-temporais dos sons coletados e a similaridade entre Subfamílias de espécies de formigas (Figura 2). As espécies de formigas que não apresentaram sinais acústicos, também foram identificadas (Tabela 4).

Tabela 2. Sumário da ocorrência e parâmetros acústicos de sons emitidos por formigas e condições em que foram gravadas ($\bar{x}$ = média; SD= desvios padrões), n= número de indivíduos gravados, Lab (Labóratorio), Camp (Campo). Camp[a] Universidade Federal do Amazonas, Camp[b] Fazenda Experimental da Universidade Federal do Amazonas, Camp[c] Reserva Adolfo Ducke.

Subfamília	Gênero	Espécie	Tipo de microfone	Condição	Duração do Sinal (ms)		Largura de banda(kHz)		Frequência mais baixa (kHz)		Frequência mais alta (kHz)	
					$\bar{x}$	SD	$\bar{x}$	SD	$\bar{x}$	SD	$\bar{x}$	SD
Myrmicinae	Atta	Atta leviagata (n=2)	Dodotronic	Lab	54,27	±20,32	44,85	±9,70	3,49	±2,09	48,34	±8,70
Myrmicinae	Atta	Atta leviagata (n= 2)	Mashmallow	Camp[b]	53,60	±25,54	9,23	±2,26	0,21	±0,41	9,44	±2,12
Myrmicinae	Atta	Atta sexdens (n=4)	Unidirecional	Lab	59,78	±77,59	20,28	±3,01	0,45	±0,07	20,72	±3,01
Myrmicinae	Acromyrmex	Acromyrmex sp1 (n= 3)	Korg	Lab	78,38	±10,80	15,71	±4,02	0,25	±0,06	15,97	±4,01
Myrmicinae	Acromyrmex	Acromyrmex sp2 (n=3)	Korg	Lab	24,81	±18,74	14,83	±1,63	0,23	±0,20	15,06	±1,72
Myrmicinae	Pheidole	Pheidole arcifera (n=2)	Korg	Camp[b,c]	56,98	±14,06	5,76	±1,12	0,45	±0,30	6,21	±1,09
Myrmicinae	Pheidole	Pheidole bioconstricta (n=1)	Korg	Camp[c]	59,20	±13,62	6,17	±0,93	0,85	±0,19	7,02	±0,94
Myrmicinae	Pheidole	Pheidole cephalica (n=1)	Korg	Camp[c]	53,53	±14,74	4,98	±3,82	0,99	±0,09	5,98	±3,81
Myrmicinae	Pheidole	Pheidole sp60 (n=2)	Korg	Camp[c]	40,47	±12,91	7,18	±6,14	1,02	±0,28	8,202	±6,29
Myrmicinae	Pheidole	Pheidole sp2 (n=2)	Korg	Camp[c]	43,64	±29,36	11,48	±1,50	0,65	±0,15	12,13	±1,35
Myrmicinae	Solenopsis	Solenopsis invicta (n=1)	Korg	Camp[b]	94,66	±11,02	42,43	±1,72	0,41	±0,05	42,84	±1,72
Formicinae	Camponotus	Camponotus rapax (n=1)	Korg	Camp[b]	41,75	±11,40	38,20	±4,70	0,82	±0,22	39,017	±4,66
Formicinae	Camponotus	Camponotus femoratus (n=1)	Korg	Camp[b]	43,53	±19,56	16,58	±0,41	0,97	±0,36	17,55	±0,11
Ponerinae	Neoponera	Neoponera commutata (n=6)	Unidirecional	Lab[a]	159,63	±40,62	19,69	±5,41	0,17	±0,07	19,87	±5,41
Ponerinae	Neoponera	Neoponera commutata (n=3)	Dodotronic	Lab[b]	144,22	±82,32	75,45	±24,44	0,56	±0,43	76,01	±24,41
Ponerinae	Odontomachus	Odontomachus bauri (n=1)	Dodotronic	Camp[b]/Lab	124,40	±59,37	71,77	±0,21	0,47	±0,04	72,23	±0,17
Ponerinae	Odontomachus	Odontomachus laticeps (n=1)	Dodotronic	Lab[b]	109,00	±20,98	53,93	±1,00	4,96	±0,17	59,89	±1,06
Paraponerinae	Paraponera	Paraponera clavata (n=1)	Dodotronic	Lab[b]	46,00	±37,12	50,78	±4,23	4,82	±0,15	55,60	±4,21
Ectatomminae	Ectatomma	Ectatomma brunneum (n=6)	Dodotronic	Camp[b]/Lab	154,65	±40,57	52,48	±3,70	4,02	±1,60	56,52	±3,07
Ectatomminae	Ectatomma	Ectatomma tuberculatum (n=2)	Dodotronic	Lab[b]	47,92	±31,50	40,39	±3,05	0,50	±0,39	40,89	±3,06
Dolichoderine	Azteca	Azteca sp (n=1)	Korg	Camp[b]	55,62	±17,52	21,37	±4,02	0,53	±0,29	21,91	±4,02
Dorylinae	Labidus	Labidus predator (n=1)	Korg	Camp[c]	59,55	±14,23	10,15	±0,86	0,44	±0,09	10,59	±0,90

Tabela 3. Sumário da ocorrência e parâmetros acústicos de sons emitidos por formigas e condições em que foram gravadas ($\bar{x}$ = média; SD= desvios padrões), n= número de indivíduos gravados, Lab (Labóratorio), Camp (Campo). Camp[a] Universidade Federal do Amazonas, Camp[b] Fazenda Experimental da Universidade Federal do Amazonas, Camp[c] Reserva Adolfo Ducke.

Subfamília	Gênero	Espécie	Tipo de microfone	Condição		Frequência 5% (kHz)		Frequência 95% (kHz)		Frequência de Pico (kHz)		1° quartil de frequência (kHz)	
						$\bar{x}$	SD	$\bar{x}$	SD	$\bar{x}$	SD	$\bar{x}$	SD
Myrmicinae	Atta	Atta leviagata (n=2)	Dodotronic	Lab	4,90±2,26	23,52±3,32		8,62±5,19		7,84±3,19		16,05±3,66	
Myrmicinae	Atta	Atta leviagata (n= 2)	Mashmallow	Camp[b]	1,50±1,09	3,48±5,01		1,50±2,05		1,50±1,83		4,43±3,69	
Myrmicinae	Atta	Atta sexdens (n=4)	Unidirecional	Lab	1,03±0,81	8,93±6,15		1,52±3,27		1,58±2,83		7,45±4,98	
Myrmicinae	Acromyrmex	Acromyrmex sp1 (n= 3)	Korg	Lab	1,52± 0	6,08±2,05		2,21±1,18		1,57±0,49		3,56±1,80	
Myrmicinae	Acromyrmex	Acromyrmex sp2 (n=3)	Korg	Lab	1,50±0,39	6,83±2,69		2,08±2,98		1,68±1,37		7,20±2,73	
Myrmicinae	Pheidole	Pheidole arcifera (n=2)	Korg	Camp[b,c]	1,50±0,86	4,69±1,53		1,74±2,40		1,56±1,11		4,34±1,76	
Myrmicinae	Pheidole	Pheidole bioconstricta (n=1)	Korg	Camp[,c]	1,12±0,31	6,07±1,19		3,05±0,96		2,08±0,54		2,75±0,94	
Myrmicinae	Pheidole	Pheidole cephalica (n=1)	Korg	Camp[,c]	1,23±0,31	4,11±2,65		1,79±0,91		1,60±0,71		4,08±1,74	
Myrmicinae	Pheidole	Pheidole sp60 (n=2)	Korg	Camp[,c]	2,02± 0	6,16±3,38		2,60± 0		2,54±0,28		4,61±2,91	
Myrmicinae	Pheidole	Pheidole sp2 (n=2)	Korg	Camp[,c]	1,5±0,87	7,82±4,33		1,50± 0		1,55±0,86		13,50±3,97	
Myrmicinae	Solenopsis	Solenopsis invicta (n=1)	Korg	Camp[b]	2,00± 0	24,5±1,09		4,50±1,50		4,00± 0		4,33±0,90	
Formicinae	Camponotus	Camponotus rapax (n=1)	Korg	Camp[b]	1,88±0,69	17,06±2,39		6,38±5,24		3,94±2,39		10,88±2,75	
Formicinae	Camponotus	Camponotus femoratus (n=1)	Korg	Camp[b]	1,60±1,51	12,10±2,44		5,10±2,91		3,20±1,93		10,02±1,28	
Ponerinae	Neoponera	Neoponera commutata (n=6)	Unidirecional	Lab[a]	0,73±1,65	12,54±1,04		2,15±5,79		3,74±1,90		20,04±1,05	
Ponerinae	Neoponera	Neoponera commutata (n=3)	Dodotronic	Lab[b]	5,84±3,83	31,31±12,6		12,25±8,35		10,35±6,42		17,25±6,73	
Ponerinae	Odontomachus	Odontomachus bauri (n=1)	Dodotronic	Camp[b]/Lab	5,85± 0	26,10±3,75		11,10± 0		8,25± 0		13,88±4,48	
Ponerinae	Odontomachus	Odontomachus laticeps (n=1)	Dodotronic	Lab[b]	6,00± 0	20,63±1,44		7,50±0,87		7,50±1,44		18,75±0,87	
Paraponerinae	Paraponera	Paraponera clavata (n=1)	Dodotronic	Lab[b]	7,50± 0	24,80±2,69		17,25± 0		12,38±1,35		10,85±3,36	
Ectatomminae	Ectatomma	Ectatomma brunneum (n=6)	Dodotronic	Camp[b]/Lab	7,56±2,57	24,65±1,42		13,15±5,96		10,45±3,98		18,38±2,45	
Ectatomminae	Ectatomma	Ectatomma tuberculatum(n=2)	Dodotronic	Lab[b]	1,50±0,33	17,54±2,24		7,50±0,83		5,77±0,41		3,38±1,28	
Dolichoderine	Azteca	Azteca sp (n=1)	Korg	Camp[b]	2,36±0,47	14,60±2,80		8,11±1,39		6,15±0,74		3,49±2,01	
Dorylinae	Labidus	Labidus predator (n=1)	Korg	Camp[c]	1,50± 0	6,83±0,94		3,00± 0		1,50± 0		2,10±0,75	

Tabela 4. Formigas que não apresentaram sinal acústico e condições que foram gravadas, n= número de indivíduos, Lab (Labóratorio), Camp (Campo). Campa Universidade Federal do Amazonas, Camp[b] Fazenda Experimental da Universidade Federal do Amazonas, Camp[c] Reserva Ducke.

Subfamilía	Gênero	Espécie	Tipo de microfone	Condição
Myrmicinae	Crematogáster	Crematogáster brasilienses (n=1)	Korg	Camp[a]
Myrmicinae	Crematogáster	Crematogáster sp1 (n=1)	Korg	Camp[b]
Myrmicinae	Crematogáster	Crematogáster sp1 (n=1)	Dodotronic	Camp[b]
Myrmicinae	Daceton	Dacenton armigerum (n=1)	Unidirecional	Camp[b]
Myrmicinae	Daceton	Dacenton armigerum (n=1)	Dodotronic	Lab
Myrmicinae	Daceton	Dolichoderus bispinosus (n=2)	Mashmallow	Campo[b]
Myrmicinae	Cephalotes	Cephalotes atratus (n=1)	Dodotronic	Lab
Myrmicinae	Cephalotes	Cephalotes atratus (n=1)	Korg	Camp[b]
Myrmicinae	Cephalotes	Cephalotes atratus (n=1)	Mashmallow	Camp[b]
Formicinae	Nylanderia	Nylanderia sp (n=1)	Korg	Camp[b]
Formicinae	Nylanderia	Nylanderia sp (n=1)	Dodotronic	Lab
Formicinae	Nylanderia	Nylanderia sp (n=1)	Mashmallow	Camp[b]
Ponerinae	Mayaponera	Mayaponera constricta (n=1)	Korg	Camp[b]
Ponerinae	Mayaponera	Mayaponera constricta (n=1)	Dodotronic	Lab
Ponerinae	Pachycondyla	Paphycondyla crissinoda (n=1)	Dodotronic	Lab
Dorylinae	Neivamyrmex	Neivamyrmex minensis (n=1)	Unidirecional	Camp[b]
Dorylinae	Neivamyrmex	Neivamyrmex minensis (n=1)	Dodotronic	Lab
Dorylinae	Neivamyrmex	Neivamyrmex minensis (n=1)	Korg	Camp[b]
Dorylinae	Neivamyrmex	Neivamyrmex minensis (n=1)	Mashmallow	Camp[b]
Dorylinae	Eciton	Eciton burchelli (n=1)	Korg	Camp[b]
Dolyrinae	Eciton	Eciton burchelli (n=1)	Mashmallow	Camp[b]
Dolichoderinae	Dolichoderus	Dolichoderus bispinosus (n=1)	Korg	Camp[b]
Dolichoderinae	Dolichoderus	Dolichoderus bispinosus (n=1)	Unidirecional	Camp[b]
Dolichoderinae	Dolichoderus	Dolichoderus bispinosus (n=1)	Mashmallow	Camp[b]

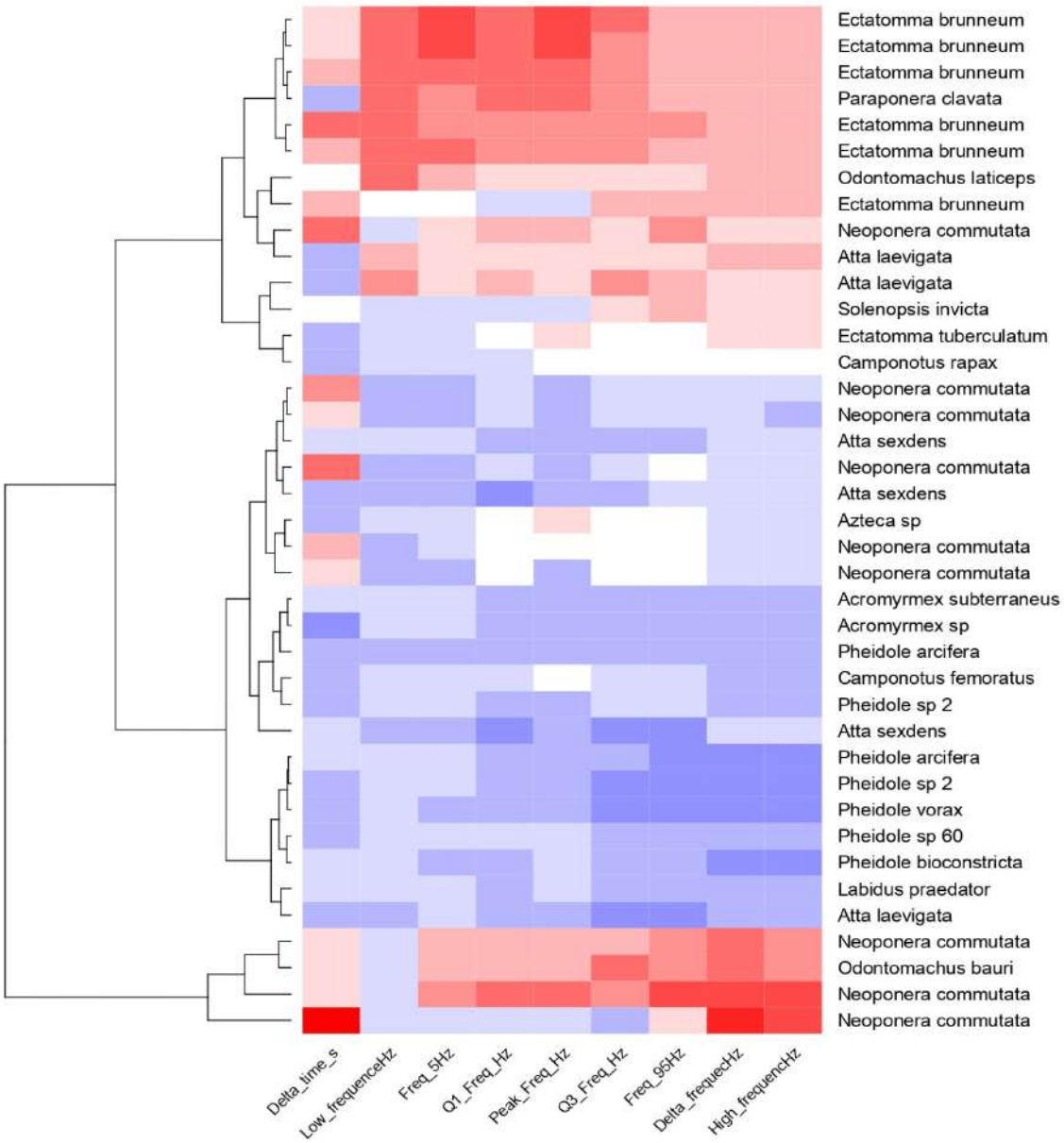


Figura 2. Dendrograma com mapa de calor (*heatmap*) de distâncias acústicas de 20 espécies de formigas gravadas em diferentes localidades de Manaus, Amazonas, Brasil. Cada terminal representa uma espécie gravada com um determinado tipo de microfone (Dodotronic, Marshmallow, Korg, Unidirecional). Delta time = duração do sinal, Low frequence = frequência mais baixa, Frequence 5% = Frequência que divide a seleção em dois intervalos de frequência contendo 5% e 95% da energia, Q1 frequence = Ponto do tempo que divide a seleção em dois intervalos contendo 25% e 75% da energia dentro a seleção, Peak frequence = frequência de pico, Q3 frequence = Ponto do tempo que divide a seleção em dois intervalos contendo 75% e 25% da energia dentro a seleção, Frequence 95%= Frequência que divide a seleção em dois intervalos de frequência contendo 95% e 5% da energia, Delta frequence = diferença entre a frequência mais baixa e frequência mais alta, High frequence = frequência mais alta.

6. DISCUSSÃO

As formigas apresentaram estruturas diversas na composição dos sinais acústicos emitidos. De modo geral nossos resultados sugerem diferenças na duração do sinal acústico principalmente entre Subfamílias. A Subfamília Myrmicinae apresentou sinais acústicos mais curtos em relação as Subfamílias Ponerinae e Ectatomminae. Sabe-se que os sons emitidos por formigas fazem parte da comunicação mediada via sinais multimodais, ou seja, os sons emitidos muitas vezes dependendo do contexto, podem maximizar a informação mediada via sinais químicos auxiliando na passagem do sinal (Holldobler e Wilson, 1990; Holldobler, 1998). Sendo insetos eusociais a passagem da informação, ou seja, a duração do sinal pode ser um fator importante para a maximização da informação dentro ou fora da colônia (Weller, 1910).

Dentre as espécies pertencentes a Subfamília Myrmicinae, a espécie *Atta laevigata* apresentou pouca variação na duração do sinal entre gravações realizadas com microfone ultrassônico Dodotronic e piezo Mashmallow. Porém apresentaram diferenças em valores de frequência, onde valores maiores dos sinais acústicos foram captados com microfone Dodotronic quando comparados aos sinais captados com microfone piezo Mashamallow e Unidirecional. Não foi possível gravar operárias de *Atta sexdens* com microfone ultrassônico, porém através da visualização do espectrograma (Fig. 2, D) sugerimos que possivelmente exista uma continuação dos sinais acima de 20 kHz para macho e fêmea desta espécie. Foi observado pouca variação na duração do sinal acústico entre espécies do gênero.

A espécie *Acromyrmex sp* 1 (Subfamília: Myrmicinae) apresentou a duração do sinal mais longo em relação a espécie *Acromyrmex sp* 2, e pouca variação principalmente nas frequências mais baixas e frequências mais altas da composição do sinal. Entre as espécies do gênero *Pheidole* a espécie *Pheidole bioconstricta* apresentou a maior duração do sinal acústico e *Pheidole sp* 60 a menor duração do sinal. Porém a espécie *Pheidole sp* 2 apresentou a maior largura de banda em relação as outras espécies. No presente estudo, não avaliamos diferenças nos sinais acústicos entre castas, mas tal fato foi relatado para a espécie *Pheidole pallidula* (Giulio et al. 2015). O gênero *Solenopsis* com a espécie *Solenopsis invicta*, apresentou sinais acústicos com maior duração e maiores valores de frequência quando comparada a espécies do gênero *Pheidole*. Experimentos acerca da emissão acústica de *Solenopsis invicta* mostraram que sinais acústicos emitidos por esta espécie aumentam em contextos de atividade de emigração e aumento de até seis vezes dos sinais estridulatórios, durante escavação e construção de montículos (Rauth e Vison, 2006).

Os sinais acústicos mais longos foram observados na Subfamília Ponerinae, entre os gêneros: *Neoponera, Odontommachus* e Subfamília Ectatomminae com o gênero *Ectatomma*. A espécie

Neoponera commutata parece ter a maior duração de sinais acústicos em relação as outras espécies do mesmo gênero já relatadas, como *N. villosa, N.apicalis e N. verenae* (Ferreira et al. 2010 e Pavan et al. 1997). Para a espécie *Odontommachus bauri* a duração do sinal e valores de frequências mais baixas e mais altas, assim com largura de banda foram maiores que a da congênere *O. laticeps*. Registramos também pela primeira vez o som de *Ectatomma bruneum*, a duração do sinal e valores de frequência foram maiores, em relação a espécie *E. tuberculatum*. Detectamos um sinal mais curto em *E. tuberculatum* diferente dos resultados encontrados por (Pavan et al. 2012), que também detectou *chirps* com padrões dissilábicos.

Em espécies pertencentes a outros gênero s como *Labidus, Camponotus e Azteca* os sinais acústicos emitidos foram provenientes de percussão. *Labidus predator* apresentou um sinal acústico mais longo e com menor valor de largura de banda quando comparada as outras espécies. A detecção do sinal acústico da espécie *Camponotus femoratus* apenas ocorreu quando gravada com microfone de contato piezo Korg. A espécie *C. rapax* gravada também com microfone de contato piezo Korg emitiu sons acima de 20 kHz. A emissão de sons para formigas está relacionada com a presença de um órgão especializado presente em um dos seguimentos do corpo da formiga (Golden e Hill, 2016). Assim sugerimos estudos acerca da presença de órgão estridulatório para espécies deste gênero, uma vez que apenas sons provenientes de percussão foram relatados aqui e em estudos anteriores (Fuchs, 1976; Santos et al. 2005).

Os sinais acústicos emitidos dentro dos gêneros *Neoponera, Odontomachus, Acromyrmex, Atta, Ectatomma*, foram compostos tanto por sequências monossilábicas de *chirps* quanto por sequências dissilábicas (o que pode indicar o atrito do *plectrum* com a placa estridulátoria em apenas um sentido ou ambos os sentidos do movimento estridulátorio do gáster (Medeiro et al. 2017).

Nesta pesquisa não foi avaliado o contexto comportamental das formigas. No entanto, vale salientar, que a maioria dos sons captados diretamente no solo com o auxílio de microfone de contato piezo, eram provenientes de deslocamento ou forrageio (no caso de atração de operárias para as iscas). Os sinais acústicos provavelmente podem estar relacionados também ao contexto de alarme ou recrutamento, tendo em vista o distúrbio provocado ao acoplar microfones de contato piezo sob as iscas. Já os sons captados com auxílio de pinça gravados com microfone ultrassônico ou unidirecional, são provavelmente relacionados ao estresse da captura do animal.

Padrões temporais do som dentro da Classe Insecta, variam entre espécies, e podem auxiliar na compreensão de relações evolutivas (Drosopoulos e Claridge, 2006; Ferreira; 2010). Porém, nesta pesquisa não estimamos parâmetros de tempo mais refinados, como aqueles estimados por (Medeiros, 2017). Assim sugerimos que futuros estudos incluam parâmetros como número de pulsos, intervalo

entre pulsos, taxa de emissão de pulsos, que podem ajudar a diferenciar melhor sons emitidos por espécies diferentes.

De forma em geral, os sons da mesma espécie foram muito parecidos, mesmo quando captados com microfones diferentes (Figura 2). No entanto, algumas espécies, como *N. commutata* apareceram em diversas porções do mapa de calor. Isso provavelmente é devido a grande variada e amplitude de sons emitidos por esta espécie. *N. commutata* pode tanto emitir sons de baixa frequência como ultrassom. Ainda é prematuro tentar tecer paralelos entre a evolução das espécies e as características dos sons emitidos, dado ao número pequeno de espécies avaliado, mas parece existir uma tendência ao agrupamento pelo menos dentro das subfamílias. Possivelmente esse padrão ficará mais forte após controlar o tipo de equipamento e incluir mais espécies.

Assim como os parâmetros temporais, os parâmetros de frequência podem estar sendo influenciados pelas características morfológicas como a presença do órgão estridulatório. Isso porque também parecem estar sendo influenciadas pela velocidade do movimento, quanto maior a velocidade do movimento maior é a frequência emitida (Spangler, 1967; Medeiros, 2017, Golden e Hill, 2016), o que já foi bem relato em vespas Hymenoptera: Mutillidae (Polidori et al. 2013).

A variedade de sinais acústicos descritos aqui distribui-se de forma variável dentro do espectro de frequências audíveis e não audíveis. Frequências baixas (<20Khz) e frequências altas (>20Khz), podem ter diferentes fontes de produção e receptividade do sinal, através de mecanismos, tanto morfológicos quanto físicos ligados ao próprio ambiente. Pesquisas futuras podem ajudar a esclarecer melhor a relação acerca da propagação e recepção dos sinais acústicos executados formigas (Esperson, 1994, Hickling e Brown, 2000).

7. CONCLUSÃO

A utilização de diferentes microfones possibilitou a descoberta de novas medidas de tempo e frequência de sons emitidos por formigas na Amazônia. Esses sons podem ajudar na separação de populações e espécies afins, através da interpretação das variações observadas na estrutura do som emitido. Nossos resultados são promissores, mais é necessário incluir mais espécies para termos mais réplicas por gênero e construir uma visão mais completa da evolução dos sons dentro desta família de insetos. Nossos resultados podem ajudar em estudos de monitoramento acústico de invertebrados de solo, assim como ser uma ferramenta promissora em estudos taxonômicos por fornecer um novo caractere para ser usado em estudos de evolução.

8. REFERÊNCIAS

AIDE, T. M.; HERNÁNDEZ-SERNA.; CAMPOS-CERQUEIRA, M.; ACEVEDO-CHARRY, O.; DEICHMANN, J. L. Species Richness (of Insects) Drives the Use of Acoustic Space in the Tropics*,* **Jornal Remot Sensing**, 9: 1096., 2017.

ARRUDA, S. B. L. Variação acústica e comportamental de *Hypsiboas latistriatus* (Caramashi e Cruz, 2014), São José do Rio Preto, São Paulo, Brazil. Dissertação de Mestrado em Biologia Animal **- Instituto de Biociências,** Universidade Estadual Paulista., 2007.

BARONI-URBANI.; BUSER, M.W.; SCHILLINGER, E. Substrate vibrations during recruitment in social organization*.* **Insects Social** 35: 241-250.,1988.

CASACCI, P. L.; JEREMY A. T.; SALA, M.; TRENOR, D.; BONELLI, S.; BALLETO, E.; SHÖNROGGE, K. Ant Pupae Employ Acoustics to Communicate Social Status in Their Colony's Hierarchy, **Current Biology**, 23, 323-327., 2013.

CHESMORE, D. Identificação automática de espécies. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 76 (2): 435-440., 2004.

CONNER. W. E. Ultrasound: its role in the courtship of the arctiid moth, Cycnia tenera, **Experientia 43, Birkhäuser Verlag**, **Basel/Switzerland**, CH-4010., 1987.

DEPRAETERE, M.; PAVOINE, S.; JIGUET, F.; GASC, A.; DUVAIL, S.; SUEUR, J. Monitoring animal diversity using acoustic índices: Implementation in a temperate woodland. J. **Elsevier Ecological Indicators**, 13(2012): 46-54., 2011.

DROSOPOULOS, S.; CLARIDGE, M. F. Insects sounds and communication, **Sound Parkway, NW, Suite 300, Boca Raton**, FL 33487-2742., 2006.

ESPERSON, J. S.; TREVATT, A.; TEMPLESTOWE, L. Do Ants Use Ultrasound for Personal Communication? (Hymenoptera: Formicidae) **J. Aust. Ent. Soc***,* 33: 213-215.,1994.

EWING, A. W. Arthropod Bioacoustics: Neurobiology and Behavior, **Cornell University Press, Ithaca, NY**, p.60., 1989.

EWING, A.W.; MIYAN, J. A. Sexual selection, sexual isolation, and the evolution of song in the Drosophila repleta group of species, **Animal Behavior** 34: 421-429., 1986.

FERREIRA, S. R.; POTEAUX, C.; DELABIE, C. H. J.; FRESNEAU, D.; RYBAK F. Stridulations Reveal Cryptic Speciation in Neotropical Sympatric Ants, **PLos One**, 5(12): e15363., 2010.

FUCHS, S. The response to vibrations of the substrate and reactions to the specific drumming in colonies of carpenter ants (Camponotus, Formicidae, Hymenoptera), **Springer, Behavioral Ecology and Sociobiology***,* 1: 155-184., 1976.

FULLARD, H. J.; FETON, B. M. Acoustic and behavioral analyses of the sounds produced by some species of Nearctic Arctiidae (Lepdoptera*).* **Canadian Journal of Zoology**, 55(8): 1213-1224., 1977.

GANCHEV, T.; POTAMITIS, I.; FAKOTAKIS, N. Acoustic Monitoring of Singing Insects. **Conference: Acoustics, Speech and Signal** IEEE, 4: 721-724., 2007.

GIULIO, D. A.; MAURIZI E.; BARBERO, F.; Sala, M.; FATTORINI, S.; BONELLI S. The Pied Piper: A Parasitic Beetle´s Melodies Modulate Ant Behaviors. **PLos One**, 10(7): e0130541., 2015.

GOLDEN, J. M.; HILL, P. S. The evolution of stridulatory communication in ants, revisited, **Springer Insect. Soc,** 63: 309-319., 2016.

GWYNNE, D. T.; BAILEY, W. J. Mating system, mate choice and ultrasonic calling in azaprochiline katydid (Orthoptera: Tettigoniidae), **Behaviour** 105: 202–223., 1988.

HAMILTON, J. A.; BASSET, Y.; BENKE, K. K.; GRIMBACHER, S. P.; MILLER, E. S.; NOVOTNÝ, V.; SAMUELSON, A. G.; WEIBLEN, D. G.; YEN L. D. J. Quantifying uncertainty in estimation of tropical arthropod species richness, J. Chicago, **American Society of Naturalists**, 1: 176., 2010.

HAVER, S. M.; GEDAMKE, J.; HATCH, L. T.; DZIAK, R. P.; PARIJS, S. V.; MCKENNA, M. F.; BARLOW, J.; BERCHOK, C.; DIDONATO, E.; HANSON, B.; HAXEL, J. Monitoring long-term soundscape trends in U.S. Waters: The NOAA/NPS Ocean Noise Reference Station Network. **Marine Policy** 90: 6–13., 2018.

HICKLING, R. L.; BROWN, J. Acoustic communication by ants **Acoust. Soc**. 108: 1920-1929., 2000.

HÖLLDOBLER, B.; BRAUN, U.; GRONENBERG, W.; KIRSCHNER, W. K.; PEETERS, C. ‘‘Trail Communication in the Ant *Magaponera foetens* (Formicidae: Ponerinae)’’ **J. Insect Physiol**. 40: 585–593., 1994.

HÖLLDOBLER, B.; WILSON, E. O. The multiple recruitment system of the African weaver ant Oecophylla longinoda (Latrielle) (Hymenoptera: Formicidae), **Behavioral Ecology and Sociobiology** ,1: 19-60., 1978.

HÖLLDOBLER, B.; WILSON, E.O. The ants. **Cambridge Mass: Harvard University Press**. pp - 732., 1990.

JACKSON, E. D.; RATNIEKS, W. L. F. Communication in ants, Primer, **Current Biology**, 16: 570-574., 2004.

MANK, R. W.; HUBBARD, J. L.; FLANDERS, K. L. Acoustic Indicators for Mapping Infestation Probabilities of Soil Invertebrates. **J. Econ. Entomol.** 100 (3): 790-800. 2007.

MANKIN R. W.; BENSHEMESH, J. Geophone Detection of Subterranean Termite and Ant Activity. **Jornal Econ. Entomolo.** 99 (1): 244-250., 2006.

MARKL, H. ‘‘Stridulation in leaf cutting ants,’’ **Science**, 149: 1392–1393., 1965.

MARKL, H. Die. Verständigung durch Stridulationssignale bei Blattschneiderameisen I. Die biologische Bedeutung der Stridulation. Zeitschrift fur vergleichende, **Physiologie**, 57: 299-330., 1967.

MARKL, H.; HÖLLDOBLER, B. Recruitment and food retrieving behavior in Novomessor (Formicidae, Hymenopteres). II. Vibration signals. **Behav Ecol Sociobiol**, 4: 183-216., 1978.

MASTERS, W.; TAUTZ, J.; FLETCHER, N.H.; MARKL, H. Body Vibration and Sound Production in Insect (*Atta sexdens*) Without Specialized Radiating Structures. **Journal of Comparative Physiology**, 150: 239-249., 1982.

MEDEIROS, C. J. Comunicação acústica em *Neoponera villosa* (Hymenoptera, Fromicidae, Ponerinae). Tese de doutorado, Programa de Pós-graduação em Psicobiologia/ Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal., 2017.

MORRIS, G. K.; MASON, A. C.; WALL, P. High ultrasonic and tremulation signals in neotropical katydids (Orthoptera: Tettigoniidae), **Journal of Zoology** London 233: 129–163., 1994.

MUNIZ, T. The Bee Battles: Karl von Frish, Adrian Wenner and the Honey Bee Dance Languages Controversy*, **Journal of the History of Biology, Springer** 38: 535-570., 2005.

PAVAN, G.; PRIANO, M.; CARLI, D. P.; FANFANI, A.; GIOVANNOTTI, B, M, Stridulatory organ and ultrasonic emission in certain species of Ponerine Ants (Genus: Ectatomma and Pachycondyla,

Hymenoptera, Formicidae, Bioacustics: The International Journal of Animal Sound and its Recording, 8:3-4, 209-221., 2012.

PAVAN, G.; PRIANO, M.; DE CARLI, P. A.; FANFANI.; GIOVANNOTTIB, M. Stridulatory organ and ultrasonic emission in certain species of Ponerine ants (Genus: Ectatomma and Pachycondyla, Hymenoptera, Formicidae), Bioacoustics: **The International Journal of Animal Sound and its Recording**, 8:3-4., 1997.

PIJANOWSKI, B. C.; VILLANUEVA- RIVERA, L. J.; DUMYAHN, S. L.; FARINA, A.; KRAUSE, B. L.; NAPOLENO, B. M.; GAGE, S. H.; PIERETTI, N. Soundscape Ecology: The science of Sound in the Landscape. **BioScience** 61: 203-216., 2011.

PILTRÖM, S.; ROCES, F. Vibrational communication in the spatial organization of collective digging in the leaf-cutting ant Atta vollenweideri, **Animal Behavior** 84: 743–752., 2012.

PODOS, J. A performance constraint on the evolution of trilled vocalizations in a songbird family (Passeriformes: Emberizidae). **Evolution,** 51(2), 537-551., 1997.

POLIDORI, CARLO.; PAVAN, G.; RUFFATO, G.; ASÍS, D. J.; TORMOS, J. Common features and species-specific differences in stridulatory organs and stridulation patterns of velvet ants (Hymenoptera: Mutillidae), **Elsevier Zoologischer Anzeiger**, 252: 457-468., 2013.

RAUTH, J. S.; VISON, B. S. Colony Wide Behavioral Contexts of Stridulation im Imported Fire Ants (*Solenopsis invicta*, Buren), **Journal of Insects Behavior**, 19: 3., 2006.

ROCES. F.; TAUTZ, J.; HÖLLDOBLER, B. "Stridulation in leaf-cutting ants,'' **Naturwissenschaften**, 80: 521–524., 1993.

RODRIGUEZ, A.; GASC, A.; PAVOINE, S.; GRANDCOLAS, P.; GAUCHER, P.; SUEUR. Temporal and spatial variability of animal sound within a neotropical forest. J. **Ecol. Inform**, 21: 133–143., 2014.

SALES, G.; PYE, D. Ultrasonic Communication by Animals, **Chapman and Hall, London**., 1974.

SANDERFORD, M. V.; CONNER, W. E. Courtship Sounds of the Polka-Dot Wasp Moth Syntomeida epilais, **Springer**, 77, 345-347., 1990.

SANTOS, C. J.; KORNDÖRFER, P. A.; Del-Claro, K. Defensive Behavior of the Weaver Ant Camponotus (Myrmobrachys) senex (Formicidae: Formicinae): Drummig and Mimicry, **Sociobiology**, 46:1., 2005.

SILVER, S.; KALMRING, K.; KUHNE, R. The responses of central acoustic and vibratory interneurones in bushcrickets and locusts to ultrasonic stimulation, **Physiological Entomology**, 5: 427–435., 1980.

SLEEF, G. E.; ENGLER, B. P. Experimental study of an advanced three component borehole seismic receiver, **Society for Exploration Geophysicists Annual Meeting, Houston**, TX, pp. 30-33., 1991.

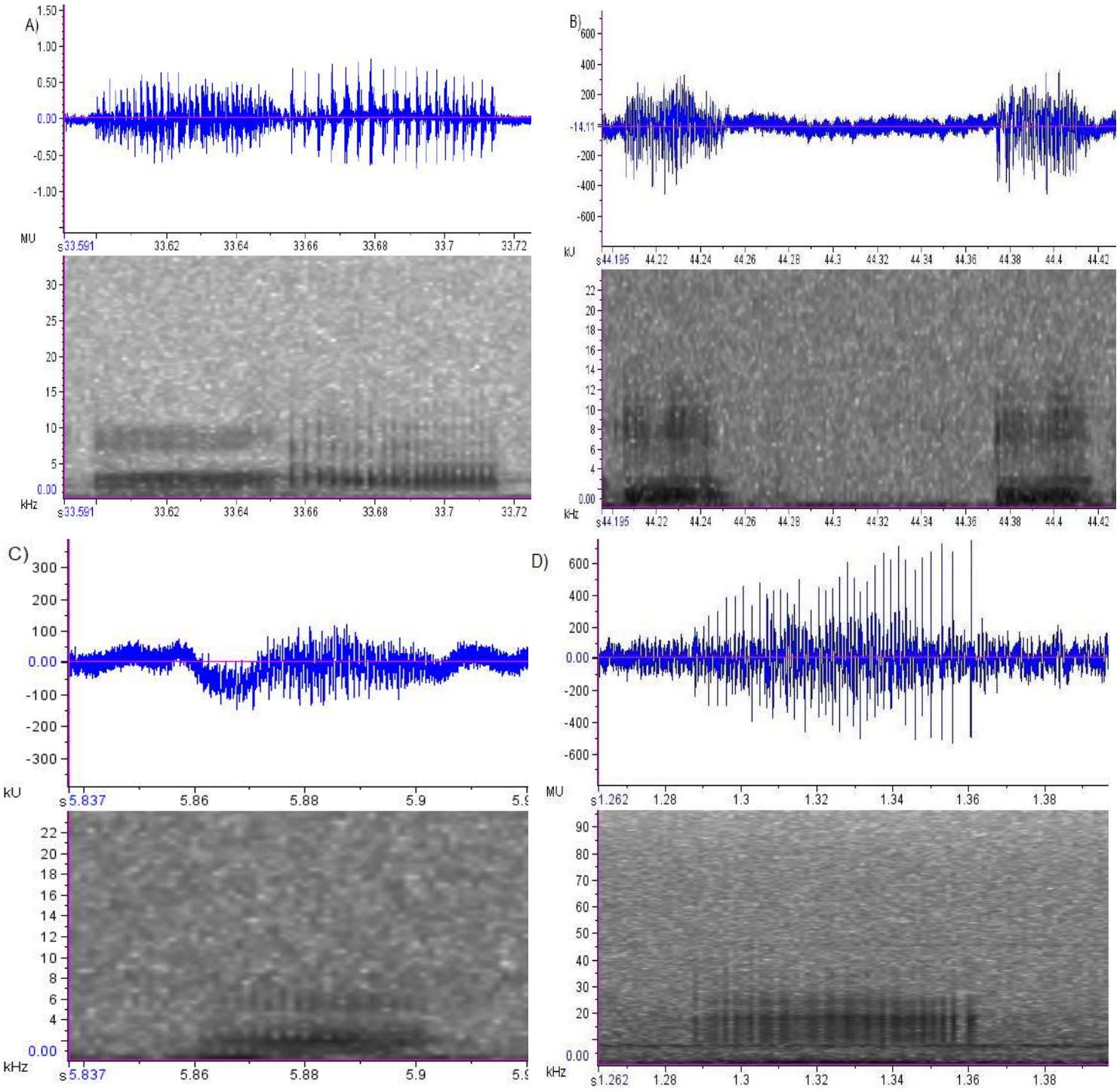
SPANGLER, H. G. Ant stridulations and their synchronization with abdominal movement, **Science (Wash.DC)** 155: 1687-1689., 1967.

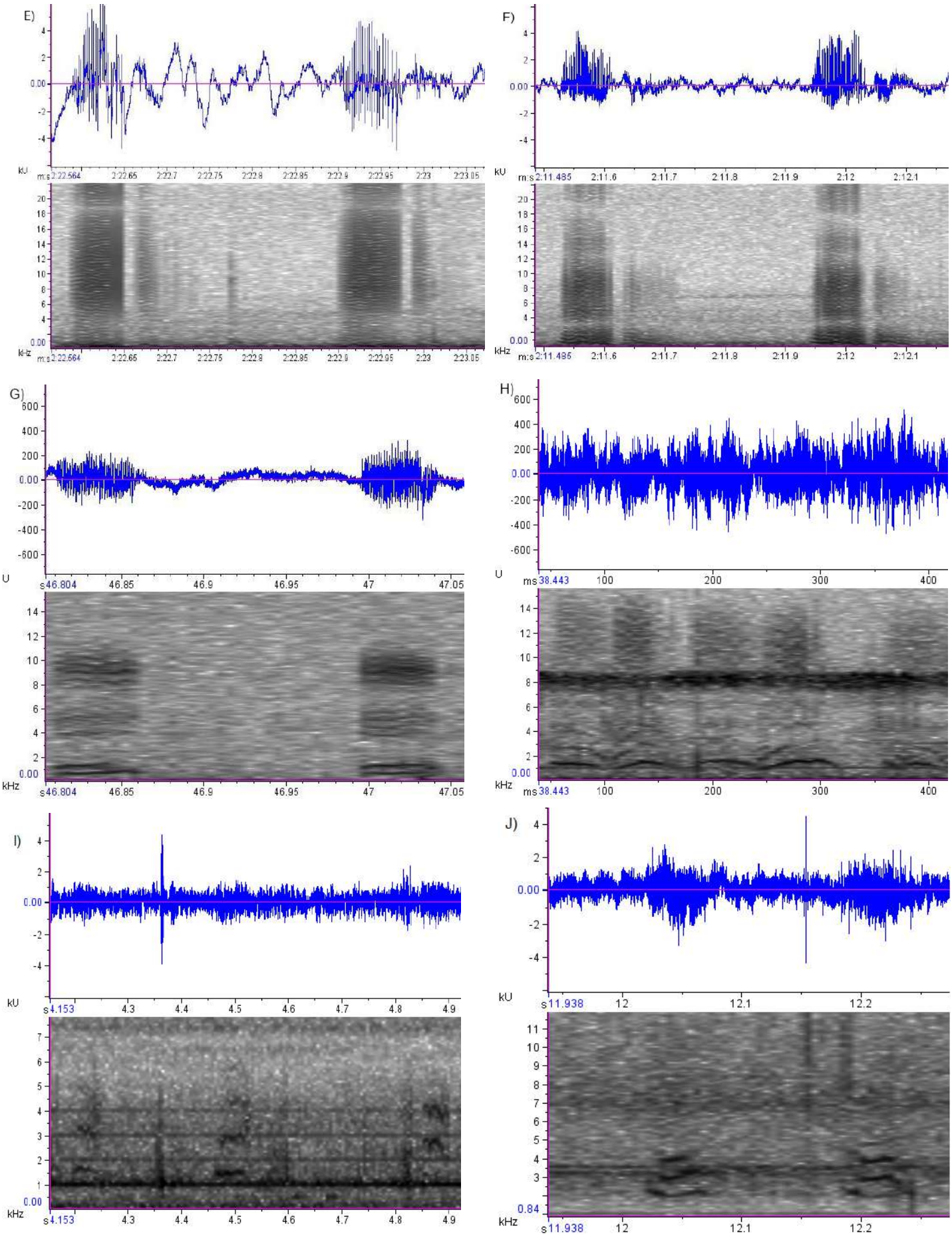
TAUTZ, J.; ROCES, F.; HÖLLDOBLER, B. Use of a Sound-Based Vibratome by Leaf- Cutting Ants, **Science**, 267: 84-87., 1995.

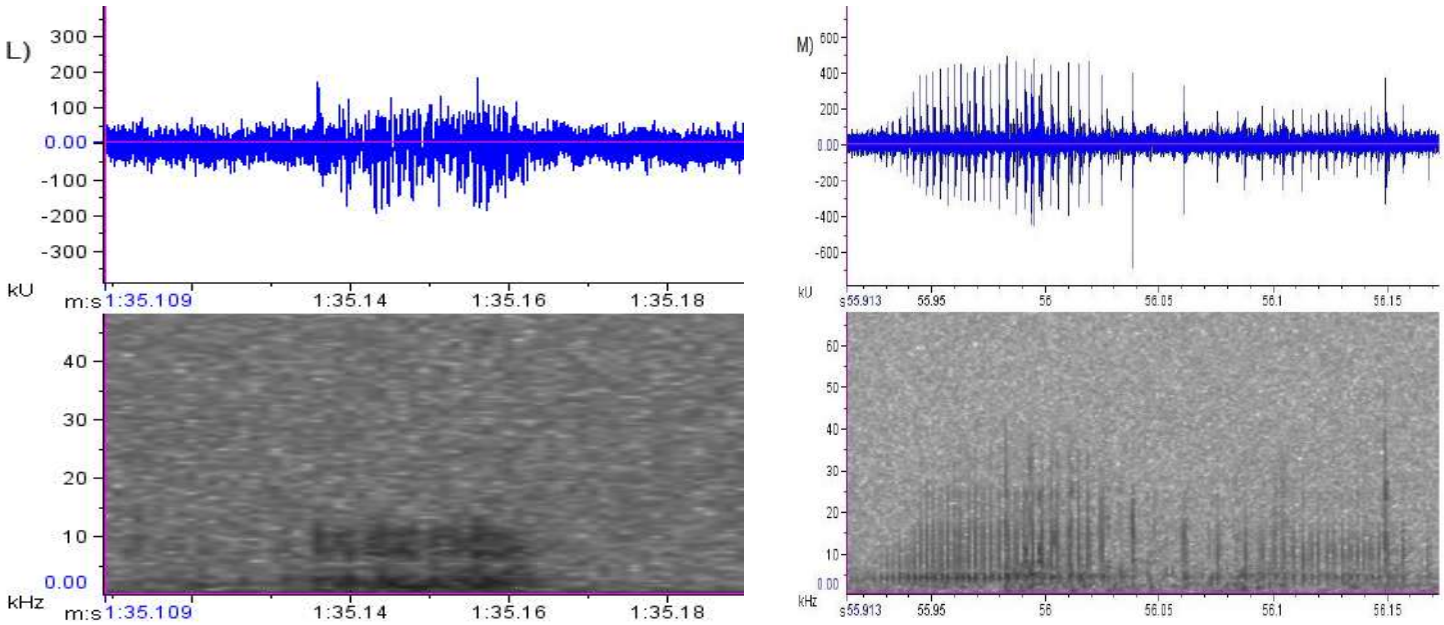
WEELER, WILLIM, M. Ants, Their structure, development and behavior. **The Columbia University Press** 50-65., 1910.

ZOLLINGER, S. A., PODOS, J., NEMETH, E., GOLLER, F., & BRUMM, H. On the relationship between, and measurement of, amplitude and frequency in birdsong. **Animal Behaviour**, 84(4), e1-e9., 2012.

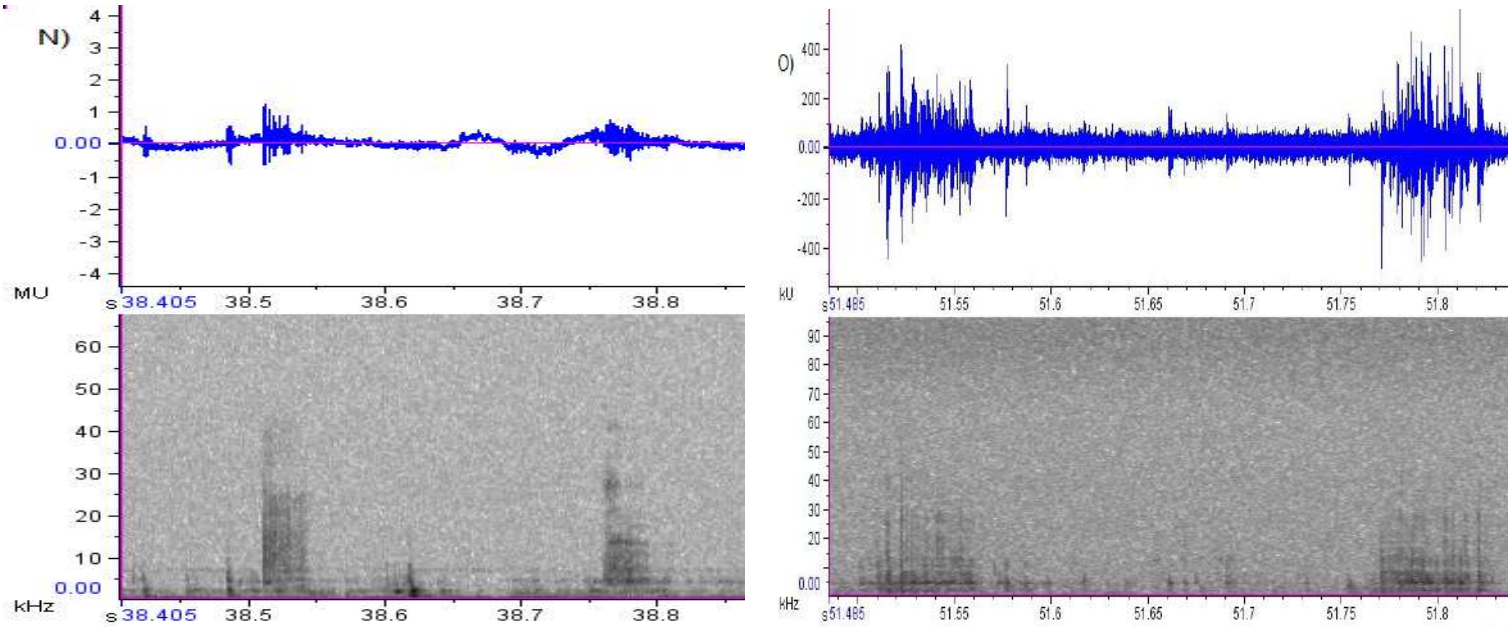
Anexo 1. Oscilograma e espectrograma de espécies de formigas pertencentes a Subfamília: Myrmicinae e respectivos microfones, A) *Acromyrmex sp*1 Korg, B) *Acromyrmex sp*2 Korg C) *Atta laeviagata* Mashmallow, D) *Atta laevigata* Dodotronic, E) Macho de *Atta sexdens* Unidirecional, F) Femêa de *Atta sexdens* Unidirecional, G) *Pheidole arcifera* Korg, H) *Pheidole bioconstricta* Korg, I) *Pheidole cefálica* Korg campo J) *Pheidole sp 60* Korg, L) *Pheidole sp2* Korg, M) *Solenopsis invicta* Korg.

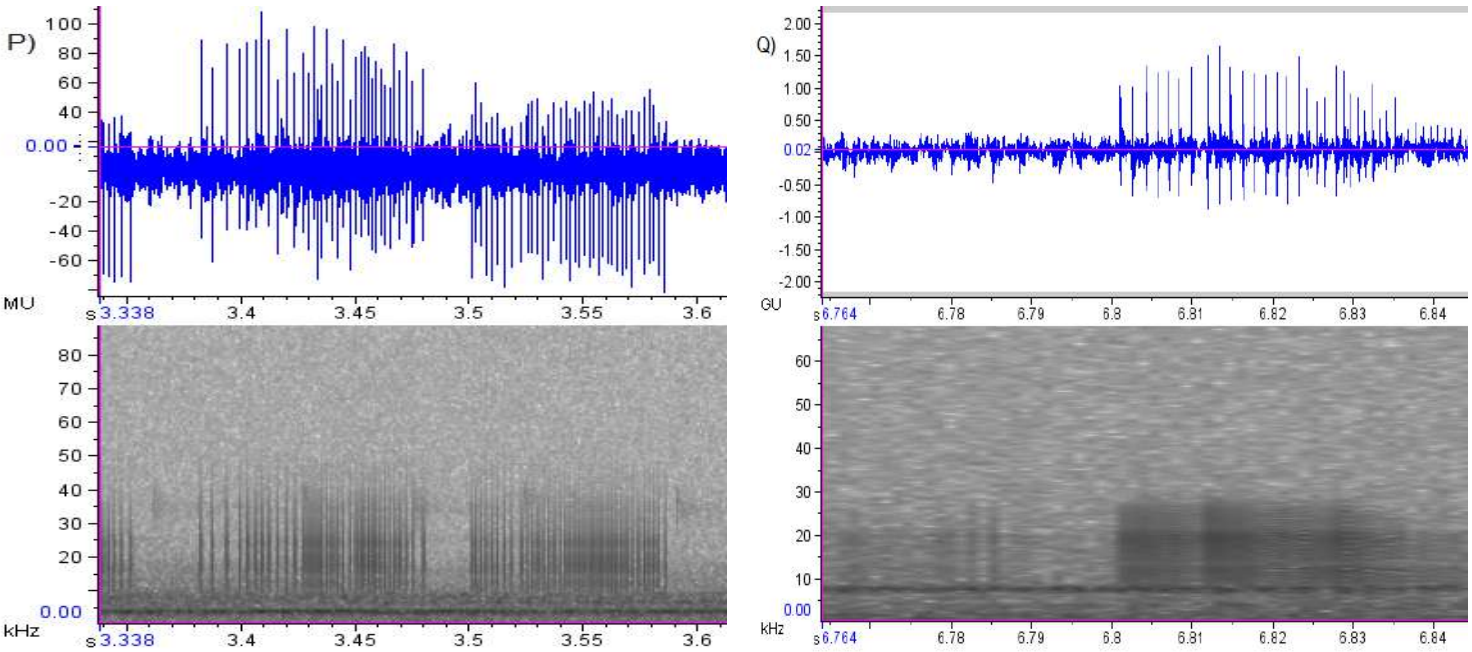



E)
F)
G)
H)
I)
J)
kU
kHz
m:s
ms
s

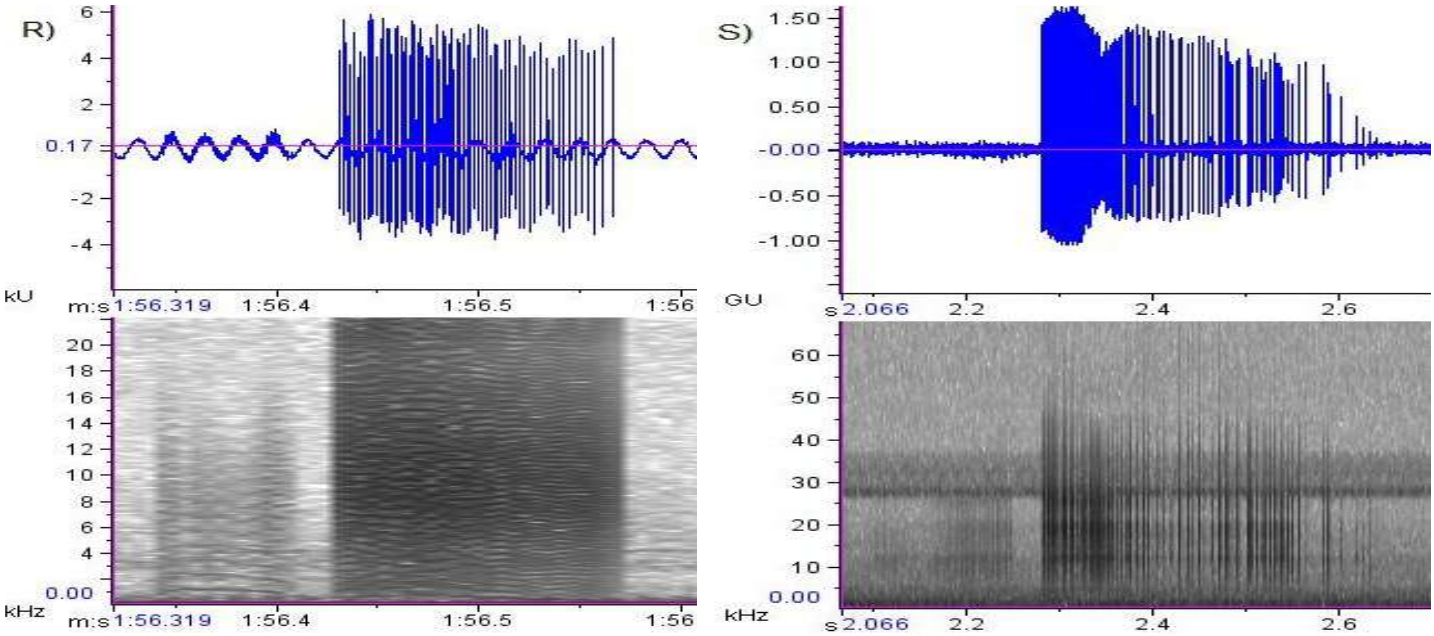


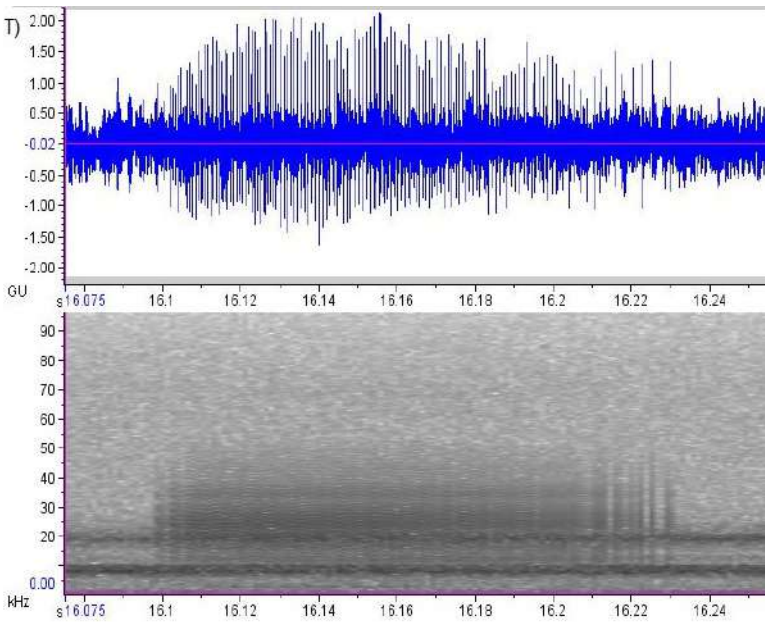
Anexo 2. Oscilograma e espectrograma de espécies de formigas pertencentes a Subfamília: Formicinae e Subfamília: Ectatomminae e respectivos microfones, N) *Camponotus rapax* Korg, O) *Camponotus femoratus* Korg, P) *Ectatomma brunneum* Dodotronic, Q) *Ectatomma tuberculatum* Dodotronic.

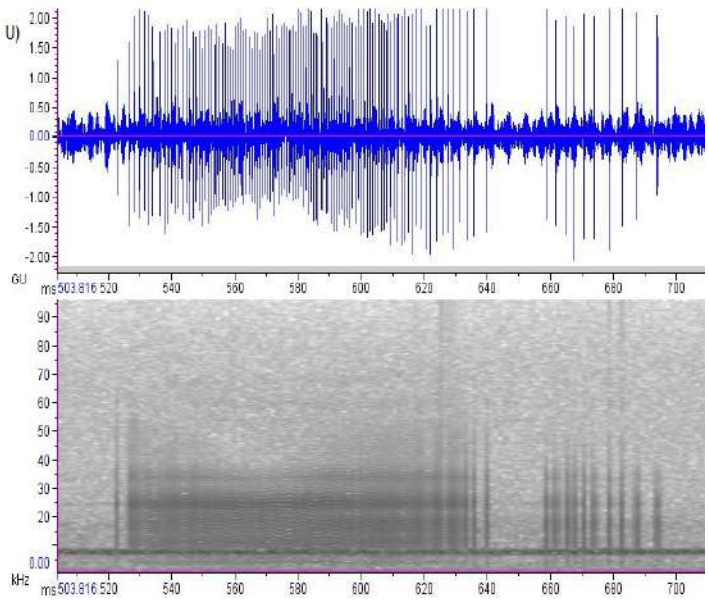


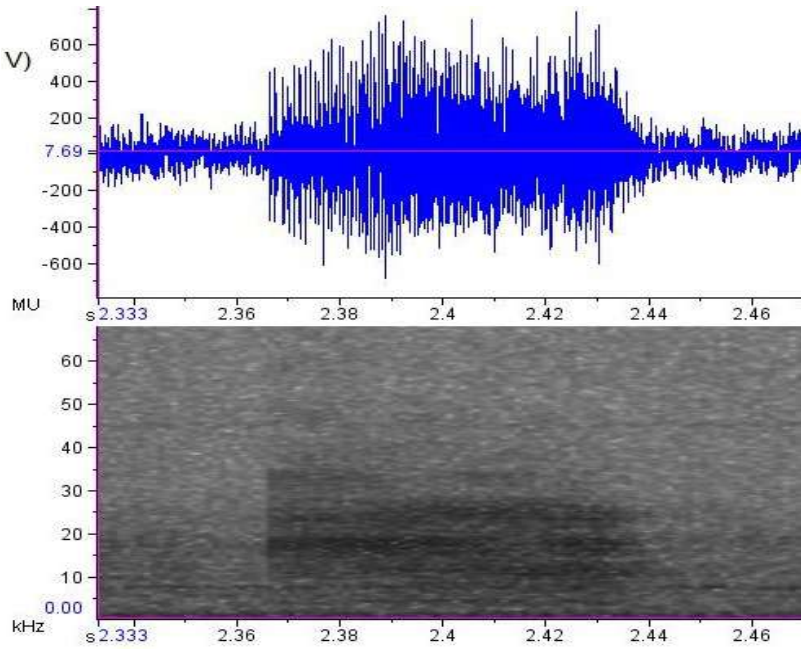


Anexo 3. Oscilograma e espectrograma de espécies de formigas que pertencem a Subfamília: Ponerinae e Subfamília: Paraponerinae e respectivos microfones,R) *Neoponera commutata* Unidirecional, S) *Neoponera commutata* Dodotronic, T) *Odontomachus bauri* Dodotronic, U) *Odontomachus laticeps* Dodotronic, V) *Paraponera clavata* Dodotronic.



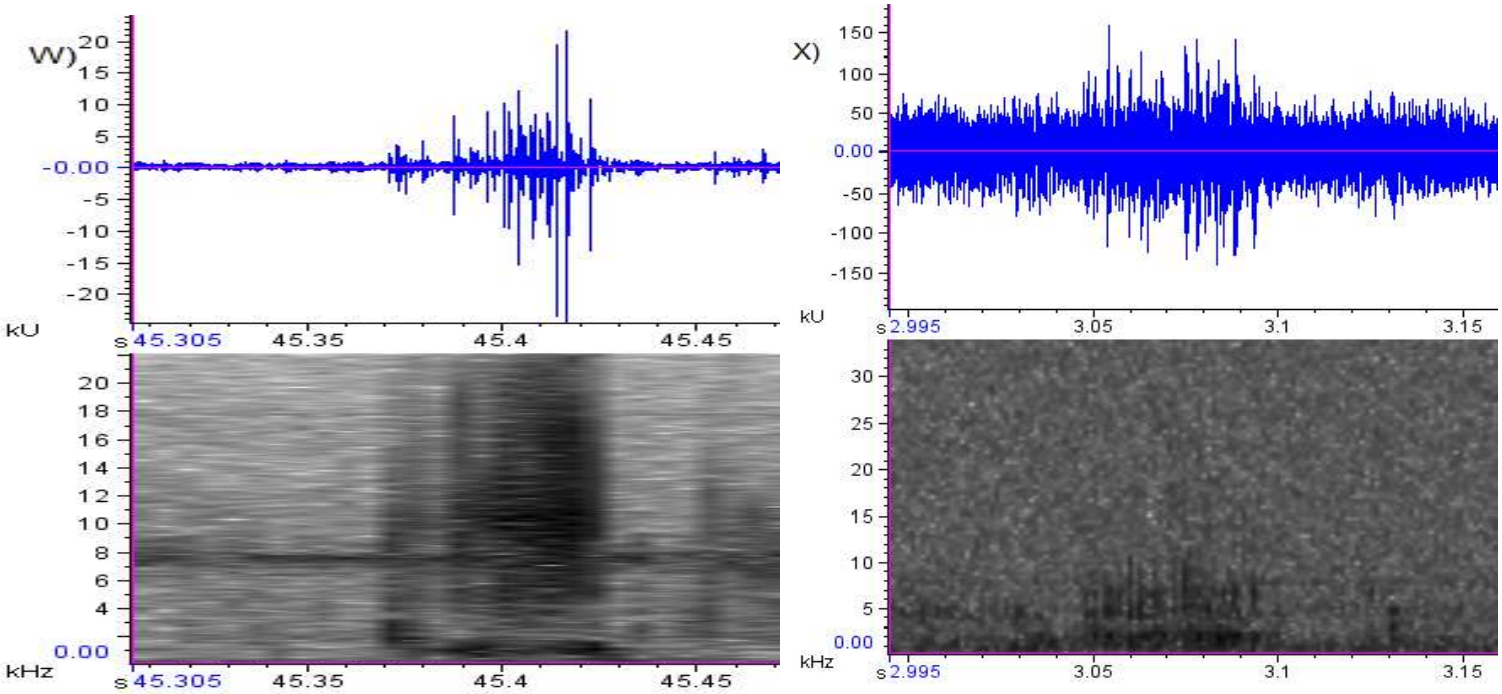

T)
GU
kHz


U)
GU
kHz


V)
MU
kHz

.

Anexo 4. Oscilograma e espectrograma de espécies de formigas que pertencem a Subfamília: Dolichoderinae e Subfamília: Dorylinae e respectivos microfones, W) *Azteca sp* Korg, X) *Labidus predator* Korg



Anexo 5. Imagens de gravações realizadas em campo e em laboratório A) Detecção em campo de sons de formigas, B) Microfone de Piezo clip CM-200 da marca KORG (60kHz), C) Microfones de Piezo da marca Marshmallow (50kHz) acoplado a caixa acústica, D) Armadilha de isca com farinha e atum, E) Microfone unidirecional HT81 da marca YOGA (20kHz), F) Microfone ultrassônico da marca DODOTRONIC (90 kHz) acoplado a um Ipad.