

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOTECNIA

DIVERSIDADE DE HIMENÓPTEROS PARASITÓIDES EM UMA ÁREA DE ARROZ
COM PRODUÇÃO ORGÂNICA E EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, NA
ÁREA DE PROTEÇÃO AMBIENTAL BANHADO GRANDE, VIAMÃO, RS.

Gisele de Souza da Silva
Bióloga/UNILASALLE

Dissertação apresentada com um dos requisitos
à obtenção do Grau de Mestre em Fitotecnia
Ênfase Entomologia

Porto Alegre (RS), Brasil
Março de 2013

GISELE DE SOUZA DA SILVA
Bióloga - UNILASALLE

DISSERTAÇÃO

Submetida como parte dos requisitos
para obtenção do Grau de

MESTRE EM FITOTECNIA

Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia
Faculdade de Agronomia
Universidade Federal do Rio Grande do Sul
Porto Alegre (RS), Brasil

Aprovado em: 05.03.2013
Pela Banca Examinadora


SIMONE MUNDSTUCK JAHNKE
Orientadora - PPG Fitotecnia

Homologado em: 02 SET 2013
Por


GILMAR ARDUINO BETTIO MARODIN
Coordenador do Programa de
Pós-Graduação em Fitotecnia


LÚCIA RODRIGUES REDELLI
PPG Fitotecnia


JOSUÉ SANT'ANA
PPG Fitotecnia


ANA BÊNTRIZ BARROS DE MORAIS
PPG Biodiversidade Animal
UFPM


PEDRO ALBERTO SELBACH
Diretor da Faculdade de
Agronomia

“Nunca nada grandioso no mundo foi feito sem uma grande dose de paixão”.

Friedrich Hegel

AGRADECIMENTOS

Primeiramente quero agradecer a toda a incrível fauna de himenópteros parasitoides que deram suas vidas para que este trabalho se tornasse possível.

Aos meus pais, aos meus irmãos, as minhas cunhadas, minha tia, enfim toda a família que esteve presente comigo durante todo esse período, pelo apoio e carinho sempre compartilhado.

À minha orientadora, Professora Simone Mundstock Jahnke, por ter me recebido de braços abertos, estando sempre disposta a ajudar, pelo carinho e apoio durante todo esse período.

Aos professores do PPG Fitotecnia, pela constante aprendizagem.

A todos do Laboratório BioEcolab, pelo ajuda nos momentos de sufoco e pelas risadas nos momentos de descontração, a Joana, Leti, Mi, Rita, Vivi, Márcia, Luciana, Marla, Paola, Gabi, Janaina, Ricardo, Rosana, Cláudia, Patrícia Gregório, Patrícia Pires, Daiane, Rafael e Diogo.

À Leti, amiga que conheci nessa caminhada e que compartilhamos muitos momentos e muitas risadas que jamais serão esquecidas.

À Joana, amiga que conheci nessa etapa da vida e que sempre me apoiou.

Ao Eduardo, pela constante ajuda nas idas a campo e laboratório.

As minhas amigas que sempre apoiaram essa amiga bióloga louca, Lari, Py, Carla, Ju e Aline.

Ao Professor Dr. Valmir Antonio Costa, Do Instituto Biológico de Campinas, pela identificação dos Eulophidae e tantos outros socorros no decorrer do mestrado.

À Professora Dra. Marta Loiácono, do Museu de La Plata, na Argentina, pela identificação dos Platygastriidae.

À Professora Dra. Angélica Maria Penteado-Dias, da Universidade Federal de São Carlos, pela identificação dos Braconidae.

À Professora Dra. Tânia Mara Guerra, da Universidade Federal do Espírito Santo, pela identificação dos Ichneumonidae.

Ao Dr. Celso Azevedo, da Universidade Federal do Espírito Santo, pela identificação dos Bethylidae.

Ao Dr. Marcelo Tavares da Universidade Federal do Espírito Santo, pela identificação dos Chalcididae.

À Marisa Carvalho Bello, secretária do Pós, por toda atenção e disponibilidade de sempre.

Ao CNPq pela bolsa concedida.

A todos vocês do fundo do meu coração: Obrigado por tudo!

DIVERSIDADE DE HIMENÓPTEROS PARASITOIDES EM UMA ÁREA DE ARROZ COM PRODUÇÃO ORGÂNICA E EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, NA ÁREA DE PROTEÇÃO AMBIENTAL BANHADO GRANDE, VIAMÃO, RS¹

Autora: Gisele De Souza Da Silva
Orientadora: Simone Mundstock Jahnke

RESUMO

A diversificação dos ambientes agrícolas, de modo geral simplificados, possibilita a estabilização das comunidades de organismos associados a este, como por exemplo, os parasitoides que causam efeito direto sobre herbívoros pragas. Este trabalho teve como objetivo identificar, quantificar e comparar a diversidade das assembléias de parasitoides em um sistema cultivado de arroz irrigado com manejo orgânico e em uma Unidade de Conservação. O trabalho foi desenvolvido no Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP) e no Cultivo de Arroz Orgânico (AO), ambos pertencentes à APA Banhado Grande, Viamão, RS. As coletas foram realizadas mensalmente de maio de 2011 a abril de 2012. Para a captura dos himenópteros parasitoides foram colocadas duas armadilhas Malaise e quatro armadilhas Moericke em cada área. A riqueza e a abundância de himenópteros parasitoides foram comparadas entre os tipos de armadilhas utilizados, entre áreas amostrais e diferentes estações do ano. Foram construídas curvas de suficiência amostral e estimadores de riqueza e calculados índices de diversidade. A composição de espécies (diversidade Beta) foi comparada entre as áreas e estações do ano usando análise de agrupamento (UPGMA algorithm, Morisita). Na área AO foram coletados 203 himenópteros parasitoides, sendo identificados 95 morfoespécies, distribuídas em 19 famílias e no RBP foram coletados 430 indivíduos distribuídos em 203 morfoespécies e 20 famílias. Na área do RBP, as famílias mais abundantes foram Platygasteridae, Ichneumonidae e Braconidae com abundância relativa de 30%, 21,40% e 11,40%, respectivamente, e na área do AO, Platygasteridae (26,11%), Braconidae (18,23%) e Encyrtidae (15,27%). A armadilha Malaise capturou um maior número de himenópteros parasitoides, totalizando 58% da captura. Os estimadores de riqueza, *Chao 1*, *Jack 1* e *Bootstrap*, apontaram uma riqueza de 229 a 122 espécies no AO e de 454 a 260 no RBP. A maior diversidade foi na área do RBP ($p = 0,001$). A abundância de parasitoides foi maior na área de arroz na época em que o cultivo encontrava-se disponível no local. As famílias Platygasteridae e Braconidae, importantes inimigos naturais de pragas da agricultura, foram as que tiveram maior número de morfoespécies compartilhadas entre as áreas, indicando que a área de Reserva legal pode estar servindo como repositório natural de himenópteros parasitoides para a área de arroz orgânico.

¹ Dissertação de Mestrado em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil, (86p.) Março, 2013.

**DIVERSITY OF HYMENOPTERA PARASITOIDS IN ORGANIC RICE FIELD
AND IN A CONSERVATION UNIT IN A AREA OF AMBIENTAL PROTECTION
BANHADO GRANDE, VIAMÃO, RS, BRAZIL¹**

Author: Gisele De Souza Da Silva
Advisor: Simone Mundstock Jahnke

ABSTRACT

The diversification of agricultural environments, generally simplified, enables the stabilization of associated organisms communities, for example, parasitoid Hymenoptera which causes direct effect on herbivorous pests. This study aimed to identify, quantify and compare the diversity of parasitoid assemblages on an irrigated rice system under organic management and in a Conservation Unit area. The study was developed in Wildlife Refuge Banhado dos Pachecos (RBP) and in organic rice fields (AO), both belonging to APA Banhado Grande, Viamão, RS. Specimens were collected monthly from May 2011 to April 2012. Two Malaise and four Moericke traps were used in each area. Richness and abundance of parasitoid Hymenoptera were compared between traps, sampling areas and year seasons. Sampling sufficiency curves were constructed and richness estimators and diversity indices calculated. Species composition (Beta diversity) was compared between areas and seasons by using cluster analyses (UPGMA algorithm, Morisita). In the AO area, 203 parasitoids were sampled, corresponding to 95 morphoespecies distributed in 19 families while 430 individuals were collected in the RBP area represented by 203 morphoespecies and 20 families. In the RBP area, Platygasteridae, Ichneumonidae and Braconidae showed the highest abundance (30%, 21% and 11%, respectively), and in the AO area, the more important families were Platygasteridae (26%), Braconidae (18%) and Encyrtidae (15%). Malaise trap captured the largest number of parasitoids, with 58% of the total insect sampled. Richness estimators Chao 1, Jack 1 and Bootstrap, pointed a richness of 229 to 122 species in AO area and of 454 to 260 in RBP area. The highest diversity was observed in the RBP area ($p=0.001$). The abundance of parasitoids was more expressive in the AO area while rice were available in the field. The families Platygasteridae and Braconidae, important natural enemies of agricultural pests, showed a greater number of morphoespecies shared between areas, indicating that the Legal Reserve could be acting as natural supply for parasitoids to the organic rice area.

¹ Master of Science dissertation in Agronomy, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brazil. (86p.) March, 2013.

SUMÁRIO

| | Página |
|--|--------|
| 1. INTRODUÇÃO..... | 1 |
| 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA..... | 4 |
| 2.1 A diversidade nos sistemas naturais e agroecossistemas..... | 4 |
| 2.2 A cultura orizícola..... | 7 |
| 2.3 Insetos associados à cultura do arroz..... | 10 |
| 2.4 Controle de insetos na cultura do arroz..... | 11 |
| 2.5 Ecossistemas do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos | 13 |
| 2.6 Inimigos naturais - parasitoides..... | 14 |
| 3. MATERIAL E MÉTODOS..... | 18 |
| 3.1 Áreas de estudo..... | 18 |
| 3.1.1 Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos..... | 19 |
| 3.1.2 Cultura do Arroz..... | 21 |
| 3.2 Amostragem..... | 22 |
| 3.3 Triagem..... | 25 |
| 3.4 Dados Meteorológicos..... | 26 |
| 3.5 Análise dos dados..... | 26 |
| 5. RESULTADOS E DISCUSSÃO..... | 28 |
| 6. CONCLUSÕES..... | 70 |
| 7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 71 |
| 8. APÊNDICES..... | 85 |

RELAÇÃO DE TABELAS

| | Página |
|---|--------|
| 1. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= nº de indivíduos; S= nº de espécies e FR= frequência relativa)..... | 28 |
| 2. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área de Cultivo de Arroz Orgânico (AO), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= nº de indivíduos; S= nº de espécies e FR= frequência relativa)..... | 35 |
| 3. Riqueza comparada de morfoespécies (S), número de indivíduos (N) e valores dos índices de diversidade de Shannon-Wiener (H'), Complementar de Simpson (1-D), Berger-Parker e Margalef (D_{MG}) para área do Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP) e para cultivo de arroz orgânico (AO) no período de maio/2011 a abril/2012 em Viamão, RS..... | 51 |

RELAÇÃO DE FIGURAS

| | Página |
|---|--------|
| 1. Mapa delimitando, em verde claro, a área da Área de Proteção Ambiental (APA) Banhado Grande, com o Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos em destaque (verde escuro). Fonte: PREFEITURA MUNICIPAL DE GLORINHA, 2012..... | 19 |
| 2. Imagem de satélite de parte da área da Área de Proteção Ambiental (APA) Banhado Grande, no município de Viamão, RS, indicando os pontos de amostragens na área do cultivo de arroz orgânico (A1 e A2) e na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (R1 e R2). Março, 2012..... | 24 |
| 3. Disposição das armadilhas Moericke  e Malaise  em campo..... | 25 |
| 4. Armadilha Malaise no Ponto 2 do Refúgio de Vida Silvestre Banhados dos Pachecos (A) e na área de arroz (B); e Moericke no Ponto 1 do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (C), em Viamão, RS..... | 27 |
| 5. Abundância das famílias de himenópteros parasitoides nas áreas do Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP) e cultivo de Arroz Orgânico (AO) nas diferentes armadilhas utilizadas, de maio/2011 a abril/2012 | 40 |
| 6. Abundância de morfoespécies das famílias de himenópteros parasitoides na área do Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP) e no cultivo de Arroz Orgânico (AO)..... | 42 |
| 7. Curvas de estimativa de riqueza (% da riqueza estimada) de morfoespécies para três estimadores (Chao 1, Jack 1 e Bootstrap, randomizados 500x) e curva do coletor (Sobs) de morfoespécies observadas, no Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos, no período de maio de 2011 a abril de 2012. Viamão, RS..... | 48 |

| | Página |
|---|--------|
| 8. Curvas de estimativa de riqueza (% da riqueza estimada) de morfoespécies para três estimadores (Chao 1, Jack 1 e Bootstrap, randomizados 500x) e curva do coletor (Sobs) de morfoespécies observadas, em cultivo orgânico de arroz irrigado, no período de maio de 2011 a abril de 2012. Viamão, RS..... | 49 |
| 9. Curvas de rarefação da riqueza de himenópteros parasitoides coletados no cultivo orgânico de arroz irrigado (AO) e no Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP) no período de maio/2011 a maio/2012, em Viamão, RS..... | 53 |
| 10. Diagrama de Venn, evidenciando a composição de morfoespécies de himenópteros parasitoides, distribuídas em famílias, exclusivas e compartilhadas, coletadas em cultivo orgânico de arroz irrigado (AO) e em área de preservação, no Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP), no período no período de safra (outubro/2011 a fevereiro/2012) em Viamão, RS..... | 54 |
| 11. Diagrama de Venn, evidenciando a composição de morfoespécies de himenópteros parasitoides, distribuídas em famílias, exclusivas e compartilhadas, coletadas em cultivo orgânico de arroz irrigado (AO) e em área de preservação, no Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP), no período de entressafra (maio/2011 a setembro/2011 e março e abril/2012) em Viamão, RS..... | 55 |
| 12. Flutuação de indivíduos na área de Arroz Orgânico (AO) e no Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP) no período de maio/2011 a abril/2012, Viamão, RS e dados de temperatura média mensal e precipitação..... | 62 |
| 13. Análise de agrupamento UPGMA de similaridade (Índice de Morisita) para indivíduos coletados em arroz orgânico irrigado (AO) e na reserva Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP), no período de maio/2011 a abril/2012, Viamão, RS | 65 |

1 INTRODUÇÃO

O homem faz parte do ecossistema e suas atividades interferem diretamente na dinâmica populacional de todas as espécies. Associadas ao desenvolvimento econômico e social surgiram atividades degradantes ao meio ambiente e que são preocupações constantes em meios científicos e políticos. À medida que habitats biologicamente ricos são destruídos sob pressão do crescimento populacional e das atividades econômicas, os índices de extinção de espécies de plantas e animais acentuam-se. Por outro lado, a necessidade de produção de alimentos para suprir as demandas da população humana, vem aumentando. Assim, a ideia de sustentabilidade tem sido o foco de um número crescente de pesquisas e atividades desenvolvidas, buscando minimizar e compensar os impactos sofridos pelo planeta com as atividades humanas.

As informações geradas a partir de trabalhos de campo, em que são estudados diversos grupos biológicos, têm como ponto central o conhecimento das espécies e de suas relações, auxiliando na elucidação de processos naturais, relacionados a nichos funcionais no ecossistema. É fundamental para a compreensão destes processos que as espécies sejam conhecidas, tanto nos seus aspectos morfológicos, quanto comportamentais e ecológicos. Além disso, para que se amplie a consciência social da necessidade da conservação da biodiversidade, é importante que se apresentem medidas que indiquem diretamente o valor da preservação desta.

As práticas relacionadas aos conceitos de agricultura sustentável e da biologia da conservação, visam manter a produtividade dos ecossistemas, preservando a biodiversidade e limitando as práticas ambientalmente destrutivas. Estes conceitos partem do princípio de que os ecossistemas agrícolas e os naturais são geridos por processos ecológicos semelhantes e que os mesmos fatores determinam sua sustentabilidade.

Entretanto, os sistemas agrícolas, de modo geral, são simplificados, constituindo-se de grandes extensões de monoculturas com reduzida diversidade biológica.

A diversificação dos ambientes agrícolas possibilita um aumento das comunidades de organismos associados a este através da implementação de arquiteturas vegetais que suportem populações de inimigos naturais ou que causem efeito direto sobre herbívoros pragas. Em algumas culturas, entretanto, isso não se torna viável, como é o caso do arroz irrigado que exige uma área inundável que possa ser, em algumas ocasiões, drenada, dificultando a associação com outras espécies vegetais, além de outras constantes intervenções de manejo. Sistemas agrícolas deste tipo têm evoluído para habitats que são muito mais simples em estrutura e mais pobres em espécies que os outros. Assim, a implantação ou conservação de uma vegetação diversificada no entorno, ou próxima da cultura, torna-se uma alternativa para a manutenção da diversidade desses agroecossistemas.

A obrigatoriedade da reserva legal é uma medida legislativa que busca a manutenção de áreas de vegetações nativas preservadas dentro de propriedades rurais buscando o resgate de processos ecológicos e a conservação da biodiversidade do local, ou, ao menos, tentando minimizar as perdas. Esta medida, entretanto, ainda enfrenta muita resistência por parte dos produtores que a veem como uma perda de área agricultável, enquanto na verdade ela está promovendo uma diversidade de nichos ecológicos que levará benefícios tanto para o ecossistema natural quanto para o agroecossistema em questão.

Estudos sobre comunidades de insetos, como levantamentos de diversidade taxonômica e funcional e a relação com a paisagem agrícola, possibilitam o entendimento dos papéis destes organismos no agroecossistema. A partir disso, pode-se trabalhar na manutenção de áreas para implementar a diversidade como reservatório de inimigos naturais que possam atuar no controle biológico de pragas existentes nas culturas visto que são um meio para se construir alternativas sustentáveis nos agroecossistemas.

Levando-se em conta que a maioria dos organismos considerados pragas na cultura do arroz tem registro de ocorrência de parasitismo, o controle biológico destes, através do uso de himenópteros parasitoides torna-se uma importante ferramenta. O estudo da taxonomia, diversidade e ecologia populacional desses organismos proporcionará subsídios para um maior conhecimento desse grupo e para sua utilização eficaz no controle das pragas da cultura do arroz. Além disso, o conhecimento da diversidade dos parasitoides no ambiente agrícola é base para o entendimento das relações parasitoide-hospedeiro e o estudo de sua aplicação na agricultura.

Este trabalho teve como objetivos identificar, quantificar e comparar a diversidade das assembléias de parasitoides, discriminando a eficiência de dois tipos de armadilhas; averiguar a variação temporal e o compartilhamento entre as espécies em um sistema cultivado de arroz irrigado com manejo orgânico e em uma Unidade de Conservação, ambas localizadas em uma Área de Proteção Ambiental.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 A diversidade nos sistemas naturais e agroecossistemas

A diversidade de espécies representa o alcance das suas adaptações ecológicas e evolutivas em determinados ambientes (Primack & Rodrigues, 2001). Segundo os mesmos autores, no nível de comunidade, a diversidade traduz a resposta coletiva das espécies a diferentes condições do meio.

Um ecossistema é um sistema funcional de relações entre organismos vivos e seu ambiente, delimitado por fronteiras nas quais estes conseguem manter um equilíbrio dinâmico e estável (Gliessman, 2001). Os mesmos, geralmente, seguem o princípio de que uma maior diversidade permite resistência à perturbação e à interferência (Magurran, 1988). Com isso, quanto mais diversos estes ambientes maior a capacidade de recuperação frente a alguma perturbação e de restauração do equilíbrio em seus processos de ciclagem de materiais e fluxo de energia (Magurran, 1988).

Um agroecossistema, por sua vez, é um local de produção agrícola compreendido como um ecossistema (Gliessman, 2001). A baixa diversidade dos sistemas agrícolas convencionais como monoculturas com uso intensivo de fertilizantes sintéticos e agrotóxicos, os torna biologicamente instáveis, sendo o que fundamenta ecologicamente o surgimento de pragas e agentes de doenças, em nível de danos econômicos (USDA, 1984; Montecinos, 1996; Pérez & Pozo, 1996).

Através de práticas agrícolas alternativas orientadas pelo conhecimento dos processos ecológicos que ocorrem em agroecossistemas, pode-se promover a sustentabilidade do sistema alimentar (Altieri *et al.*, 2003; Altieri, 2012; Gliessman, 2001). Em sistemas orgânicos, por exemplo, as práticas dos convencionais são substituídas por rotação de culturas, diversificação de vegetação, uso de bordaduras e consórcios, entre outras práticas (Altieri, 2012).

A concepção de agroecossistemas sustentáveis objetiva alcançar características semelhantes às de ecossistemas naturais, através da manutenção do fluxo de energia e da diversificação dos habitats, assegurando a presença de inimigos naturais e outros organismos benéficos ao sistema, agindo assim sobre a regulação de populações de pragas e garantindo a produtividade com menores impactos ao ambiente (Gliessman, 2001).

A diversidade significa a variabilidade entre organismos vivos de todas as fontes e os complexos ecológicos de que fazem parte (Heywood, 1995; Magurran, 2011). A necessidade de estimar a diversidade está vinculada à importância do seu conhecimento para os sistemas, sejam eles naturais ou implantados. Nos primeiros, esta estimativa tem como maior aplicação a conservação e monitoramento do meio. Em ambos os casos, a diversidade é utilizada como sinônimo de qualidade ambiental, por refletir efeitos adversos como poluição e desequilíbrio nas comunidades. Os métodos baseados na estrutura podem ser distinguidos entre aqueles que medem dominância e os que medem equitabilidade da comunidade (Moreno, 2001). Portanto, para obterem-se parâmetros completos da diversidade em um dado habitat, é necessário quantificar o número de espécies e sua representatividade (Moreno, 2001).

Nenhum outro aspecto dos sistemas agrícolas proporciona tantos serviços ecológicos fundamentais para assegurar a proteção das plantas contra insetos praga quanto a diversidade de vegetação (Altieri & Letourneau, 1982; Altieri *et al.*, 2003). As tentativas

de implementação de métodos de manejo de pragas em agroecossistemas com base em princípios ecológicos, buscando aumentar a diversidade, tem que levar em consideração a incorporação de espécies vegetais com múltiplas funções, como por exemplo, a manutenção de recursos vitais para populações de inimigos naturais e a criação de barreiras físicas e químicas que dificultem a localização da planta hospedeira pelos insetos pragas (Altieri *et al.*, 2003). O conhecimento da biodiversidade em sistemas agrícolas, portanto, facilita a adoção de práticas sustentáveis e ainda auxilia na avaliação do potencial das espécies de tornarem-se pragas ou agirem como inimigos naturais, prevendo o impacto que estas podem causar no meio ambiente (Barbosa *et al.*, 2003). Além disso, o conhecimento da estrutura da fauna influencia na conservação e implementação de um controle biológico adequado, o que permite que apenas um limitado número de espécies torne-se dominante (Barbosa *et al.*, 2003).

Neste sentido, a preservação de áreas de mata nativa próximas aos agroecossistemas ajuda a aumentar e a manter a biodiversidade, o que acaba favorecendo os processos ecológicos do local. O Governo Federal Brasileiro instituiu a obrigatoriedade de preservação de mata nativa em áreas de propriedade rural através do Código Florestal Brasileiro de 12.651/12 e com alterações feitas pela Lei 12.727/12 no qual designa à Reserva Legal a função de assegurar o uso econômico de modo sustentável dos recursos naturais do imóvel rural, auxiliar a conservação e a reabilitação dos processos ecológicos e promover a conservação da biodiversidade, bem como o abrigo e a proteção de fauna silvestre e da flora nativa (BRASIL, 2012). O Artigo 12 do Código Florestal diz que todo imóvel rural deve manter área com cobertura de vegetação nativa, a título de Reserva Legal, sem prejuízo da aplicação das normas sobre as Áreas de Preservação Permanente, observados percentuais mínimos de acordo com sua localização. Para as propriedades situadas na Amazônia Legal, tais percentuais são de 80%, quando se tratar de área de

floresta, 35% para imóveis que se encontram no cerrado e de 20% para áreas localizadas em campos gerais. Para o restante do país, a parcela do imóvel que se deve manter preservada com vegetação nativa é de 20% (BRASIL, 2012).

2.2 A Cultura orizícola

O arroz (*Oryza sativa* L.) é uma gramínea anual originária da Ásia e sua domesticação ocorreu há cerca de 10 mil anos (Khush, 1997; Bambaradeniya & Amarasinghe, 2003). Ao Brasil, foi trazido pelos colonizadores portugueses, tendo os espanhóis o introduzido na América Central e em partes da América do Sul (Pereira *et al.*, 1999). No Rio Grande do Sul, acredita-se que, em meados do século XVIII, os açorianos já cultivavam o arroz na região dos Sete Povos das Missões (Pereira *et al.*, 1999, Zilli & Barcellos, 2006).

O arroz é um dos alimentos mais importantes para a nutrição humana, sendo a base alimentar para cerca de 2,4 bilhões de pessoas no mundo e, segundo estimativas, até 2050, a demanda deverá dobrar (EMBRAPA CLIMA TEMPERADO, 2005). É o segundo cereal mais cultivado no mundo, ocupando área aproximada de 158 milhões de hectares. Segundo informações da EMBRAPA CLIMA TEMPERADO (2005), a produção de cerca de 662 milhões de toneladas de grãos em casca corresponde a 29% do total de grãos usados na alimentação. O consumo médio mundial de arroz é de 60 kg/pessoa/ano. Os países asiáticos, onde são produzidos 90% desse cereal, são os que apresentam as médias mais elevadas, situadas entre 100 e 150 kg/pessoa/ano. Na América Latina, são consumidos, em média, 30 kg/pessoa/ano, destacando-se o Brasil como grande consumidor (45 kg/pessoa/ano) (SOSBAI, 2010).

O arroz é a cultura com maior potencial de aumento de produção e é um dos alimentos com melhor balanceamento nutricional, fornecendo 20% da energia e 15% da

proteína per capita necessária ao homem (EMBRAPA CLIMA TEMPERADO, 2005). É uma cultura extremamente versátil, que se adapta a diferentes condições edáficas e climáticas (EMBRAPA CLIMA TEMPERADO, 2005). Em decorrência, desempenha papel estratégico na solução de questões de segurança alimentar.

O Brasil, com uma produção anual entre 11 e 12 milhões de toneladas de arroz nas últimas safras (CONAB, 2012), participa com cerca de 82% da produção do Mercosul, seguido pelo Uruguai, Argentina e, por último, o Paraguai, com menos de 1% do total. O desempenho da lavoura de arroz irrigado no sul do Brasil é similar ao obtido em países tradicionais no cultivo desse cereal, mas abaixo do obtido nos EUA, na Austrália e no Japão (EMBRAPA CLIMA TEMPERADO, 2005).

O Rio Grande do Sul se destaca, sendo responsável por cerca de 65% do total produzido no Brasil (CONAB, 2012) com uma produção de quase 8 milhões de toneladas em 2011 e um rendimento médio de 7.000 Kg/ha (CONAB, 2012).

Quanto ao aspecto social, a importância do arroz é representada pela possibilidade de ser cultivado tanto em pequenas como em médias e grandes áreas. Esta flexibilidade da cultura permite que a agricultura familiar e a empresarial se desenvolvam e utilizem o arroz como alternativa para geração de renda e de empregos (SOSBAI, 2010). No Rio Grande do Sul (RS), existem 378.546 estabelecimentos de agricultura familiar que ocupam uma área de 6.171.622 hectares (CENSO AGROPECUÁRIO, 2006). Destes, 354.677 estabelecimentos produzem 3.199 kg de arroz (base casca) em uma área colhida de 1.167 ha (CENSO AGROPECUÁRIO, 2006).

A necessidade do aumento da produção agrícola, especialmente do arroz já referida anteriormente, deve ocorrer sem que haja uma expansão expressiva na área cultivada (Roger *et al.*,1991). As práticas relacionadas ao conceito de sustentabilidade, portanto, passam a ser essenciais para o suprimento deste crescimento (Hibino, 1996).

As áreas cultivadas de arroz são circundadas por habitats aquáticos e terrestres, compreendendo um mosaico de ambientes em transformação. Estes abrigam grande diversidade biológica, mantida pela rápida colonização assim como pela rápida reprodução e crescimento dos organismos (Fritz, 2009). A fauna associada a estes sistemas compreende vertebrados e invertebrados que habitam a vegetação, a água e o solo dos campos orizícolas (Hook, 1994). No entanto, determinadas práticas agrícolas de transformação de ecossistemas agrários primordiais em sistemas de monoculturas são os principais fatores para a perda da biodiversidade e a degradação ambiental (Bambaradeniya & Amerasinghe, 2003). A compreensão de como as práticas de manejo agrícola interferem negativamente na biodiversidade dos ecossistemas agrícolas, neste caso, da cultura do arroz, permitirá aos produtores a incorporação de estratégias de conservação das espécies e restauração de áreas degradadas (Fritz *et al.*, 2008).

Na busca de práticas agrícolas com menos impactos ambientais, surgem alternativas orientadas pelo conhecimento dos processos ecológicos que ocorrem em agroecossistemas (Gliessman, 2001). No Brasil, a Lei 10.831/2003 e o Decreto 6.323/2007 (BRASIL, 2003; BRASIL, 2007) deram início à regulamentação da agricultura orgânica. Nesses instrumentos, o termo institucionalizado foi o “orgânico”, que engloba todos os outros: biodinâmico, natural, biológico, agroecológico e permacultura.

A produção de arroz agroecológico em assentamentos rurais no RS é uma realidade que assegura renda para os agricultores familiares. Programas do Ministério do Desenvolvimento Agrário (BRASIL, 2009) como o da Alimentação Escolar, que visam à compra de produtos da agricultura familiar e do empreendedor familiar rural ou de suas organizações, priorizando os assentamentos de reforma agrária, as comunidades tradicionais indígenas e comunidades quilombolas (de acordo com o Artigo 14), tornam-se atrativos para produtores de arroz orgânico, visto que, além de garantirem a segurança

alimentar, social e ambiental, impulsionam o desenvolvimento sustentável (EMBRAPA CLIMA TEMPERADO, 2011).

2.3 Insetos associados à cultura do arroz

Algumas espécies de insetos e outros fitófagos que ocorrem na cultura do arroz irrigado podem atingir níveis populacionais de dano econômico e causar perdas de produtividade da ordem de 10 a 35 % (Martins *et al.*, 2009).

Embora haja registros de muitas espécies de insetos danificando o arroz, a maioria destes pode apresentar outras funções no agroecossistema orizícola. Settle *et al.* (1996) em levantamento realizado em cultura de arroz irrigado na Indonésia, por exemplo, registraram a maioria dos indivíduos como inimigos naturais, sendo 40% predadores, 24% parasitoides, 19% detritívoros e somente 17% fitófagos. Mesmo assim, nem todos os herbívoros podem ser inseridos na categoria de pragas agrícolas, uma vez que este conceito está relacionado ao dano econômico conexo à densidade populacional da espécie (Norris *et al.*, 2003).

De maneira geral, a planta de arroz pode ser atacada em diferentes partes por diversos grupos de fitófagos (EMBRAPA CLIMA TEMPERADO, 2005). As sementes, plântulas e raízes são atacadas, principalmente, por larvas e adultos de coleópteros, por pássaros e moluscos (SOSBAI, 2010). Os colmos e folhas são alvos de insetos mastigadores, sugadores e raspadores, sendo os dois primeiros grupos os mais importantes e os grãos, por sua vez, sofrem ataques de um conjunto de insetos sugadores que afetam diretamente a quantidade e a qualidade do arroz (SOSBAI, 2010).

As pragas da orizicultura podem ser divididas em primárias e secundárias, causando danos diretos ou indiretos (Domiciano, 2001). Entre as pragas consideradas primárias estão os lepidópteros da família Noctuidae, como as lagartas-dos-milharais e capinzais

(*Pseudaletia sequax* Franclemont, 1951 e *Pseudaletia adultera* Schaus, 1894), a lagarta-militar (*Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797)), coleópteros Curculionidae, como a bicheira-da-raiz-do-arroz (*Oryzophagus oryzae* (Costa Lima, 1936)), e, os hemípteros Pentatomidae, o percevejo-do-colmo (*Tibraca limbativentris* Stål, 1860) e o percevejo-do-grão-do-arroz (*Oebalus poecilus* (Dallas, 1851)). As pragas de importância secundária são os coleópteros pulga-do-arroz (*Chaetocnema* sp., Chrysomelidae), e o cascudo-preto (*Euetheola humilis* Burmeister, 1847, Scarabaeidae), os hemípteros pulgão-da-raiz (*Rhopalosiphum rufiabdominalis* (Sasaki, 1899), Aphididae) e o percevejo-do-capim (*Collaria scenica* (Stål, 1859), Miridae), os lepidópteros broca-da-cana (*Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794), Pyralidae), lagarta-boiadeira (*Nymphula indomitalis* Berg, 1876, Pyralidae) e o coleóptero broca-do-colo (*Ochetina uniformis* (Pascoe, 1881), Curculionidae) (Gomes & Junior, 2004).

2.4 Controle de insetos na cultura do arroz

Atualmente o controle de insetos é feito, predominantemente, por meio de inseticidas químicos, porém também podem ser utilizados métodos culturais, mecânicos, físicos e biológicos (Silva-Filho & Falco, 2000). A integração desses métodos, além de conservar o agroecossistema, torna mais racional o uso de defensivos, através do programa de Manejo Integrado de Pragas (MIP) (EMBRAPA CLIMA TEMPERADO, 2005). O MIP consiste no controle de pragas baseado em requisitos econômicos, ecológicos e toxicológicos que adota como princípios o uso das interações ecológicas que limitam as populações de pragas, respeitando os limiares de tolerância das plantas ao ataque de artrópodos fitófagos, onde a aplicação de agroquímicos é feita apenas de caráter emergencial e de forma menos prejudicial possível aos inimigos naturais das pragas e ao meio ambiente em geral (Sterling 1984; Gravena, 1990; Gravena, 1992).

As recomendações técnicas para o controle de insetos e outros fitófagos na cultura do arroz irrigado no Rio Grande do Sul preconizam o emprego de medidas integradas de manejo que reduzam os danos causados à cultura (SOSBAI, 2010).

Em sistemas orgânicos, a restrição ao uso de inseticidas é ainda maior que no MIP. A Agricultura orgânica prevê um sistema de manejo sustentável da unidade de produção com enfoque sistêmico que privilegia a preservação ambiental, a agrobiodiversidade, os ciclos biogeoquímicos e a qualidade de vida humana (EMBRAPA AGROBIOLOGIA, 2006).

As interações biológicas incorporadas no planejamento e manejo dos agroecossistemas podem ter efeitos diretos ou indiretos sobre o controle biológico de pragas em determinadas culturas (Altieri & Lourtenau, 1982; Altieri *et al.* 2003). Para um manejo adequado é necessário a compreensão das relações entre plantas, herbívoros e inimigos naturais (Altieri *et al.* 2003). O controle biológico natural atua simultaneamente com outros fatores do meio e contribui decisivamente para diminuir a importância dos fitófagos do arroz, devendo os inimigos naturais ser preservados pela utilização adequada das práticas de manejo (Fritz *et al.* 2008). Existem medidas para que a ocorrência de inimigos naturais possa ser elevada nos agroecossistemas, seja pela adoção de sistemas conservacionistas de manejo do solo, através de consórcios de culturas ou de manutenção de reservatórios naturais, sendo essas práticas consideradas importantes por aumentarem a diversidade desses insetos (Stimer & House, 1990). No sistema orizícola, mais de uma centena de espécies de parasitoides, predadores e entomopatógenos são registrados atacando pragas (IRRI, 2009). Assim, o manejo da diversidade e da densidade de inimigos naturais endógenos tem grande importância. A preservação e a manutenção dos inimigos naturais, através do controle biológico conservativo, são imprescindíveis para estabelecer o equilíbrio biológico e para reduzir os custos de produção (Bueno, 2005).

2.5 Ecossistemas do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos

Os ecossistemas do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos estão relacionados ao bioma Pampa com matas de restinga, vegetação campestre e remanescente de mata paludosa que se associam à paisagem dos banhados, formando um mosaico (SEMA, 2011). Nos ambientes de banhados, encontram-se importantes nascentes do rio Gravataí e áreas de fundamental importância para o abrigo da fauna residente e migratória (SEMA, 2011). A área abriga uma fauna bastante diversificada e nela são encontradas diversas espécies raras ou ameaçadas de extinção em escala regional ou mundial (Accordi, 2003). Diversas aves de interesse especial para conservação ocorrem na Unidade de Conservação e é onde ainda permanecem os últimos indivíduos do cervo-do-pantanal, *Blastocerus dichotomus* (Illiger, 1815), sobreviventes de todo o Estado do Rio Grande do Sul (SEMA, 2011).

Os banhados, especificamente, são áreas alagadas e vegetadas permanente ou temporariamente (Burger, 2000). Apresentam inter-relação com ambientes próximos por meio de processos ecológicos, como migração de fauna, dispersão de vegetais e de trocas de sedimentos, transportados pelo vento e fluxos hídricos, tanto na superfície quanto no subsolo (Carvalho & Ozório, 2007).

As matas paludosas estão entre os ecossistemas mais ameaçados do Brasil e são consideradas naturalmente fragmentadas pela ocorrência restrita a solos hidromórficos (Teixeira & Assis, 2005). Apresentam peculiaridades florísticas e estruturais, diferenciando-se de outras formações que também estão presentes no entorno de cursos d'água, mas fora da condição de solo encharcado por longos períodos, como as florestas ripárias e estacionais semidecíduas (Torres *et al.*, 1994, Toniato *et al.*, 1998).

A denominação restinga, embora amplamente utilizada, não apresenta uma uniformidade no sentido geológico, sendo normalmente usada para denominar qualquer depósito arenoso litorâneo brasileiro (Falkenberg, 1999). Em um contexto ecológico, as restingas englobam todas as comunidades vegetais e animais do litoral arenoso e seus ambientes físicos (Waechter, 1985).

2.6 Inimigos naturais - parasitoides

Os inimigos naturais das pragas desempenham um papel fundamental no manejo das culturas. Estes incluem predadores, parasitoides e microrganismos patogênicos capazes de reduzir a densidade populacional das pragas e, conseqüentemente, o dano das mesmas (Heinrichs & Barrion 2004).

Os parasitoides são insetos cujas larvas alimentam-se de outros artrópodes, geralmente insetos, levando à morte do hospedeiro (Godfray, 1994). Segundo o mesmo autor, os parasitoides são intermediários entre predadores e parasitas. Apresentam características de predadores, pois sempre matam o hospedeiro que atacam e de parasitas, porque necessitam de apenas um hospedeiro para se desenvolverem. Embora o termo “parasitoide” tenha sido introduzido por Reuter em 1913, somente nos últimos 20 anos é que se tornou universalmente aceito. Antes disso, os parasitoides eram referidos como parasitas de insetos (Godfray, 1994).

Os adultos são de vida livre, mas ovipositam próximo ou sobre outros insetos, em aranhas ou isópodes com a larva se desenvolvendo no interior ou na superfície do hospedeiro (Jervis & Kidd, 1991). No início do seu desenvolvimento, a larva causa um dano pouco aparente ao hospedeiro, mas acaba consumindo-o quase totalmente e, portanto, matando-o (Godfray, 1994). Quando está totalmente desenvolvido, o parasitoide emerge onde aparentemente deveria emergir seu hospedeiro. Geralmente apenas um parasitoide se

desenvolve em cada hospedeiro, mas, muitas vezes, vários indivíduos podem compartilhar o mesmo (Begon *et al.*, 2007). Estima-se que esses organismos representem 10% ou mais das espécies do mundo (Godfray, 1994). Isso não é surpreendente, pois existe um grande número de insetos, a maioria deles é atacada por, pelo menos, uma espécie de parasitoide e este, por sua vez, pode ser atacado por outros (Begon *et al.*, 2007).

Os parasitoides constituem um dos grupos de agentes de controle biológico mais importantes no controle de populações de pragas de sistemas agrícolas, tanto pela ocorrência natural das espécies no ambiente, quanto pela sua utilização em programas de controle biológico (Onody, 2009). Sua diversidade associada a diferentes sistemas de cultivos é determinada por fatores ambientais, biológicos e de manejo (Chay-Hernandez *et al.*, 2006). Em grandes monoculturas a diversidade de parasitoides pode ser suprimida por pesticidas, simplificação de vegetação e outros distúrbios ambientais (Altieri, 2002). Em agroecossistemas menos perturbados, a diversidade mostra-se relacionada à diversidade de cultivos, plantas invasoras, cobertura do solo e vegetação nativa próxima aos cultivos (Onody, 2009). A ocorrência natural dos parasitoides nos agroecossistemas é um fator de grande importância para a redução da infestação de pragas, portanto o conhecimento desta fauna e a conservação do meio ambiente tornam-se imprescindíveis para o sucesso de sua conservação nos locais em que ocorre (Onody, 2009).

As ordens Hymenoptera e Diptera são as que apresentam maior representatividade dentre os grupos de parasitoides (Gullan & Cranston, 2008). Em relação aos himenópteros parasitoides, vários são os trabalhos que afirmam a importância destes como reguladores naturais das populações de vários hospedeiros, o que os tornam essenciais para a manutenção do equilíbrio ecológico (Borror & DeLong, 1988; Lasalle & Gauld, 1993; Grissell, 1999; Marchiori *et al.*, 2001). Esses organismos são abundantes na natureza e ocupam os mais diversos tipos de ambientes disponíveis (Gallo *et al.*, 2002). Estima-se que

existam pelo menos 250.000 espécies de himenópteros descritas no mundo (Hanson & Gauld, 1995; Gullan & Cranston, 2008), sendo considerada a segunda ordem com maior número de espécies e uma das ordens que possui a maior possibilidade de ainda existirem muitas espécies a serem descritas (Gullan & Cranston, 2008).

No MIP, os parasitoides de ovos são considerados, em vários países, como os principais inimigos naturais dos percevejos da família Pentatomidae (Pacheco & Corrêa-Ferreira, 2000). Além disso, existem várias espécies de himenópteros parasitoides importantes no controle de ovos e lagartas de Lepidoptera (Gravena, 1983; Gondim *et al.*, 2011; Sujji *et al.*, 2007).

Vários são os estudos relacionando parasitoides a diferentes pragas da cultura do arroz. Em um trabalho realizado no Maranhão, foi registrado um parasitismo de 23,4% em ovos de *T. limbiventris*. Os parasitoides encontrados foram *Telenomus podisi* (Ashmead), *Trissolcus urichi* (Crawford) (Hymenoptera: Platygasteridae) e *Oencyrtus submetallicus* (Howard) (Hymenoptera: Encyrtidae) (Maciel *et al.*, 2007). Em lavouras arroteiras em Santa Catarina, as mesmas espécies de parasitoides foram encontradas em ovos de *T. limbiventris*, apresentando, entretanto, um índice superior a 70% (Riffel, 2007).

São relacionadas também 17 espécies de himenópteros parasitoides pertencentes às famílias Braconidae, Cynipidae, Eulophidae, Ichneumonidae, Sphecidae, Trichogrammatidae, parasitando *S. frugiperda* na cultura do arroz (EMBRAPA ARROZ E FEIJÃO, 2004). Para *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller, 1848) (Lepidoptera: Pyralidae), são citadas espécies de parasitoides de lagartas das famílias: Scelionidae, Braconidae, Ichneumonidae, Chalcididae, Eulophidae e Perilampidae (EMBRAPA ARROZ E FEIJÃO, 2004). A broca-do-colmo *D. saccharalis* possui como destaque no que se refere aos inimigos naturais, os himenópteros parasitoides de ovos, *Telenomus* spp. e *Trichogramma* spp., sendo deste último identificada uma espécie causadora de elevado

nível de parasitismo em arrozais do Mato Grosso. Há, ainda, o parasitoide de lagartas, *Cotesia flavipes* Cameron, 1891 (= *Apanteles flavipes*, Szepilgeti, 1904) (Braconidae) (EMBRAPA ARROZ E FEIJÃO, 2004). No que tange ao gorgulho-aquático *O. oryzae*, entretanto, não há referência de parasitoides. Os percevejos-das-panículas *O. poecilus* e *Oebalus ypsilongriseus* (De Geer, 1773) (Heteroptera: Pentatomidae) possuem como parasitoides de ovos, *Microphanurus mormidae* Lima, 1935 e *Telenomus mormidea* Lima, 1935 (Hymenoptera: Scelionidae) (EMBRAPA ARROZ E FEIJÃO, 2004). Fritz *et al.* (2008) realizaram um levantamento bibliográfico a respeito de registros de ocorrência de insetos pragas e inimigos naturais em agrossistemas orizícolas irrigados no Brasil. Entretanto, embora existam estes registros, poucos são os trabalhos que avaliam as populações de inimigos naturais ou realizam análises de diversidade destes.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Áreas de estudo

O trabalho foi desenvolvido na unidade de conservação de uso sustentável Área de Proteção Ambiental (APA) do Banhado Grande, criada em 1998, por Decreto Estadual Nº 38.971 de 23 de outubro, situada nos municípios de Glorinha, Gravataí, Santo Antônio da Patrulha e Viamão. A APA possui 133.000 hectares e nela insere-se o conjunto de banhados formadores do Rio Gravataí: Banhado do Chico Lomã (Santo Antônio da Patrulha), Banhado dos Pachecos (Viamão) e Banhado Grande (Gravataí e Glorinha), no qual estão inseridas as áreas amostradas neste trabalho (Figura 1) (PREFEITURA MUNICIPAL DE GLORINHA, 2012).

A APA do Banhado Grande abrange parte dos Biomas Pampa e Mata Atlântica e ocupa 2/3 da bacia hidrográfica do rio Gravataí. A vegetação original é, predominantemente, de banhados e matas de restinga, sobre o solo arenosos da Coxilha das Lombas, que é uma região de paleodunas remanescente das transgressões e regressões marinhas (SEMA, 2011). Esta APA, atualmente, possui áreas urbanas e de culturas agropecuárias, predominando o cultivo de arroz (SEMA, 2011).

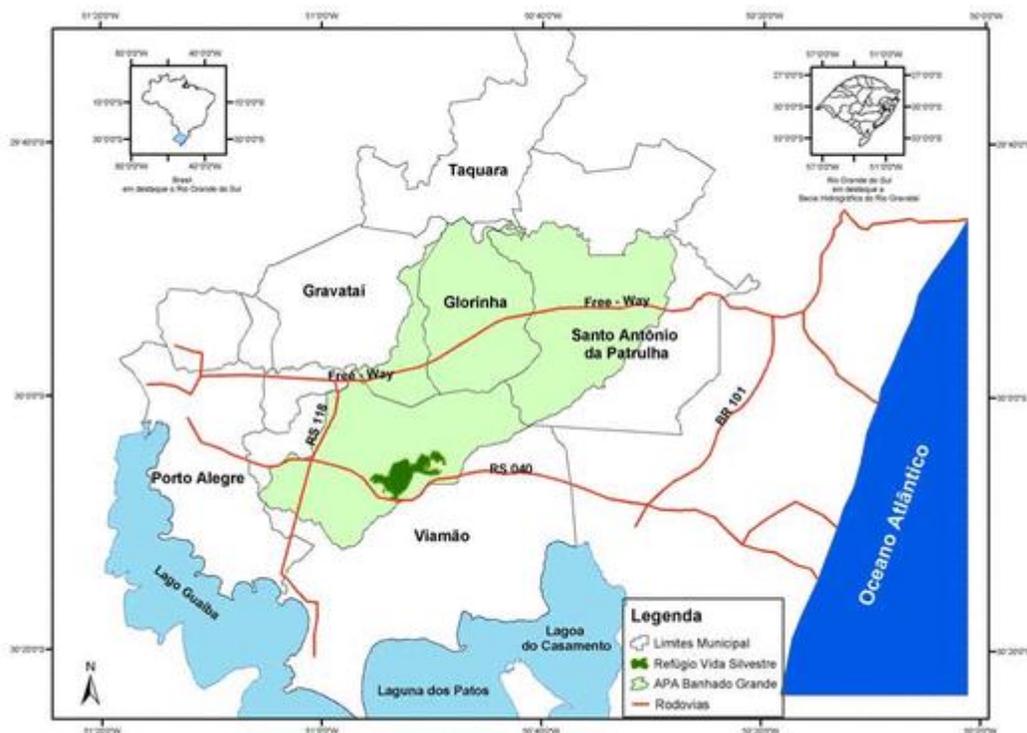


FIGURA 1. Mapa delimitando, em verde claro, a área da Área de Proteção Ambiental (APA) Banhado Grande, com o Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos em destaque (verde escuro). Fonte: PREFEITURA MUNICIPAL DE GLORINHA, 2012.

As coletas foram realizadas em dois ambientes, um deles numa área preservada de vegetação nativa e outro em uma lavoura de arroz orgânico, no distrito de Águas Claras ($30^{\circ}08'8.60''S$; $50^{\circ}53'52.60''O$), município de Viamão, Rio Grande do Sul.

3.1.1 Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos

O primeiro ambiente, uma área preservada de vegetação nativa denominada Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP), tem 2.560 ha (Figura 1). Foi formado por uma área cedida pelo INCRA à SEMA em 2002 e desempenha a função de Reserva Legal (Código Florestal Brasileiro de 12.615/12, com alterações feitas pela Lei 12.727/12) em relação ao assentamento.

A área apresenta vegetação bem diversificada, com espécies vegetais formando estratificações. As identificações das mesmas, com ocorrência frequente na área do refúgio, foram feitas a partir de fotografias e identificadas com auxílio de bibliografia (Lorenzi, 1982; Lorenzi, 1991) ou por consulta a descrições existentes em outros trabalhos (Accordi, 2003), uma vez que não é permitida a coleta de partes vegetais na área. As espécies e gêneros botânicos mais visivelmente encontrados no local foram: *Rollinia marítima* (Annonaceae), *Centella* sp. (Apiaceae), *Dendropanax cuneatum*, *Hydrocotyle* sp. (Araliaceae), *Eupatorium bupleurifolium*, *Baccharis megapotamica*, *Baccharis dracunculifolia* (Asteraceae), *Syagrus rommanzoffiana*, *Bactris lindmaniana*, *Geonoma schottiana* (Arecaceae), *Blechnum tabulare* (Blechnaceae), *Fuirena robusta*, *Cyperus* sp., *Scirpus* sp. (Cyperaceae), *Ephedra tweediana* (Ephedraceae), *Eriocaulon* sp. (Eriocaulaceae), *Ocotea pulchella*, *Nectandra mollis* (Lauraceae), *Sida* sp., *Luehea divaricata* (Malvaceae), *Tibouchina asperior* (Melastomataceae), *Mimosa bimucronata* (Mimosoidae), *Ficus organensis*, *F. enormis*, *Coussapoa microcarpa* (Moraceae), *Myrsine* spp. (Myrsinaceae), *Psidium cattleyanum* (Myrtaceae), *Ludwigia* sp. (Onagraceae), *Cattleya intermedia* (Orchidaceae), *Phytolacca americana* (Phytolaccaceae), *Paspalum* sp., *Panicum* sp., *Panicum aristella*, *Eragrostis* sp., *Digitaria* sp., *Andropogon* sp., *A. bicornis*, *A. virgatus*, *Aristida* sp., *Eryngium* sp., *Erianthus* sp., *Erianthus asper*, *Leersia* sp., *Luziola* sp., *Cynodon dactylon*, *Panicum aquaticum*, *Paspalidium paludivagum* (Poaceae), *Polygonum* sp., *Rumex* sp. (Polygonaceae), *Eichornia* sp., *Reussia* sp., *Heteranthera* sp. (Pontederiaceae), *Psychotria* sp. (Rubiaceae), *Typha domingensis* (Typhaceae) e *Citharexylum myrianthum* (Verbenaceae).

3.1.2 Cultura do arroz

A segunda área amostral tem aproximadamente 20 ha de cultivo de arroz sendo parte do Assentamento do Movimento dos Trabalhadores Rurais Sem Terra "Filhos de Sepé", registrado no INCRA por Projeto de Assentamento Viamão, que fica em torno do Banhado dos Pachecos. É o maior assentamento do Estado, com 9.406 ha, onde foram estabelecidas 376 famílias (SEMA, 2011) e, em função de estar inserido em uma área de Preservação Ambiental, desde 2007 os agricultores adotam o manejo orgânico na área de produção orizícola.

A cultivar de arroz utilizada foi IRGA417. A semeadura foi realizada em outubro de 2011 e a colheita no final de fevereiro de 2012. O sistema utilizado foi o de plantio pré-germinado.

A lavoura foi drenada após a semeadura para evitar que diferentes aves comessem as sementes. Após 15 dias a água foi repostada e retirada somente para alguma intervenção na área.

Para o controle da bicheira-da-raiz-do-arroz, quando em altas densidades, é feita a drenagem da água. As plantas espontâneas são controladas através do afogamento, após as plantas de arroz apresentarem 15 cm. A lavoura é drenada novamente para a colheita.

Na área do arroz, existe uma diversidade de vegetação espontânea que ocorre nas taipas e também nas quadras nas épocas em que não há plantio. Para determinação das espécies de vegetação espontânea foram realizadas coletas de partes vegetais com flores das espécies mais frequentemente observadas e a confecção de exsicatas. A identificação das plantas foi feita com uso de bibliografia especializada (Lorenzi, 1982; Lorenzi, 1991) e com auxílio da professora Dr^a Ilsi Boldrini do Programa de Pós Graduação em Botânica da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS). As espécies e gêneros botânicos mais comumente encontrados no local são: *Gnaphalium coarctatum*, *Hypochoeris*

chilensis, *Senecio brasiliensis* (Asteraceae), *Buddleja* sp., *Cordia polycephala* (Boraginaceae), *Commelina erecta* (Commelinaceae), *Ipomoea cairica* (Convolvulaceae), *Carex feddeana*, *C. longii*, *Cyperus virens* (Cyperaceae), *Denothera* sp., *Ludwigia sericea* (Onagraceae), *Calamagrostis viridiflavescens*, *Paspalum urvillei* (Poaceae), *Polygonum punctatum*, *P. persicaria* (Polygonaceae) e *Solanum americanum* (Solanaceae).

3.2 Amostragem

Na área de preservação foram definidos dois pontos para a instalação das armadilhas, sendo ambos vegetação com fisionomia de restinga, um ecossistema inserido dentro do domínio Mata Atlântica (BRASIL, 1993). O ponto 1 (R1)(30° 5' 44" S; 50° 50' 58,4" O) apresenta uma vegetação que se aproxima da característica de Floresta Alta de Restinga e o ponto 2 (R2) (30° 5' 53" S; 50° 51' 08" O), de Floresta Baixa de Restinga (Figura 2) (SECRETARIA DO MEIO AMBIENTE DO ESTADO DE SÃO PAULO, 2013). Na área do arroz foram definidos dois pontos nas taipas, ponto 1 (A1) (30° 03' 53,6" S; 50° 52' 32,0" O) e ponto 2 (A2) (30° 3' 51,5" S; 50° 52' 28,8" O)(Figura 2).



FIGURA 2. Imagem de satélite de parte da área da Área de Proteção Ambiental (APA) Banhado Grande, no município de Viamão, RS, indicando os pontos de amostragens na área do cultivo de arroz orgânico (A1 e A2) e na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (R1 e R2). Março, 2012.

As amostragens foram realizadas mensalmente de maio de 2011 a abril de 2012. Para a captura dos himenópteros parasitoides foram colocadas, na cultura orizícola (AO) e na área do Refúgio (RBP), quatro armadilhas Malaise e oito armadilhas Moericke, no total. Foram designados dois pontos distintos no RBP e no AO, denominados A1 (Arroz 1) e A2 (Arroz 2) e R1 (Refúgio 1) e R2 (Refúgio 2), distantes 400 m um do outro. As armadilhas ficaram distantes aproximadamente 30 m uma da outra e dispostas de forma intercalada (Figura 3).

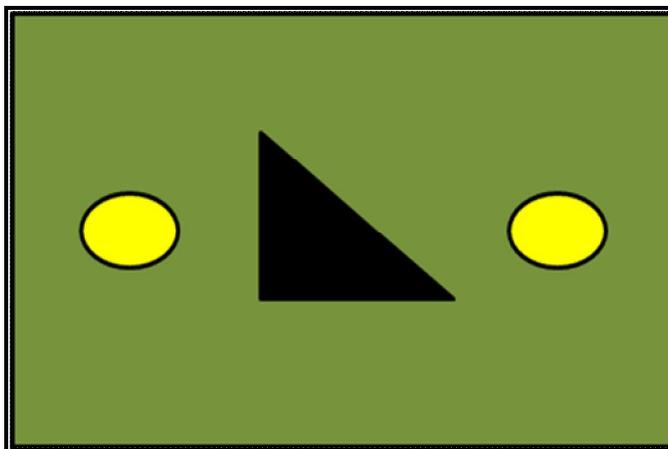


FIGURA 3. Disposição das armadilhas Moericke  e Malaise  em campo.

A armadilha do tipo Malaise (Townes, 1972a) (Figura 4A e B) constitui-se em uma tenda de malha fina branca na parte superior e preta nas demais partes, com 2 m de comprimento e 1,5 m de largura na parte frontal e 1,1 m na parte posterior, a face frontal e posterior com 1 m de largura e o ápice da parte frontal portando um frasco coletor contendo álcool 70%. Os insetos são interceptados durante o voo e, capturados, tendem a subir atraídos pela cor clara da parte superior da armadilha para escapar, caindo em um recipiente coletor contendo álcool 70%.

A armadilha Moericke (Figura 4C) consiste em uma bandeja de plástico de 25 cm de diâmetro e 4 cm de altura, de cor amarela para atrair os insetos (Granger, 1970), contendo uma mistura de água e detergente para quebrar a tensão superficial da água. Os insetos, atraídos pela cor, caem no líquido. As armadilhas Moericke foram fixadas em estacas de 60 cm de altura, aproximadamente.

As armadilhas permaneceram montadas por 24 horas, sendo, posteriormente, os insetos coletados, recolhidos e acondicionados em álcool 70%, etiquetados conforme o local de coleta e o tipo de armadilha e transportados até o laboratório de Biologia, Ecologia

e Controle Biológico de Insetos (BIOECOLAB) do Departamento de Fitossanidade da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS).

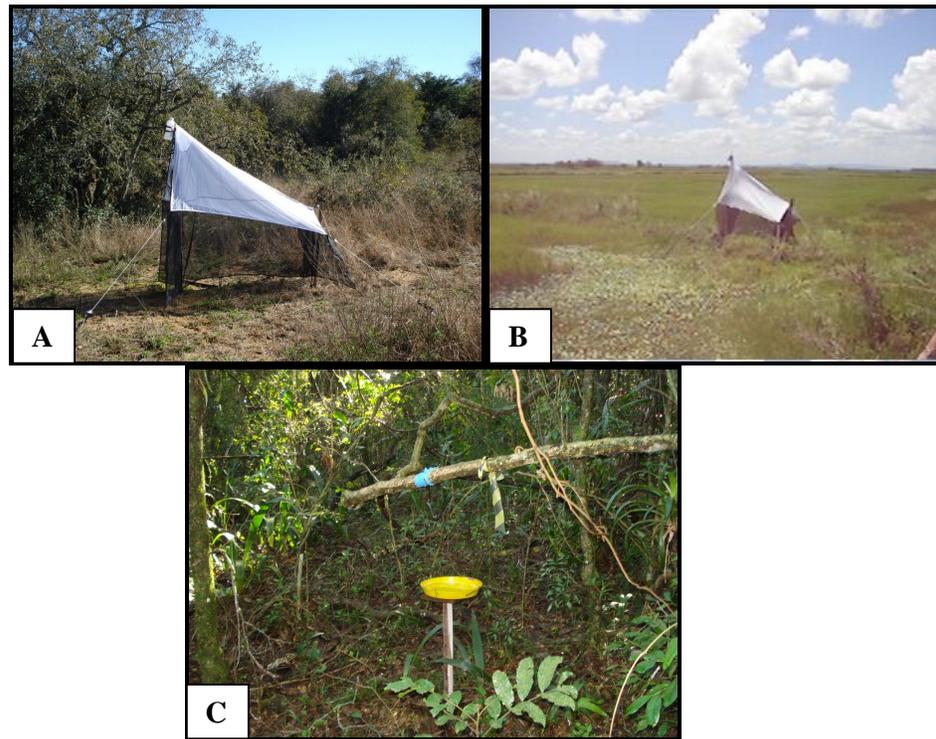


FIGURA 4. Armadilha Malaise no Ponto 2 do Refúgio de Vida Silvestre Banhados dos Pachecos (A) e na área de arroz (B); e Moericke no Ponto 1 do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (C), em Viamão, RS.

3.3 Triagem

Em laboratório as amostras foram triadas com auxílio de estereomicroscópio Nikon SMZ445, selecionando morfoespécies da Ordem Hymenoptera. A identificação das famílias seguiu a classificação adotada por Goulet & Huber (1993) e Costa (2004). As morfoespécies foram encaminhadas para especialistas, de acordo com as famílias, para a identificação específica. Os espécimes de Platygasteridae foram encaminhados para a Dra. Marta Loíacono, de Braconidae para a Dra. Angélica Maria Pentead-Dias, de Ichneumonidae para a Dra. Tânia Mara Guerra, de Eulophidae para o Dr. Valmir Antônio

Costa, de Bethyridae para o Dr. Celso Azevedo, de Chalcididae para o Dr. Marcelo Tavares e de Encyrtidae para o Dr. Ayres de Oliveira Menezes. Os exemplares estão conservados no BIOECOLAB em uma coleção de referência. No final do projeto os mesmos serão depositados na coleção do Instituto Biológico de São Paulo, em Campinas, na Universidade Federal de São Carlos, SP, e na Coleção da Universidade do Espírito Santo, ES.

3.4 Dados meteorológicos

Os dados meteorológicos de temperatura média diária e pluviosidade mensal foram obtidos através do Instituto Nacional de Meteorologia (INMET, 2012).

3.5 Análise dos dados

A riqueza e a abundância de himenópteros parasitoides foram comparadas entre os tipos de armadilhas utilizados entre áreas amostrais e entre as diferentes estações do ano.

Foram construídas curvas de suficiência amostral e obtidos os valores estimados de esforço, através dos estimadores Chao 1, Jackknife 1 e Bootstrap, pelo programa EstimateS version 8.2.0 (Colwell, 2009). *Chao1* baseado na abundância que utiliza a relação entre o número de *singletons* (que são aquelas espécies nas quais apenas um indivíduo foi coletado) e *doubletons* (apenas dois indivíduos coletados). *Jackknife 1* (*Jack 1*) utiliza o número de espécies que ocorrem somente em uma única amostra (*unicatas*). O *Bootstrap* é um estimador baseado também na incidência de espécies (Moreno, 2001).

Para análise da diversidade biológica foram aplicados os índices de Shannon-Wiener (H'), Simpson (1-D), Margalef (DMg) e Berger-Parker, utilizando-se o programa Past Versão 2.10 (2011) (Hammer *et al.*, 2001). O Índice de diversidade Shannon-Wiener, expressa a uniformidade dos valores de importância através de todas as espécies da

amostra e assume que os indivíduos são selecionados ao azar e que todas as espécies estão representadas na amostra. O índice de Simpson se baseia na dominância, levando em conta a representatividade das espécies com maior importância, sem avaliar a contribuição do resto das espécies, o índice de riqueza Margalef se baseia na relação entre o número de espécies e o número total de indivíduos observados e o índice de Berger-Parker expressa a abundância proporcional da espécie mais abundante (Magurran, 1988; Moreno, 2001).

A composição de espécies (diversidade Beta) foi comparada entre as áreas e estações do ano usando análise de agrupamento (UPGMA algorithm, com o índice de Morisita) e SIMPER (Bray-Curtis) através do aplicativo Past (Hammer *et al.*, 2001). O índice de similaridade de Morisita (quantitativo) estima a similaridade entre os locais de acordo com o número de indivíduos de cada espécie (Moreno, 2001). Diferenças qualitativas foram demonstradas através do diagrama de Venn, discriminando as espécies exclusivas e compartilhadas entre as áreas. Para a construção dos gráficos e tabelas foi utilizado o programa Excel 2000®.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Considerando todo o período amostral, na área do Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP) foram coletados um total de 430 indivíduos distribuídos em 203 morfoespécies e 20 famílias (Tabela 1). Na área do Arroz Orgânico (AO) foram coletados 203 himenópteros parasitoides, sendo identificados 95 morfoespécies, distribuídas em 19 famílias (Tabela 2). As morfoespécies foram identificadas até o menor nível taxonômico possível.

TABELA 1. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= nº de indivíduos; S= nº de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) | |
|----------------------------|-------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|--------------|-------------|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | | |
| Família/Espécie | | | | | | | | | | | | | | | |
| Aphelinidae | | | | | | | | | | | | | | | 0,93 |
| <i>Morfoespécie 91</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 195</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 245</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Marieta sp.</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| Bethylidae | | | | | | | | | | | | | | 0,23 | |
| <i>Anisepyrus sp.</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| Braconidae | | | | | | | | | | | | | | 11,63 | |
| <i>Lysaphidius sp.1</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Microgastrinae sp.1</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0,23 | |
| <i>Bracon sp.1</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0,23 | |
| <i>Aleiodes sp.2</i> | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Blacus sp.</i> | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| <i>Aphaereta sp.1</i> | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Notiospathius sp.1</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |

continuação TABELA 1. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= nº de indivíduos; S= nº de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) |
|--------------------------------------|-------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|-------------|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | |
| <i>Heterospilus</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Heterospilus</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Heterospilus</i> sp.3 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Chelonus (Microchelonus)</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 4 | 0,93 |
| <i>Triaspis</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Centistidea</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Lysaphidius</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Chelonus (Microchelonus)</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Opius</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Orgilus</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Helcon</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Centistidea</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Nealiolus</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Helcon</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Bracon</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Euphoriella</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Apanteles</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0 | 0 | 0 | 4 | 0,93 |
| <i>Doryctinaegen</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Glyptapanteles</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0,70 |
| <i>Phanerotoma</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Aphaereta</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Pseudophanerotoma</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Heterospilus</i> sp.4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Notiospathius</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Heterospilus</i> sp.5 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Hormius</i> sp.3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Bracon</i> sp.3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Iconella</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| Ceraphronidae | | | | | | | | | | | | | | 3,72 |
| <i>Morfoespécie70</i> | 0 | 0 | 0 | 6 | 1 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 9 | 2,09 |
| <i>Morfoespécie114</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Morfoespécie233</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Morfoespécie234</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |

continuação TABELA 1. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= nº de indivíduos; S= nº de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) | |
|---|-------|---|---|---|---|---|---|---|---|----|---|---|----|--------------|--|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | | |
| Família/Espécie | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Morfoespécie 204</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 3 | 0,70 | |
| Chalcididae | | | | | | | | | | | | | | 2,09 | |
| <i>Conura (Conura) sp5.</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Conura (Spilochalcis) sp.4 grupo rufoscutellaris</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Conura (Spilochalcis) sp.3 grupo elongata</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Conura (Spilochalcis) sp.1 grupo femorata</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Haltichella ornaticornis</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Conura sp.6</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Conura (Spilochalcis) sp.3 grupo elongata</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Conura (Conura) sp.2 grupo maculata</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| Chrysididae | | | | | | | | | | | | | | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 266</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| Diapriidae | | | | | | | | | | | | | | 1,63 | |
| <i>Morfoespécie 46</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| <i>Morfoespécie 107</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 227</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| <i>Morfoespécie 231</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| Encyrtidae | | | | | | | | | | | | | | 10,23 | |
| <i>Morfoespécie 11</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 2 | 4 | 0,93 | |
| <i>Morfoespécie 13</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 6 | 0 | 1 | 7 | 1,63 | |
| <i>Morfoespécie 30</i> | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 2 | 4 | 0 | 0 | 10 | 1 | 0 | 18 | 4,19 | |
| <i>Morfoespécie 71</i> | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 2 | 1 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 7 | 1,63 | |
| <i>Morfoespécie 99</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| <i>Morfoespécie 198</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 199</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 202</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 208</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 220</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 252</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| Eulophidae | | | | | | | | | | | | | | 5,12 | |
| <i>Melittobia sp.</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0,23 | |
| <i>Ompaphale sp.</i> | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |

continuação TABELA 1. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= n° de indivíduos; S= n° de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) |
|--|-------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|-------------|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | |
| Família/Espécie | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Horismenus</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0,70 |
| <i>Aprostocetus</i> (<i>Aprostocetus</i>) sp.3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Chrysonotomyia</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Elachertini</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Hoplocrepis</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Horismenus</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Morfoespécie 271</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Encarsia</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Paraolinx</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Encarsia</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Ablerus</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Euplectrus</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Aprostocetus</i> (<i>Aprostocetus</i>) sp2. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Comastichus zopheros</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Morfoespécie 271</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| Eupelmidae | | | | | | | | | | | | | | 2,09 |
| <i>Morfoespécie 51</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Morfoespécie 112</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 2 | 0 | 1 | 0 | 0 | 4 | 0,93 |
| <i>Morfoespécie 158</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Morfoespécie 206</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Morfoespécie 254</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| Eurytomidae | | | | | | | | | | | | | | 0,70 |
| <i>Morfoespécie 178</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Rileyinae</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| Evaniidae | | | | | | | | | | | | | | 0,23 |
| <i>Morfoespécie 109</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| Figitidae | | | | | | | | | | | | | | 4,42 |
| <i>Morfoespécie 19</i> | 0 | 0 | 0 | 8 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 9 | 2,09 |
| <i>Morfoespécie 29</i> | 0 | 2 | 0 | 1 | 2 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 7 | 1,63 |
| <i>Morfoespécie 179</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Morfoespécie 183</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 2 | 0,47 |
| Gasteruptiidae | | | | | | | | | | | | | | 0,23 |

continuação TABELA 1. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= n° de indivíduos; S= n° de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) |
|----------------------------|-------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|--------------|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | |
| <i>Morfoespécie 180</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| Ichneumonidae | | | | | | | | | | | | | | 21,16 |
| <i>Banchinae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 2 | 0,47 |
| <i>Cryptinae</i> sp.22 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 2 | 0,47 |
| <i>Orthocentrinae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0,23 |
| <i>Ichneumoninae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.12 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 2 | 0,47 |
| <i>Campopleginae</i> sp.6 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Pimplinae</i> sp.3 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Orthocentrinae</i> sp.2 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.7 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Pimplinae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.17 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.24 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 2 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 6 | 1,40 |
| <i>Cryptinae</i> sp.8 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Orthocentrinae</i> sp.3 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Cryptinae</i> sp.20 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.9 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 3 | 0,70 |
| <i>Mesochorinae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Banchinae</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0,70 |
| <i>Banchinae</i> sp.3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Pimplinae</i> sp.4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.10 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0,70 |
| <i>Campopleginae</i> sp.8 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 4 | 0,93 |
| <i>Campopleginae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.11 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Orthocentrinae</i> sp.7 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0,70 |
| <i>Cryptinae</i> sp. 28 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Orthocentrinae</i> sp.5 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Campopleginae</i> sp.7 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0,70 |
| <i>Cryptinae</i> sp.4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |

continuação TABELA 1. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= nº de indivíduos; S= nº de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) |
|----------------------------|-------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|-------------|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | |
| <i>Tryphoninae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Creastinae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Pimplinae</i> sp.5 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Banchinae</i> sp.4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Cryptinae</i> sp.13 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Cryptinae</i> sp.18 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Campopleginae</i> sp.3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Tersilochinae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Campopleginae</i> sp.9 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Orthocentrinae</i> sp.6 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Orthocentrinae</i> sp.4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Diplazontinae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Ophioninae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Orthocentrinae</i> sp.8 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.26 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.23 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Tatogastrinae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.19 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.25 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Campopleginae</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 2 | 0 | 3 | 0,70 |
| <i>Campopleginae</i> sp.4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.14 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Ichneumoninae</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Cryptinae</i> sp.27 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.15 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.21 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Pimplinae</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Morfoespécie</i> 293 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.43 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Cryptinae</i> sp.16 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Campopleginae</i> sp.5 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0,23 |
| Mymaridae | | | | | | | | | | | | | | 3,72 |

continuação TABELA 1. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= n° de indivíduos; S= n° de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) | |
|---------------------------|-------|---|---|---|---|----|---|----|----|---|---|----|----|--------------|--|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | | |
| Família/Espécie | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Morfoespécie 26</i> | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 5 | 1,16 | |
| <i>Morfoespécie 54</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 58</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 108</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 110</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| <i>Morfoespécie 138</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Anagrus sp.</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 149</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 190</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 196</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Morfoespécie 246</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| Platygastridae | | | | | | | | | | | | | | 29,30 | |
| <i>Leptacis sp.1</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 11 | 11 | 2,56 | |
| <i>Gryonini sp.</i> | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 3 | 0 | 0 | 7 | 1,63 | |
| <i>Leptacis sp.2</i> | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| <i>Telenomus sp.2</i> | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Synopeas sp.1</i> | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| <i>Leptacis sp.3</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 5 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 9 | 2,09 | |
| <i>Gryon sp.1</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0,70 | |
| <i>Morfoespécie 98</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| <i>Synopeas sp.2</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Scelio sp.</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Platygaster sp.1</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 22 | 6 | 28 | 10 | 0 | 0 | 0 | 66 | 15,35 | |
| <i>Cremastobaeus sp.1</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Gryon sp.2</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Teleasinae sp.2</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Synopeas sp.3</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0,70 | |
| <i>Ceratobaeus sp.</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| <i>Telenomus sp.3</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Macroteleia sp.</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 | |
| <i>Idris sp.1</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 | |
| <i>Idris sp.2</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0,70 | |

continuação TABELA 1. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= n° de indivíduos; S= n° de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) |
|--------------------------|----------|----------|----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|------------|---------------|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | |
| Família/Espécie | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Gryon</i> sp.3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Idris</i> sp.3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Telenominae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Leptacis</i> sp.4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Idris</i> sp.4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| Pteromalidae | | | | | | | | | | | | | | 1,86 |
| <i>Morfoespécie</i> 16 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0,23 |
| <i>Morfoespécie</i> 48 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0,70 |
| <i>Morfoespécie</i> 97 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| <i>Morfoespécie</i> 247 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,47 |
| <i>Morfoespécie</i> 265 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| Torymidae | | | | | | | | | | | | | | 0,47 |
| <i>Morfoespécie</i> 83 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | | 1 | 0,23 |
| <i>Morfoespécie</i> 191 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| Thricogrammatidae | | | | | | | | | | | | | | 0,23 |
| <i>Morfoespécie</i> 207 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,23 |
| N | 0 | 7 | 8 | 47 | 52 | 93 | 30 | 71 | 49 | 35 | 14 | 24 | 430 | 100,00 |
| S | 0 | 6 | 8 | 30 | 44 | 61 | 21 | 36 | 34 | 17 | 12 | 13 | | |

TABELA 2. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área de Cultivo de Arroz Orgânico (AO), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= n° de indivíduos; S= n° de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) |
|-------------------------|-------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|--------------|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | |
| Família | | | | | | | | | | | | | | |
| Aphelinidae | | | | | | | | | | | | | | 0,49 |
| <i>Morfoespécie</i> 274 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Bethylidae | | | | | | | | | | | | | | 0,49 |
| <i>Goniozus</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Braconidae | | | | | | | | | | | | | | 18,23 |
| <i>Aleiodes</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0,49 |
| <i>Lysaphidius</i> sp.1 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 5 | 7 | 3,45 |
| <i>Bracon</i> sp.1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |

continuação TABELA 2. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área de Cultivo de Arroz Orgânico (AO), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= n° de indivíduos; S= n° de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) |
|---|-------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|----|--------------|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | |
| Família | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Horismenus</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 1,48 |
| <i>Centrodora</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,99 |
| <i>Horismenus</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Aprostocetus</i> (<i>Aprostocetus</i>) sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Aprostocetus</i> (<i>Ootetrastichus</i>) sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Eupelmidae | | | | | | | | | | | | | | 0,99 |
| <i>Morfoespécie</i> 206 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie</i> 228 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Figitidae | | | | | | | | | | | | | | 2,96 |
| <i>Morfoespécie</i> 29 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 2 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 5 | 2,46 |
| <i>Morfoespécie</i> 218 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Ichneumonidae | | | | | | | | | | | | | | 5,91 |
| <i>Cryptinae</i> sp.1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 4 | 1,97 |
| <i>Cryptinae</i> sp.11 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Cryptinae</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Cryptinae</i> sp.3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Campopleginae</i> sp.10 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Cryptinae</i> sp.5 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Cryptinae</i> sp.4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Cryptinae</i> sp.6 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Cryptinae</i> sp.42 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Megaspilidae | | | | | | | | | | | | | | 0,49 |
| <i>Morfoespécie</i> 256 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Mymaridae | | | | | | | | | | | | | | 14,29 |
| <i>Morfoespécie</i> 26 | 0 | 0 | 0 | 5 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 8 | 3,94 |
| <i>Morfoespécie</i> 58 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie</i> 138 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 7 | 0 | 3 | 1 | 0 | 0 | 0 | 11 | 5,42 |
| <i>Morfoespécie</i> 139 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,99 |
| <i>Anagrus</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 1,48 |
| <i>Morfoespécie</i> 149 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 2 | 0,99 |
| <i>Morfoespécie</i> 272 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie</i> 289 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Platygasteridae | | | | | | | | | | | | | | 26,11 |
| <i>Telenomus</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0,49 |
| <i>Gryonini</i> sp. | 0 | 2 | 0 | 3 | 0 | 3 | 7 | 3 | 0 | 0 | 0 | 1 | 19 | 9,36 |
| <i>Synopeas</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,99 |
| <i>Teleasinae</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Platygaster</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,99 |
| <i>Cremastobaeus</i> sp.1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 4 | 1,97 |
| <i>Calotelea</i> sp. | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 1,48 |
| <i>Gryon</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,99 |
| <i>Platygaster</i> sp.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 4 | 1,97 |

continuação TABELA 2. Total de Hymenoptera parasitoides coletados mensalmente e suas frequências relativas (FR) na área de Cultivo de Arroz Orgânico (AO), Viamão, RS, no período de maio/2011 a abril/2012 (N= n° de indivíduos; S= n° de espécies e FR= frequência relativa).

| TÁXON | MESES | | | | | | | | | | | | N | FR (%) |
|---------------------------|----------|----------|----------|-----------|----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|----------|-----------|------------|---------------|
| | J | J | A | S | O | N | D | J | F | M | A | M | | |
| Família | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Morfoespécie 151</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 1,48 |
| <i>Synopeas sp.3</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie 156</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Telenomus sp.3</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,99 |
| <i>Macroteleia sp.</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie 204</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0,99 |
| <i>Gryon sp.3</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Idris sp.3</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Cremastobaeus sp.2</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie 273</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Telenominae sp.2</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Pteromalidae | | | | | | | | | | | | | | 2,96 |
| <i>Morfoespécie 48</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie 142</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie 237</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie 238</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie 257</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| <i>Morfoespécie 226</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Signiphoridae | | | | | | | | | | | | | | 0,49 |
| <i>Morfoespécie 61</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| Torymidae | | | | | | | | | | | | | | 0,49 |
| <i>Podagrurn sp.</i> | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0,49 |
| N | 0 | 8 | 2 | 21 | 2 | 50 | 32 | 29 | 25 | 16 | 7 | 11 | 203 | 100,00 |
| S | 0 | 5 | 2 | 14 | 2 | 30 | 24 | 21 | 21 | 3 | 4 | 7 | | |

Comparando-se as coletas realizadas entre as diferentes armadilhas, verificou-se que na Malaise foram capturados 367 himenópteros parasitoides, em média $13,8 \pm 3,46$ indivíduos por armadilha, no total das amostragens, número significativamente maior do que o das capturas na Moericke, 266, em média $5,5 \pm 1,15$ ($H=4,84$; $gl=1$; $p<0,05$).

Os insetos passíveis de captura por Malaise são, no geral, aqueles com maior capacidade de voo e geotropismo negativo sendo este método, conforme Azevedo Filho &

Prates Júnior (2005), indicado para a captura de dípteros e himenópteros adultos. A eficiência desta na captura de himenópteros é citada em diferentes trabalhos. Comparando armadilhas Malaise e Moericke, Marchiori *et al.* (2003), também apontaram uma maior eficiência na captura de parasitoides pela primeira (65,10%) se comparada com a segunda (34,90%).

Outros fatores devem também ser levados em consideração para a avaliação da eficiência de determinado tipo de armadilha, tais como o habitats das espécies, altura do voo e a fitofisionomia da região em que as espécies se encontram (Southwood, 1978). No trabalho de Melo *et al.* (2008) foram avaliados diferentes métodos de coleta para o gênero *Pambolus* Haliday, 1836 (Hymenoptera, Braconidae, Hormiinae) em remanescentes da Mata Atlântica Ombrófila Densa do Brasil. Para este gênero, com a armadilha Malaise foram coletados 5,94 % do total de indivíduos, com Moericke 49,65% e, com Rede de Varredura, 44,39 %. Os autores atribuíram o resultado ao fato das espécies do gênero amostrado habitarem o estrato arbóreo inferior e apresentarem limitada capacidade de voo. Aliado a isso, segundo Melo *et al.* (2008) o fato desse gênero ser composto por ectoparasitoides de hospedeiros ocultos, como minadores e galhadores, poderia explicar a alta eficiência do método de "varredura" da vegetação. Isso porque seria provável que os parasitoides destes nichos gastem mais tempo entre a vegetação à procura de seus hospedeiros. Outro fator que pode interferir nas capturas em relação à diferentes métodos de coleta é a característica fitofisionômica do ambiente. No trabalho de Melo *et al.* (2008), a área de amostragem, a Floresta Ombrófila Densa, caracteriza-se por ser uma mata com vegetação densa na qual, provavelmente, os parasitoides não voam livremente. Em nosso trabalho a instalação das Malaise ocorreu em taipas de arroz, que podem servir como corredores para os insetos e em áreas com uma vegetação menos densa, como o ambiente de restinga, o que proporcionaria um aumento na abundância de indivíduos capturados

nesta. Além disso, as armadilhas Moericke tiveram uma maior taxa de evaporação do líquido fixador o que pode ter diminuído o número de parasitoides capturados (Marchiori *et al.*, 2003).

Levando em consideração que, de modo geral, os ambientes apresentam características heterogêneas, o uso de mais de um método amostral é indicado para a avaliação da diversidade de himenópteros parasitoides. Noyes (1989), por exemplo, relatou que o uso conjunto das armadilhas Malaise, Moericke e a Rede de Varredura, proporcionaram a maior eficiência na captura de Hymenoptera em floresta tropical, em trabalho realizado na Indonésia.

Em relação aos grupos coletados, na Malaise foram representadas todas as famílias do presente estudo. A armadilha Moericke, mostrou-se mais seletiva, sendo que não houve coleta de indivíduos das famílias Aphelinidae, Bethyidae, Eucharitidae, Eurytomidae, Evaniidae, Gasteruptionidae, Megaspilidae, Signiphoridae, Trichogrammatidae e Torymidae. Mazón & Bordera (2008) ponderam que a Malaise é efetiva na coleta aleatória de parasitoides, pois intercepta qualquer inseto durante o voo, enquanto a Moericke é dependente da resposta de cada grupo à atratividade da cor.

A abundância relativa das famílias também foi diferente entre os métodos de coleta. As famílias mais abundantes na Malaise foram Ichneumonidae com 80 espécimes, correspondendo a 21,80% da frequência relativa dos indivíduos capturados, Platygasteridae, 68 (18,53%) e Braconidae, 61(16,62%). Na Moericke as famílias com maior abundância foram Platygasteridae com 114 indivíduos (42,85%), Encyrtidae, 49 (18,42%) e Braconidae, 25 (9,40%) (Figura 5).

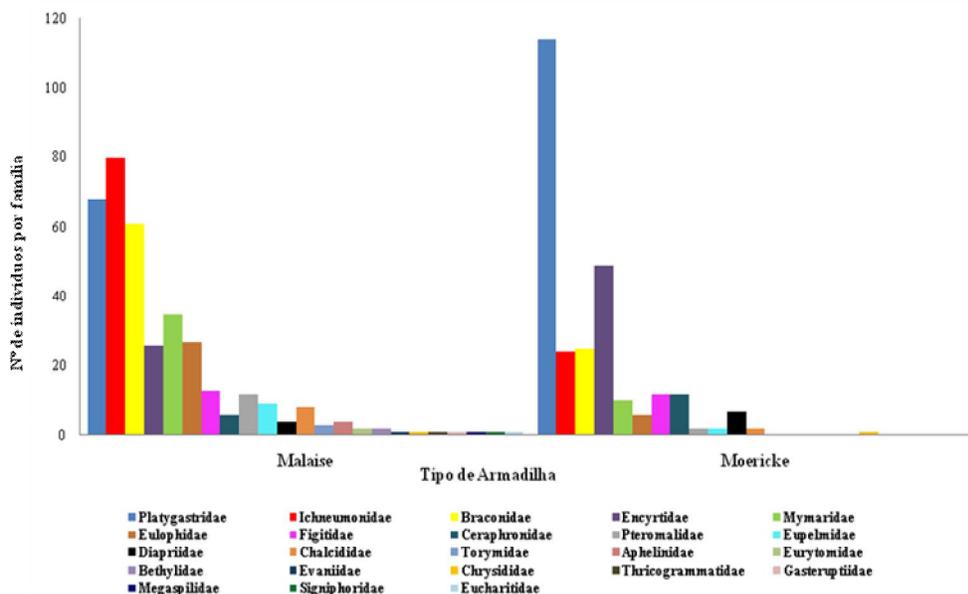


FIGURA 5. Abundância das famílias de himenópteros parasitoides nas áreas do Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP) e cultivo de Arroz Orgânico (AO) nas diferentes armadilhas utilizadas, de maio/2011 a abril/2012.

Além da variação na abundância dos parasitoides coletados, diferenças na composição das famílias com métodos variados também são registrados em outros trabalhos. Marchiori *et al.* (2003) em um levantamento de himenópteros parasitoides em Araropã, Minas Gerais, obtiveram, na armadilha Malaise, um número maior de indivíduos da família Ichneumonidae (35,1%), o que também foi obtido em nosso trabalho, seguido de Braconidae (19,1%), enquanto que, na Moericke, as famílias com maior número de indivíduos coletados foram Diapriidae (26,7%) e Encyrtidae (11,5%). Usando somente uma armadilha do tipo Moericke, Perioto *et al.* (2002b) obtiveram como famílias mais abundantes em plantação de algodão, Encyrtidae e Trichogrammatidae, e, em soja, Platygastridae (=Scelionidae) e Encyrtidae (Perioto *et al.*, 2002a).

Assim, para um levantamento eficaz no estudo de comparação da diversidade e abundância de insetos deve-se considerar o local de coleta e o grupo estudado na escolha dos métodos de amostragem, pois os mesmos influenciam a captura de diferentes grupos.

O uso de mais de um método de coleta, portanto, proporciona um levantamento mais amplo da diversidade da área.

Na área do RBP, das 20 famílias registradas, Platygasteridae, Ichneumonidae e Braconidae foram as mais abundantes, apresentando frequências relativas de 30%, 21,40% e 11,40%, respectivamente (Figura 6).

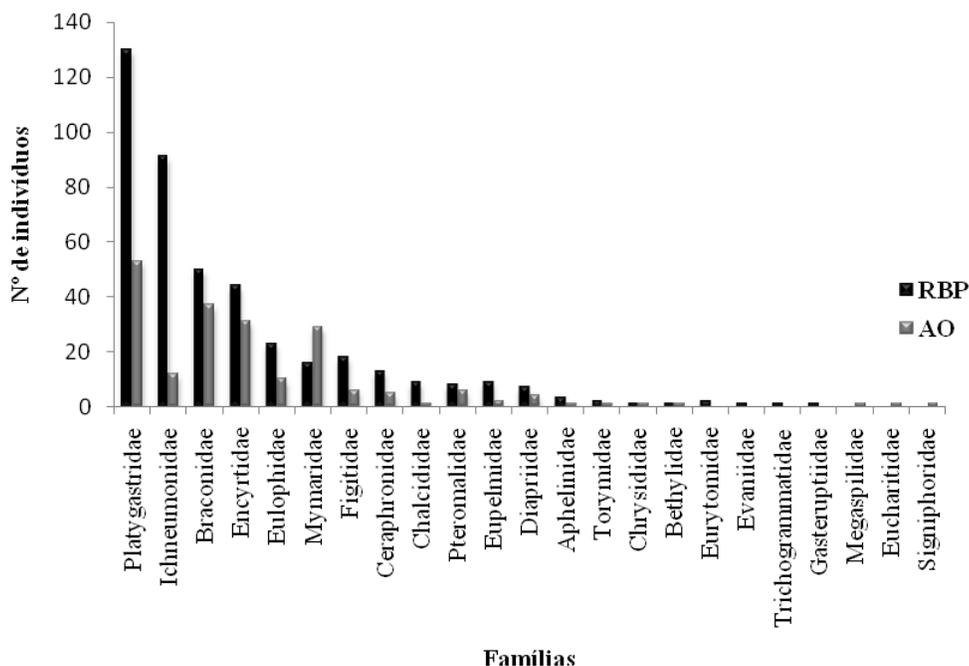


FIGURA 6. Abundância de morfoespécies das famílias de himenópteros parasitoides na área do Refúgio Bahado dos Pachecos (RBP) e no cultivo de Arroz Orgânico (AO), Viamão, RS.

Vários trabalhos realizados em áreas preservadas de Mata Atlântica no Brasil arrolaram as mesmas famílias apontadas no presente estudo dentre as mais abundantes, tais como o de Azevedo & Santos (2000), em uma reserva da Mata Atlântica no Espírito Santo, que registraram Platygasteridae com abundância de 21,8%, seguida de Braconidae (14,5%). Em outro trabalho de Azevedo *et al.* (2002), realizado no Parque Estadual da Fonte

Grande, de Mata Atlântica, Vitória, ES, as famílias Braconidae (22,50%), Eulophidae (14,32%) e Platygasteridae (13,12%) apresentaram a maior abundância relativa. Azevedo *et al.* (2003) coletando himenópteros parasitoides da Estação Biológica de Santa Lucia, ES, encontraram maior abundância relativa nas famílias Braconidae (17,23%) e Platygasteridae (14,13%). Das três famílias que estiveram entre as mais abundantes em nosso trabalho, duas delas, Braconidae e Platygasteridae, foram, também, as mais abundantes em outros trabalhos realizados em áreas preservadas, mesmo com o uso de diferentes metodologias amostrais, tais como Rede de Varredura (Azevedo & Santos, 2000; Azevedo *et al.*, 2002) ou a combinação de Malaise, Moericke e Varredura (Azevedo *et al.*, 2003). Assim, parece haver um padrão semelhante na distribuição de abundância das famílias mais frequentes em áreas com estas características na Mata Atlântica.

Em outro levantamento realizado em uma floresta nativa em Luz, no Estado de Minas Gerais, entretanto, Amaral *et al.* (2005) registraram Ichneumonidae como a mais abundante (42%), seguida de Encyrtidae (25,3%). A área geográfica assim como as formações vegetais do referido trabalho, ocorrido em uma Floresta Estacional Decidual, difere amplamente na estrutura e composição vegetal da área em que foi realizado nosso trabalho, o que pode explicar a diferença nas famílias mais abundantes. Minas Gerais possui quatro tipos de biomas e o município do estudo faz parte do Cerrado e Campo Cerrado, ambiente com uma diversidade florística muito diferente da Mata Atlântica (Melo *et al.* 2008), o que certamente propicia distintas composições faunísticas.

Algumas famílias registradas neste estudo com baixa abundância, como Aphelinidae, Chrysididae, Evaniidae, Eurytomidae Torymidae e Trichogrammatidae, de forma semelhante, também tem sido referidas com abundâncias inferiores a 1% em outros levantamentos (Azevedo & Santos, 2000; Azevedo *et al.*, 2002). A família Gasteruptionidae da qual, no presente estudo foi registrado somente um indivíduo, é citada também como

escassa em coleções científicas e pouco frequente em amostragens de fauna de parasitoides (Azevedo & Santos, 2000).

A baixa abundância de Ichneumonidae no arroz, pode ser explicada pelo fato das espécies serem mais numerosas nas regiões temperada e tropical úmida (Townes, 1972a). Essa umidade é favorecida em um ambiente de mata, um dos fatores mais importantes na abundância desses insetos (Townes, 1972b). A área do arroz, embora seja irrigada, consiste em um ambiente aberto sofrendo mais oscilações das condições ambientais, o que pode ter influenciado na menor riqueza de espécies nesta. Já o a área do refúgio, caracterizado por ser um ambiente mais sombreado devido à vegetação mais densa proporciona um microclima mais favorável à manutenção da umidade, com variações menos extremas de temperatura e umidade no interior da mata (Tanque, 2009). Com isso pode-se supor que oscilações nas variáveis ambientais afetem menos a comunidade dos ichneumonídeos presentes nesse local.

Considerando que existem 61 famílias de himenópteros parasitoides no mundo e que várias são exclusivas de regiões zoogeográficas como a Australiana e a Holártica (Azevedo & Santos, 2000) e que, para o Brasil, 36 famílias de himenópteros da série parasítica e Chrysoidea são registradas, (De Santis, 1980), verifica-se que, nas áreas de estudo, com 20 famílias amostradas, há uma fauna de himenópteros parasitoides bastante diversificada em nível de família, o que ressalta sua importância na manutenção da diversidade destes inimigos naturais.

Na área AO, as famílias mais abundantes foram Platygasteridae, com frequência relativa de 26,11%, Braconidae (18,23%) e Encyrtidae (15,27%) (Figura 6). Fritz *et al.* (2011) em um trabalho de diversidade em área de arroz nos municípios de Capivari do Sul, Eldorado do Sul e Cachoeira do Sul durante as safras 2007/2008 e 2008/2009 encontraram as famílias Eulophidae (131 indivíduos), Braconidae (69 indivíduos) e Platygasteridae (39

indivíduos) como as mais abundantes. Vale salientar que os autores realizaram o trabalho em áreas de arroz que, assim como a do presente estudo, não utilizavam defensivos agrícolas, o que facilita a comparação. Espécies destas famílias são mencionadas atacando pragas das culturas de arroz em diversos outros trabalhos. Maciel *et al.* (2007), por exemplo, encontraram uma taxa de parasitismo de 32% ocasionada pelos platigastrídeos *T. podisi* e *T. urichi* e por *Oencyrtus submetallicus* (Howard) (Encyrtidae) em *T. limbativentris*. O registro do parasitismo natural nesta espécie é importante já que o percevejo-do-colmo ocorre na maioria das regiões orizícolas do Brasil e atinge facilmente a condição de praga na cultura do arroz por causar danos severos às plantas, na maioria das safras, o que pode reduzir em até 90% a produtividade de grãos (Ferreira *et al.*, 1997). Riffel *et al.* (2010), em cultura de arroz em Santa Catarina, encontraram parasitismo em *T. limbativentris* por *T. urichi* de 7,7% e por *T. podisi* de 75%. Em arroz tipo sequeiro no Pará, Krinski *et al.* (2011), registraram o parasitismo de ovos de *O. poecilus* por *T. podisi*. É importante frisar que as espécies dos gêneros *Telenomus* e *Gryon*, encontrados no nosso estudos, são frequentemente referidas como agentes de controle biológico em várias culturas (Orr, 1988). Estes registros ressaltam a importância dos platigastrídeos e encirtídeos para o controle biológico de pragas que ocorrem na cultura do arroz e o registro da alta abundância destas famílias no presente estudo, dão o indicativo de que o controle biológico natural deve estar acontecendo nesta área.

Os platigastrídeos são parasitoides de ovos e possuem ampla gama de hospedeiros entre lepidópteros, hemípteros e dípteros. A maioria das espécies mostram alto grau de especificidade, algumas restritas somente a uma espécie hospedeira e a maior parte a uma só família hospedeira. A especificidade pode ser uma característica desejável em inimigos naturais, especialmente quando se trata de um controle biológico aplicado (Van Driesche & Bellows, 1996).

Os braconídeos, família com a segunda maior abundância neste trabalho, exploram variados hospedeiros pertencentes as ordens Lepidoptera, Coleoptera e Diptera (Quicke *et al.*, 1999). Ocupam praticamente todos os ambientes terrestres, principalmente as áreas úmidas e arborizadas, embora muitos sejam frequentemente encontrados em ambientes abertos e secos e comuns em campos agrícolas (Hanson & Gauld, 2006). Segundo os autores, eles são fundamentalmente parasitoides de larvas, atacando o hospedeiro no início de seu desenvolvimento e, pelos motivos citados acima, esta família tem sido muito utilizada em programas de controle biológico. Em relação à cultura do arroz, Smith *et al.* (1993), em cultivo de arroz no Japão, encontraram o himenóptero *C. flavipes*, nativo da região Indo-Australiana, parasitando lepidópteros do gênero *Chilo* Zincken, 1817 (Lepidoptera: Crambidae), considerados importantes pragas do arroz na região. Diversos autores têm registrado *C. flavipes* exercendo um controle natural, parasitando lepidópteros do gênero *Chilo*, em culturas de arroz, também na China (Song *et al.*, 1996; Zhu *et al.*, 1999; You *et al.*, 2000; Li *et al.*, 2005). Embora espécies do gênero *Chilo* não tenham sido apontadas atacando pragas nesta cultura no Brasil, há outros lepidópteros importantes que podem estar sendo controlados por parasitoides desta família. Braconídeos que parasitam pragas das famílias Gelechiidae, Lyonetiidae, Noctuidae, Pieridae, Pyraloidea e Tortricidae, estão incluídos nas subfamílias Braconinae, Cheloninae, Microgastrinae, Miracinae, Orgilinae, Rogadinae, Cardiochilinae, Homolobiinae e Meteorinae (Hanson & Gauld, 2006). Kraker *et al.* (1999) em cultivo de arroz nas Filipinas, encontraram *Cardiochiles philippinensis* Ashmed, *Macrocentrus philippinensis* Ashmed (nativos) e *Cotesia* spp. (Braconidae) parasitando os lepidópteros *Cnaphalocrocis medinalis* (Güenée) e *Marasmia* spp. (Pyralidae). Ghahari *et al.* (2009) também em cultivo de arroz, no Irã, associou 21 espécies de braconídeos a três espécies de Pyralidae, duas de Noctuidae e uma de Cicadellidae.

A composição das famílias e espécies de parasitoides em diferentes locais e cultivos, também podem ser alteradas em decorrência das pragas que lhes servem de hospedeiros. Estas, por sua vez, podem diferir grandemente de uma cultura vegetal para outra. A maior abundância de parasitoides encontrados no trabalho de Bambaradeniya & Edirisinghe (2008) em arroz no Sri Lanka, por exemplo, foi na família Mymaridae, (39%), que atacam os insetos *Nilaparvata lugens* (Stål, 1854) e *Sogatella furcifera* (Horváth, 1899) (Hemiptera: Delphacidae), importantes pragas naquela região. No trabalho de Santos (2008), no município de Piatã, na Bahia, no qual o autor comparou a composição de famílias de himenópteros parasitoides em cultivo de café orgânico, convencional e mata nativa, caracterizada como uma transição entre caatinga, cerrado, cerrado-arbóreo e floresta estacional, ele encontrou, nas áreas de café, as famílias Ichneumonidae e Braconidae e, na mata, Braconidae, Ichneumonidae e Platygasteridae como as mais abundantes. Na cultura do café, os insetos pragas mais presentes pertencem às ordens Coleoptera, Lepidoptera e Diptera (Santos, 2008), o que poderia explicar a abundâncias das famílias de parasitoides que os atacam preferencialmente. Perioto *et al.* (2002a) na cultura da soja, registrou as famílias Platygasteridae, Encyrtidae, Aphelinidae e Trichogrammatidae como as mais abundantes, enquanto na cultura do algodão (Perioto *et al.*, 2002b), Encyrtidae, Trichogrammatidae, Mymaridae e Platygasteridae foram as mais abundantes. A alta frequência relativa destas famílias pode ser atribuída à existência de grande número de hospedeiros potenciais em cada uma das culturas em questão. Embora sejam culturas diferentes estes trabalhos salientam a importância dessas famílias em sistemas agrícolas.

O conhecimento da variação na abundância e composição de diferentes grupos de parasitoides em relação à cultura servirá como base para o desenvolvimento de planos de manejo adequados para diminuição de pragas específicas. Ao mesmo tempo, a similaridade

na composição das famílias mais abundantes nas áreas preservadas próximas aos cultivos, indica que estes refúgios de vegetação natural podem servir de repositório de inimigos naturais de insetos pragas das culturas (Bambaradeniya & Edirisinghe, 2008).

As curvas de acumulação de espécies (Sobs) em cada área (Figuras 7 e 8) indicam que não foi amostrada a totalidade da riqueza, visto que estão em ascensão. Tendo em vista que, nos sistemas estudados o registro da biodiversidade de invertebrados ainda é pobremente documentado, e que as assembleias não são sistemas fechados, a lista cumulativa de espécies deve subir indefinidamente, conforme chegam novos colonizadores. Nestes casos, para Magurran (2011), uma estimativa de riqueza de espécies é o melhor que se pode atingir. Sendo assim, para descrição da diversidade de cada área, foram efetuadas estimativas de riquezas baseadas nos números de espécies raras em cada assembleia. Segundo Colwell (2009), estimativas não paramétricas de riqueza de espécies são estimadores que se baseiam na riqueza das espécies raras e fazem uso das quatro variáveis: *singletons* e *doubletons* aquelas espécies que tiveram um ou dois indivíduos coletados por localidade, e, *unicatas* e *duplicatas* as espécies que foram coletadas em uma ou duas ocasiões amostrais.

Na área do RBP foram 137 singletons, 36 doubletons, 153 unicas e 32 duplicatas e na área do AO foram 64 singletons, 14 doubletons, 72 unicas e 14 duplicatas. Neste levantamento, o estimador Chao 1 estimou que somente 44% da riqueza existente na área foi amostrada. A estimativa de riqueza de espécies produzidas por Chao 1 é uma função da razão entre os *singletons* e os *doubletons* e excede a riqueza de espécies observadas por margens cada vez maiores conforme a frequência observada de espécies representadas por apenas um indivíduo aumenta (Magurran, 2011). Em ambas as áreas, a quantidade de *singletons* foi alta, por este motivo este estimador teve um valor maior que os demais (Figura 7 e 8).

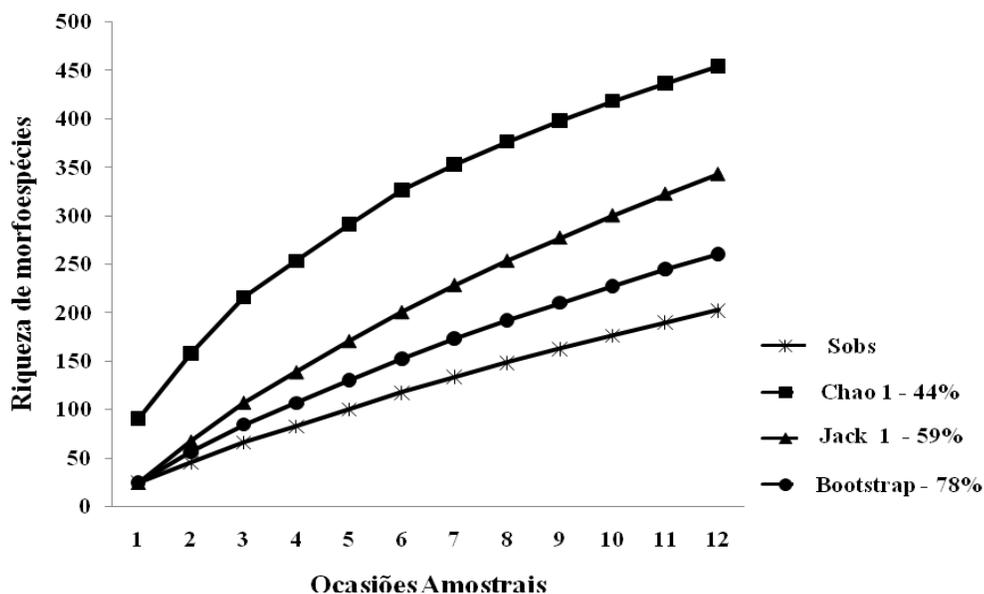


FIGURA 7. Curvas de estimativa de riqueza (% da riqueza estimada) de morfoespécies para três estimadores (Chao 1, Jack 1 e Bootstrap, randomizados 500x) e curva do coletor (Sobs) de morfoespécies observadas, no Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos, no período de maio de 2011 a abril de 2012. Viamão, RS.

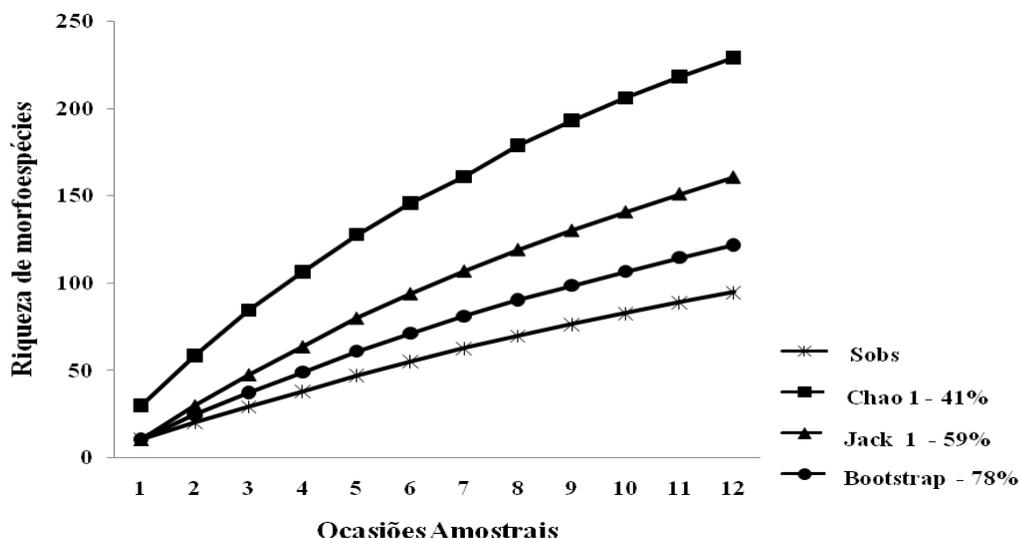


FIGURA 8. Curvas de estimativa de riqueza (% da riqueza estimada) de morfoespécies para três estimadores (Chao 1, Jack 1 e Bootstrap, randomizados 500x) e curva do coletor (Sobs) de morfoespécies observadas, em cultivo orgânico de arroz irrigado, no período de maio de 2011 a abril de 2012. Viamão, RS.

Jack 1 estimou que 59% da riqueza em ambas as áreas foi inventariada. Jackknife de primeira ordem emprega o número de espécies que ocorrem em uma única amostra (*unicatas*) (Burnham & Overton, 1978, 1979; Heltshe & Forrester, 1983). Sendo assim, o fato das amostragens, de maneira geral, serem compostas em grande parte por indivíduos *singletons*, que obrigatoriamente são *unicatas*, influenciaram o resultado. O estimador Bootstrap, por sua vez, derivado por Smith & Van Belle (1984), requer apenas dados de incidência e se diferencia dos demais por utilizar dados de todas as espécies coletadas para estimar a riqueza total, não se restringindo às espécies raras, por isso, geralmente, é o estimador que apresenta menor valor. De acordo com este estimador, 78% da riqueza total das áreas foi amostrada.

Para Longino *et al.* (2002) os estimadores podem ser imprecisos devido a alguns fatores, entre eles a presença de muitas espécies raras, o que pode acontecer em amostragens pontuais ou pelo uso de uma única técnica de amostragem. O uso de dois tipos de armadilhas no presente estudo pode ter minimizado esta influência e o grande número de espécies raras coletadas pode demonstrar realmente a grande diversidade das áreas. Em casos como este, Longino *et al.* (2002) ponderam que os estimadores Chao podem ser usados para derivar uma estimativa mínima válida de riqueza. Da mesma forma, adotando simultaneamente as curvas de acúmulo de espécies e o método Jackknife ou Chao, é possível obter uma visão significativa da diversidade de espécies na assembleia e também uma boa estimativa de riqueza total (Magurran, 2011).

Altos índices de perturbação tendem a amplificar ainda mais a variância na abundância das espécies, mas, em última instância, a reduzir a riqueza. Pesquisas que contrastam locais perturbados com seus equivalentes intactos podem então ser especialmente propensas a este efeito, que se percebe quando as curvas de riqueza se intersectam (Magurran, 2011). De acordo com nossos resultados, nenhuma das áreas se

enquadra nesta falsa estimativa de espécies. Mesmo a área de cultivo de arroz orgânico, que se caracteriza como um ambiente perturbado, não apresentou um padrão no qual as curvas se intersectam através dos estimadores. Isto pode indicar que a área de arroz, talvez pelo tipo de manejo, com menos interferência humana, e ou pela presença da área preservada próxima, vêm mantendo sua diversidade.

Através dos dados obtidos pelos estimadores de riqueza, podemos dizer que ambas as áreas tiveram semelhantes padrões de riqueza e contemplação de amostragem, mas não a mesma diversidade. Entenda-se por diversidade o número de espécies presentes e a relação entre a abundância das diferentes espécies. Existem diversos índices simples de riqueza de espécies que procuram compensar os efeitos de amostragem dividindo a riqueza (S), o número de espécies registradas, por N, o número total de indivíduos na amostra (Magurran, 2011). Dados que mostram diferenças na abundância e riqueza de espécies entre ambientes são extremamente úteis e servem para resumir características da biodiversidade de dada amostra ou área. Estes índices tornam-se significativos à medida que são usados para comparar áreas ou tempos. Os índices calculados comparando as diversidades entre as áreas identificam diferenças entre elas (Tabela 3).

TABELA 3. Riqueza comparada de morfoespécies (S), número de indivíduos (N) e valores dos índices de diversidade de Shannon-Wiener (H'), Complementar de Simpson (1-D), Berger-Parker e Margalef (D_{MG}) para área do Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP) e para cultivo de arroz orgânico (AO) no período de maio/2011 a abril/2012 em Viamão, RS.

| | RBP | AO | Boot p |
|----------------------|------------|-----------|---------------|
| S | 203 | 95 | |
| N | 430 | 203 | |
| Shannon | 4,65 | 4,08 | 0,008* |
| Simpson | 0,97 | 0,97 | 0,76 |
| Berger-Parker | 0,15 | 0,09 | 0,02* |
| Margalef | 33,31 | 17,69 | 0,001* |

* p significativo <0,05 (Bootstrap)

Observa-se que foram apontadas diferenças entre as áreas de acordo com o teste comparativo entre os índices Shannon, Berger-Parker e Margalef. O índice de Shannon é uma medida de heterogeneidade que leva em consideração o grau de uniformidade na abundância de espécies (Magurran, 2011). Um dos problemas de Shannon é que ele confunde dois aspectos da diversidade: riqueza de espécies e uniformidade. Isso é frequentemente visto como desvantagem já que pode tornar a interpretação difícil. Um aumento no índice pode surgir com um resultado de maior riqueza, de maior uniformidade ou de ambas (Magurran, 2011). Em levantamento de diversidade de himenópteros parasitoides em soja, por exemplo, Lara *et al* (2009), encontrou valores de H' de 0,48, muito inferiores ao do nosso estudo, embora os autores tenham registrado 22 famílias. Estes valores baixos, segundo os autores, são devidos à baixa equitabilidade da amostra. Palma-Santos & Pérez-Maluf (2010) registraram um índice de Shannon de 2,59 em cultura de café, índice que também é inferior ao nosso trabalho, mesmo no arroz, que apresenta índices elevados.

O índice de Berger-Parker expressa a abundância proporcional da espécie mais abundante. Para alguns autores como May (1975), a simplicidade e a facilidade de se entender o significado biológico deste índice fazem dele uma medida de diversidade satisfatória. Como o índice de Margalef leva em consideração a riqueza pelo número de indivíduos (Moreno, 2001) e o número de espécies e a abundância na área de RBP foi maior que o dobro do número de espécies na área do arroz, este apontou uma grande diferença entre as áreas. Os três índices discutidos apontam uma maior diversidade na área da RBP.

O único índice que não mostrou diferença entre as áreas foi o de Simpson, que é fortemente afetado pela espécie mais dominante na amostra, sendo menos sensível a riqueza de espécies (Magurran, 2011). Como as duas áreas apresentaram poucas espécies

com grande abundância e muitas espécies raras, este índice não detectou diferenças entre elas.

Embora os índices de diversidade ainda sejam usados para descrever e comparar a dimensão da diversidade entre áreas ou épocas, muitas são as críticas quanto às suas limitações (Magurran, 2011). Assim, o uso da técnica de rarefação que consistem em calcular o número esperado de espécies em cada amostra para um tamanho de amostra padrão, tem sido frequentemente utilizada em inventariamentos. A rarefação e curvas suavizadas de acúmulo de espécies são proximamente relacionadas. Neste caso, o método mais simples de decidir se duas comunidades são diferentes, é verificar se a diversidade observada da menor comunidade cai dentro do limite de confiança de 95% da curva de rarefação da comunidade maior e a comparação é feita no ponto em que o nível de abundância da maior comunidade se emparelha com o nível da comunidade menor (Gotelli & Entsminger, 2001). A curva de rarefação de ambas as áreas em nosso trabalho (Figura 9) mostra que a área do RBP e do AO são diferentes em relação à riqueza de espécies e abundância de indivíduos, pois no ponto de corte, que foi em torno de 200 indivíduos, a diversidade observada da área do arroz não está dentro do limite de confiança de 95% da curva de rarefação da área do RBP, que é a comunidade maior.

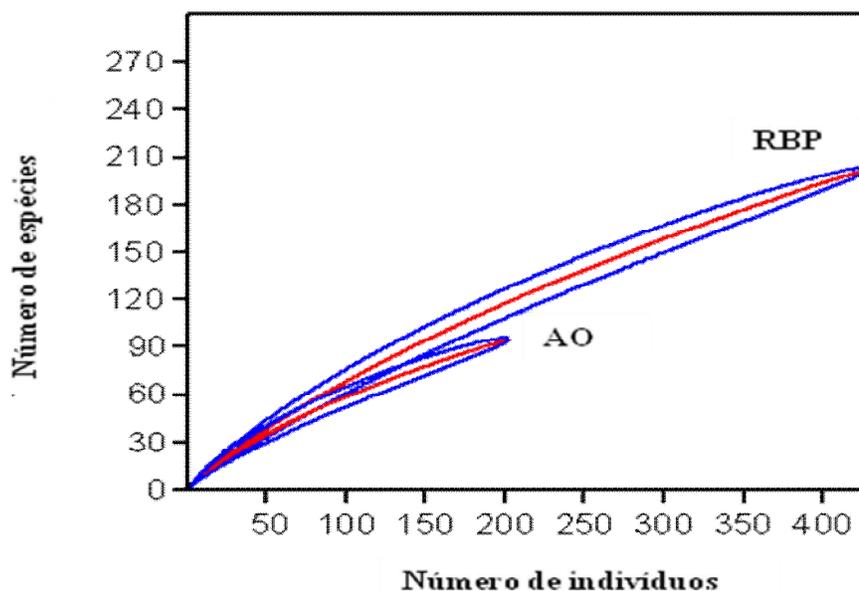


FIGURA 9. Curvas de rarefação da riqueza de himenópteros parasitoides coletados no cultivo orgânico de arroz irrigado (AO) e no Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP) no período de maio/2011 a maio/2012, em Viamão, RS.

A diferença de diversidade de himenópteros parasitoides entre a área do arroz e do refúgio pode estar associada à arquitetura vegetal dos ambientes. Embora seja um sistema com manejo orgânico, o ambiente agrícola ainda é mais simplificado e a discrepância de famílias e gêneros botânicos entre os locais é visível e registrada. Estas diferenças podem ser visualizadas a partir do breve levantamento vegetacional realizado nas áreas, descrito no tópico 3 (Material e Métodos) no qual são listadas as espécies vegetais mais ocorrentes na AO e no RBP. A área do RBP apresenta maior diversidade vegetal não somente de espécies, mas também de famílias, incluindo plantas arbóreas, arvoretas, ervas e de outros hábitos, diferente das taipas ou das quadras de arroz nas quais, na sua totalidade, são constituídas de plantas herbáceas ou de pequeno porte, incluindo muitas poáceas.

A diversidade da estrutura vegetal é um dos fatores que proporciona a diversidade de nichos (Wilson, 1994) e, conseqüentemente, de recursos para abrigar e sustentar os parasitoides adultos. Diversos estudos indicam que a abundância e riqueza de insetos entomófagos dentro de um cultivo estão intimamente relacionadas à natureza da vegetação circundante (Altieri *et al.*, 2003). Em pomares de maçã (*Malus domestica* Borkh) e *Craetegus* sp. no norte de Connecticut, Estados Unidos, Maier (1981) observou que os braconídeos exibiam maiores taxas de parasitismo do bicho-da-maçã, *Rhagoletis pomonella* (Walsh) (Diptera: Tephritidae) em pomares onde plantas tais como *Vaccinium myrtillus* L. (Ericaceae), *Cornus* spp. (Cornaceae) e *Ilex* sp. (Aquifoliaceae) crescem naturalmente nas proximidades. Essas plantas suportam populações de diversas moscas-das-frutas que servem como hospedeiros alternativos para os braconídeos. Em muitos casos, plantas invasoras ou outras vegetações naturais em torno de áreas cultivadas abrigam hospedeiros e presas alternativas para inimigos naturais, fornecendo recursos sazonais que contribuem para manter os ciclos de vida de insetos entomófagos e insetos pragas, fechando assim lacunas na distribuição temporal dessas espécies na paisagem agrícola (Altieri *et al.*, 2003). Além disso, as formas adultas dos himenópteros parasitoides são de vida livre e alimentam-se de mel e pólen (Jervis *et al.*, 1993), elementos que são disponibilizados por muitas plantas espontâneas, especialmente em épocas de floração.

A partir do diagrama de Venn (Magurran, 2004), evidencia-se, de forma qualitativa, a composição de espécies exclusivas e compartilhadas entre as duas áreas (Figura 10 e 11).

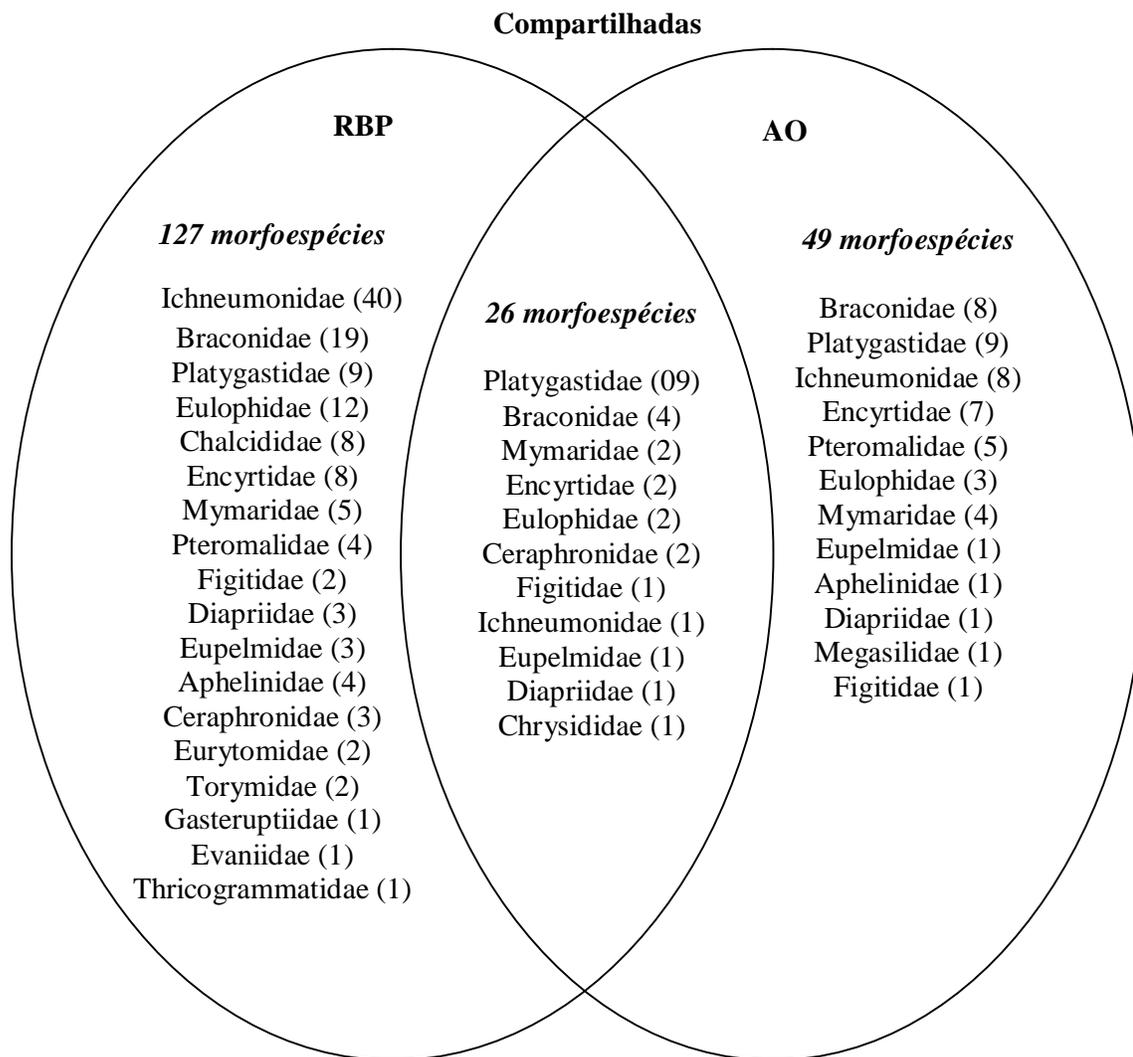


FIGURA 10. Diagrama de Venn, evidenciando a composição de morfoespécies de himenópteros parasitoides, distribuídas em famílias, exclusivas e compartilhadas, coletadas em cultivo orgânico de arroz irrigado (AO) e em área de preservação, no Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP), no período de safra (outubro/2011 a fevereiro/2012) em Viamão, RS.

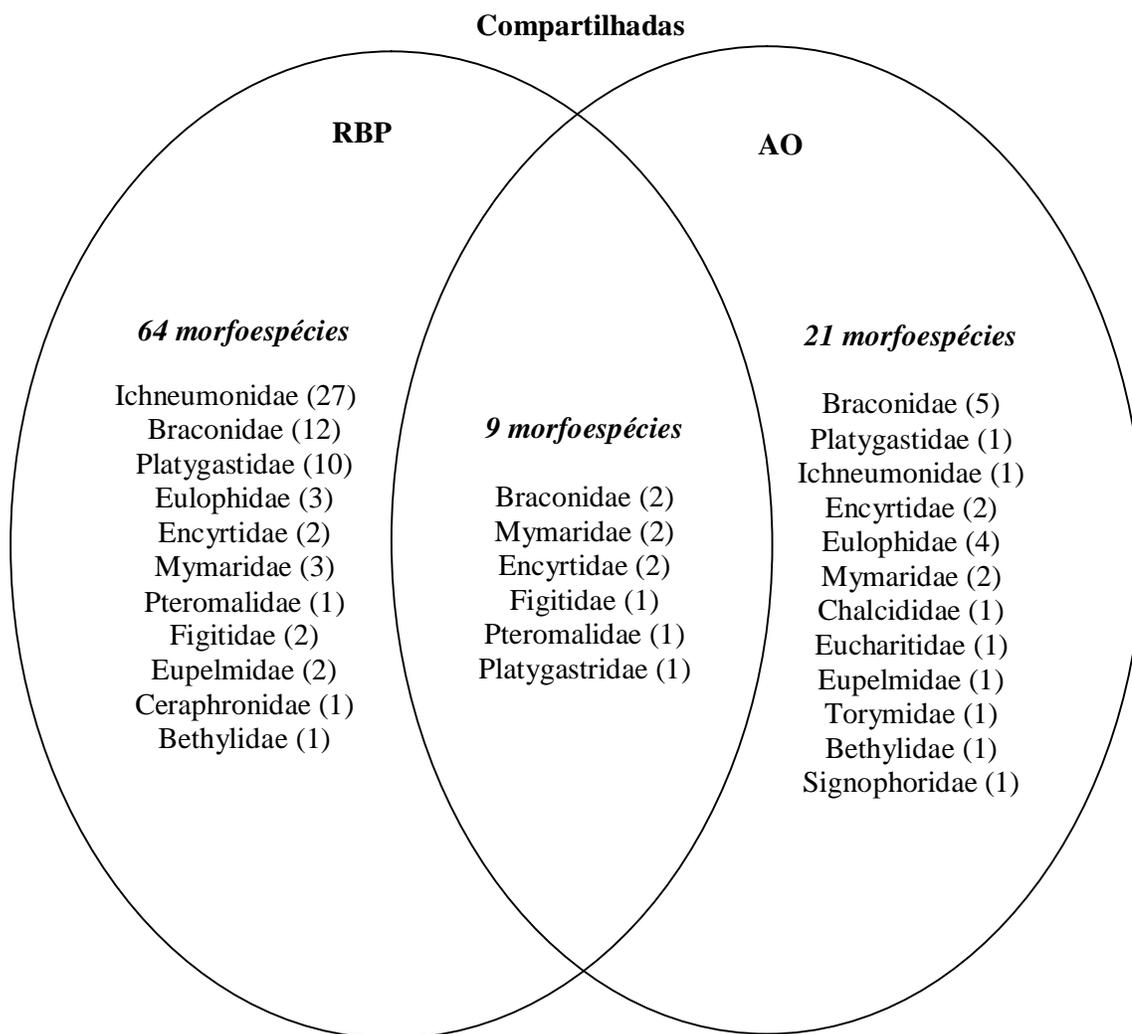


FIGURA 11. Diagrama de Venn, evidenciando a composição de morfoespécies de himenópteros parasitoides, distribuídas em famílias, exclusivas e compartilhadas, coletadas em cultivo orgânico de arroz irrigado (AO) e em área de preservação, no Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP), no período de entressafra (maio/2011 a setembro/2011 e março e abril/2012) em Viamão, RS.

Como esperado, a riqueza de espécies na área preservada é maior que no AO, entretanto, a presença de 37 morfoespécies compartilhadas, contabilizando 39% do total das espécies ocorrentes na área do arroz, indica a importância da Área de Reserva Legal como repositório de inimigos naturais. O período com maior número de morfoespécies compartilhadas entre as áreas foi durante a safra do arroz (outubro/2011 a fevereiro/2012), no qual a cultura encontrava-se no local. Na entressafra (maio/2011 a setembro/2011 e março e abril/2012), quando não havia a presença do arroz na área, houve menor número de morfoespécies compartilhadas. Foram 26 morfoespécies compartilhadas no período da safra e nove na entressafra. O aumento da diversidade da vegetação em paisagens agrícolas, seja pela manutenção de áreas naturais, ou pelo plantio de vegetação ao redor das áreas cultivadas, é apontado como uma solução para o aumento da fauna de insetos benéficos (Thomas *et al.*, 1991). Teoricamente, essas áreas fornecem alimento alternativo e refúgio para insetos predadores e parasitoides, aumentando, assim, o número de inimigos naturais e a colonização dos plantios vizinhos por esses organismos (Coombes & Sotherton, 1986; Corbett & Plant, 1993), o que parece estar acontecendo na área em que foi desenvolvido o presente estudo.

Platygastridae teve o maior número de morfoespécies compartilhadas, sendo 10 morfoespécies no total pertencentes às subfamílias Scelioninae, Telonominae e Platygastrinae. Durante o período de safra, 9 morfoespécies foram compartilhadas entre as áreas e na entressafra, apenas uma. Membros da subfamília Scelioninae parasitam ovos de Orthoptera, Mantodea, Embiidina, Heteroptera e aranhas e a tribo Gryonini parasitam hemípteros terrestres (Hanson & Gauld, 2006). Duas morfoespécies de *Gryon* sp. foram compartilhadas entre as áreas. Espécies desses gêneros podem ser eficazes combatendo pragas de Coreidae registradas, no Brasil, no arroz, batata, tabaco, tomate e mamão (Loiácono, 1980). Por exemplo, *G. gallardoi* (Bréthes, 1913) parasita ovos de *Corecoris*

lativentris Stål, 1870 inseto que ataca culturas de arroz, batata, tabaco e tomate (Loiácono, 1980) e *Leptoglossus zonatus* (Dallas, 1852), nas culturas de milho, sorgo, feijão, soja, tomateiro e citros (Marchiori *et al.*, 2001). *G. molinai* (Blanchard, 1927), parasita ovos de *Anasa guttifera* Berg, 1879, coletada em abóbora (Loiácono, 1980). *Macroteleia* sp., *Cremastobeus* sp., e *Idris* sp. que foram compartilhadas, além de *Gryon* sp., anteriormente citada, são gêneros com distribuição cosmopolitas e que parasitam Tettigoniidae, Gryllidae, Coreidae e outros Pentatomorpha (Rajmohana, 2011). Espécies da subfamília Telenominae parasitam basicamente ovos de Heteroptera e Lepidoptera, embora alguns possam ter como hospedeiros ovos de Fulgoridae e Diptera (Hanson & Gauld, 2006). Uma morfoespécie de *Telenomus* sp. foi compartilhada entre as áreas. As fêmeas buscam seus hospedeiros em habitats específicos. Tanto *T. podisi* como *Trissolcus euchisti* (Ashmead, 1893), por exemplo, atacam ovos de pentatomídeos, mas os primeiros em plantas herbáceas e os segundos em plantas lenhosas (Okuda & Yeargan, 1988). Os adultos de algumas espécies *Telenomus* de zonas temperadas vivem muito tempo (Torgersen & Ryan, 1981). Esse tipo de longevidade se apresenta no neotrópico durante a estação seca.

Muitos Platygastriidae, em particular a subfamília Telenominae se tem empregado com êxito em programas de controle biológico clássico para combater heterópteros e lepidópteros. As espécies *T. basalis* e *Telenomus remus* Nixon, 1937 têm sido introduzidas em vários países para combater, respectivamente, *N. viridula* (Pentatomidae) e vários Noctuidae (Clausen, 1978) e existe muito potencial para seu uso em criação massiva (Cave, 2000). A introdução na Colômbia da espécie norteamericana, *Telenomus alsophilae* Viereck, 1924, para combater a praga florestal, *Oxydia trychiata* (Guenée, 1858) (Geometridae), é um dos programas de controle biológico com maior êxito conseguido no neotrópico (Bustillo & Drooz, 1977; Drooz *et al.*, 1977). Além da utilidade em programas de controle biológico clássico, vários Telenominae que aparecem de maneira natural no

neotrópico poderiam ser utilizados em programas de criação massiva ou de conservação (Hanson & Gauld, 2006). Por exemplo, na Guatemala *Telenomus solitus* Johnson, 1983 ataca os ovos de *Trichoplusia ni* (Hübner, 1803) (Noctuidae) (Johnson, 1983) e em várias partes do neotrópico *Telenomus connectans* Ashmead 1895, *Telenomus dilophonotae* Cameron, 1913 e *Telenomus monilicornis* Ashmead, 1894 parasitam ovos de *Erinnyis ello* (Linnaeus 1758) (Sphingidae) (Johnson, 1990). A espécie *Telenomus cyamophylax* Polaszek, 1997 parasita ovos de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 e *Mythimna sequax* Franclemont, 1951 (Noctuidae) (Polaszek & Foerster, 1997; Foerster & Avanci, 1999). No Brasil, *T. podisi* parasita ovos de pentatomídeos, em particular *E. heros* (Pacheco & Corrêa-Ferreira, 1998, 2000). *Telenomus* e *Trissolcus* são os gêneros de platigastrídeos mais importantes do ponto de vista de controle biológico (Hanson & Gauld, 2006). Alguns grupos de *Telenomus* parecem restritos a certos hospedeiros (Johnson, 1984), por exemplo, *Telenomus arzamae* Riley, 1893, *Telenomus californicus* Ashmead, 1893 e *Telenomus dalmanni* (Ratzeburg, 1844) atacam unicamente Lepidoptera; *Telenomus crassiclava* Nixon 1940, Fulgoridae; *Telenomus floridanus* (Ashmead, 1893), Lygaeidae; *Telenomus laricis* Walker 1836, Miridae; *Telenomus longicornis* Ashmead, 1901, Heteroptera aquáticos; *Telenomus nigrocoxalis* Ashmead, 1894, Rhopalidae; *Telenomus phymatae* Masner & Johnson, 1979, Reduviidae; *T. podisi*, Pentatomoidea e *Telenomus tabanivorus* (Ashmead, 1895), Diptera (Tabanidae, Asilidae, Stratiomyidae) (Hanson & Gauld, 2006).

A subfamília Platygastriinae é endoparasita de larvas de Cecidomyiidae. Em diversas partes do mundo, atacam cecidomídeos pragas que afetam o arroz, o trigo e a manga (Austin, 1984). Os gêneros *Platygaster* e *Synopeas*, com uma e duas morfoespécies compartilhadas entre as áreas, respectivamente tem distribuição cosmopolita (Hanson & Gauld, 2006).

A família Braconidae foi a segunda família com maior número de morfoespécies compartilhadas, sendo sete morfoespécies pertencentes às subfamílias Aphidiinae, Blacinae, Braconinae, Cheloninae e Microgastrinae. Durante o período de safra seis morfoespécies foram compartilhadas entre as áreas e na entressafra, apenas duas. Uma morfoespécie foi compartilhada em períodos diferentes entre as áreas.

Aphidiinae é basicamente um grupo holártico, com poucos representantes no neotrópico, assim como seus hospedeiros muitos dos quais são afídeos introduzidos no neotrópico. Parasitam afídeos no segundo ou terceiro ínstar ninfal, mas podem parasitar adultos ou embriões dentro das fêmeas (Hanson & Gauld, 2006). O afídeo *Rhopalosiphum rufiabdominalis* (Sasaki) (pulgão-da-raiz-do-arroz) é uma praga de distribuição ampla no mundo (Reissing *et al.*, 1986) e foi registrada em áreas de cultura orízicola nos municípios de Alegrete, Quaraí e Uruguaiana, na região da fronteira oeste do Rio Grande do Sul, e Restinga Seca, na Região Central do Estado (Maziero *et al.*, 2007). Em um trabalho de revisão estudando o status biológico e econômico de afídeos atacando arroz em todo o mundo foram encontradas 37 espécies, pertencentes a 17 gêneros infestando o arroz irrigado ou áreas próximas ao cultivo (Yano *et al.*, 1983).

Blacinae possui oito gêneros no neotrópico, sendo cinco somente no Chile, um na Argentina, um em Honduras e o gênero *Blacus*, que é cosmopolita (Wharton *et al.*, 1997). Este último, identificado em nosso trabalho, é endoparasitoide solitário de uma grande variedade de larvas de coleópteros de vegetação úmida e em processo de decomposição, em particular pertencentes às famílias Anobiidae, Cerambycidae, Cryptophagidae, Curculionidae, Nitidulidae, Scolytidae e Staphylinidae.

Os Braconinae são muito diversos no trópicos e o gênero *Bracon*, encontrado em nosso trabalho, possui distribuição cosmopolita e apresenta como hospedeiros insetos das ordens Lepidoptera, Coleoptera e Diptera (Hanson & Gauld, 2006). As fêmeas de *Bracon*

sp., às vezes, parasitam todos os hospedeiros disponíveis e retornam, depois, para ovipositá-los, num processo de superparasitismo (Ullyett, 1945; Laing & Caltagirone, 1969).

Os Cheloninae são parasitoides ovo-larval, com as fêmeas ovipositando em ovos e os adultos emergindo das larvas. O gênero *Chelonus*, identificado em nosso trabalho, tem distribuição cosmopolita e parasita principalmente microlepidópteros e alguns Noctuidae (Hanson & Gauld, 2006). Os Microgastrinae são endoparasitoides de larvas de lepidópteros. Na Grã-Bretanha, onde a fauna desses parasitoides é conhecida, tem sido observado que todas as espécies lepidópteras exofíticas são atacadas por pelo menos um Microgastrinae e o mesmo acontece com muitos hospedeiros que vivem semicultos (Shaw & Huddleston, 1991). Nessa subfamília se encontram as vespas que parasitam lepidópteros pragas e as que possuem mais êxito no controle biológico. Algumas espécies neotropicais de importância para a agricultura têm sido estudadas em detalhes, como *C. flavipes*, uma espécie introduzida que parasita *D. saccharalis* (Overholt *et al.*, 1994), *Cotesia marginiventris* (Cresson) em Noctuidae (Röse *et al.*, 1998) e *Cotesia vestalis* (Haliday) (Shaw, 2003), uma espécie introduzida que parasita *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Karimzadeh *et al.*, 2004). Os gêneros identificados em nosso trabalho, *Apanteles* sp. e *Glyptapanteles* sp. são gêneros com distribuição cosmopolita que parasitam microlepidópteros, Pyraloidea e outros macrolepidópteros, no geral na fase larval, mas algumas espécies ovipositam em ovos (Hanson & Gauld, 2006).

Ichneumonidae foi a mais rica na área do RBP e somente uma morfoespécie pertencente à subfamília Cryptinae foi compartilhada entre as áreas. Esta família é numerosa e cosmopolita, com a fauna sulamericana podendo ultrapassar 30.000 espécies (Hanson & Gauld, 2006). Alguns hospedeiros preferenciais de Ichneumonidae são Symphita, Lepidoptera e Diptera (Wahl & Sharkey, 1993), atacando seus estágios larvais

ou pupais. No neotrópico, várias espécies atacam lepidópteros pragas agrícolas e na Austrália e Nova Zelândia têm sido utilizados para combater sínfitos (Hanson & Gauld, 2006). Os autores, entretanto, fazem a ressalva de que alguns ichneumonídeos são hiperparasitoides, e que portanto, poderiam interferir em programas de controle biológico.

A subfamília Cryptinae é a maior entre os ichneumonídeos, com 45.000 espécies e 390 gêneros descritos, sendo 100 neotropicais (Hanson & Gauld, 2006). Parasitam larvas de insetos pertencentes às ordens Lepidoptera e Hymenoptera e algumas espécies atacam ovos de aranhas e outros insetos. Espécies de alguns gêneros, como *Camera* sp. são coletados unicamente nas estações secas, o que sugere que possivelmente permanecem em diapausa durante os períodos mais úmidos. No nosso trabalho a morfoespécie compartilhada foi encontrada no verão e primavera, períodos mais quentes. Embora exista um grande número de espécies e amplas informações sobre os hospedeiros de algumas, a biologia de muitos dos gêneros tropicais pertencentes a esta subfamília, é praticamente desconhecida (Gauld & Hanson, 1995).

A riqueza, abundância e a composição de espécies, podem variar em função, tanto da heterogeneidade espacial relacionada aos nichos, como das mudanças nas condições do tempo e clima e de variações sazonais em uma mesma área. A flutuação na abundância dos indivíduos em ambas as áreas (Figura 12), de acordo com o esperado, apresentou oscilações ao longo do levantamento.

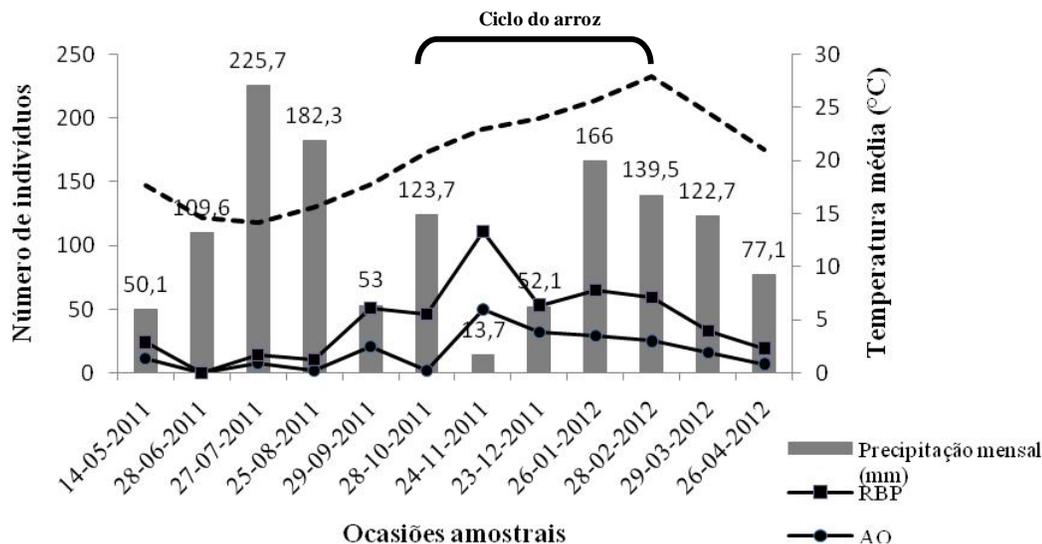


FIGURA 12. Flutuação de indivíduos na área de Arroz Orgânico (AO) e no Refúgio Banhado dos Pachecos (RBP) no período de maio/2011 a abril/2012, Viamão, RS e dados de temperatura média mensal e precipitação.

A partir de outubro a abundância de indivíduos aumentou, com um pico no mês de novembro e decrescendo ao longo dos meses até a última coleta em abril. A área do RBP teve um maior número de indivíduos. A flutuação da abundância entretanto foi semelhante nas duas áreas. No RBP a abundância foi maior nos meses de setembro a março (primavera e verão), ocorrendo um decréscimo no número de indivíduos a partir de janeiro e mostrando uma menor abundância no outono e inverno. Estes dados corroboram os de Oliveira *et al.* (2009) que realizaram um levantamento de Hymenoptera em ambientes de restinga no município de Rio Grande e os mesmos tiveram uma abundância maior nas estações de primavera e verão decrescendo no outono e, baixa, no inverno. Os autores registraram como as famílias de parasitoides mais abundantes Ichneumonidae e Braconidae, coincidindo também com os nossos dados do RBP. Ambos locais

assemelham-se em composição fitogeográfica, principalmente o Ponto 2 de amostragem do RBP, que apresenta vegetação mais aberta.

A abundância e temperatura tiveram uma correlação positiva de acordo com o Coeficiente de Correlação de Pearson, tanto para o AO ($P < 0,05$; $r^2 = 0,393$) como para o RBP ($P < 0,05$; $r^2 = 0,383$), enquanto a precipitação não teve correlação com a abundância de indivíduos. No trabalho de Oliveira *et al.* (2009), citado anteriormente, a temperatura teve uma relação de 70% na abundância de indivíduos e a precipitação também não teve correlação. Cirelli & Pentead-Dias (2003) não encontraram correlação entre o número de indivíduos capturados e os dados climáticos de temperatura e precipitação em levantamento de fauna de braconídeos. Apesar desses fatores abióticos serem importantes outros elementos além do clima podem influenciar a diversidade de padrões sazonais existentes, como a disponibilidade de alimento (Wolda, 1988).

As famílias que mais influenciaram nos picos de coleta foram, justamente, as mais abundantes, Platygastriidae, Braconidae e Ichneumonidae. O maior pico apresentado em novembro em ambas as áreas, foi fortemente influenciado pela abundância de Platygastriidae e Braconidae. A maior presença dos Braconidae pode ser explicada pela tendência que esta família apresenta em ter maior atividade onde a vegetação é mais aberta, como no arroz e na restinga, e preferência por temperaturas médias entre 20 e 24 °C (Cirelli & Pentead-Dias, 2003).

Platygastriidae teve maior abundância no verão e primavera tanto no refúgio quanto no arroz. Os picos populacionais desta família podem estar relacionados à disponibilidade dos hospedeiros. Os meses em que houve maior abundância de platygastrídeos foram os de desenvolvimento da cultura do arroz, de novembro a fevereiro. A área RBP teve alta abundância nas mesmas épocas e também em outubro, época em que iniciou o plantio do

arroz. Este fato pode ser mais um indicativo de que o refúgio possa restituir parasitoides para a cultura na época em que ela está mais propensa ao ataque de pragas.

Na área de plantio arroz, além da influência da temperatura, a abundância também é modificada pela presença ou ausência da cultura. Entre os meses de novembro e fevereiro foram os períodos com maior abundância de indivíduos, pois com o desenvolvimento do arroz aumenta a disponibilidade alimentar para as pragas que servem de hospedeiros para os parasitoides. A partir da emergência das plântulas, após o mês de novembro, estas proporcionam um ambiente diferenciado daquele encontrado no inverno, durante o qual também as plantas espontâneas que ocorrem nas taipas, no geral arbustivas, desenvolvem-se com velocidade reduzida. Tais plantas adjacentes podem servir ainda de refúgio aos insetos, após a colheita do arroz, em fevereiro.

As diferenças sazonais, também podem atuar na similaridade entre as diversidades nas duas áreas. O índice Morisita, que é um índice quantitativo e avalia a riqueza compartilhada entre as áreas, aponta três grupamentos principais, um incluindo a área do arroz no inverno, primavera e verão, outro que agrupa a primavera e o verão na RBP e, um terceiro que aponta maior similaridade entre o outono no AO e RBP e o inverno no RPB (Figura 13). Foram considerados os grupamentos acima do ponto de corte (0,36 de similaridade). A maior similaridade encontrada foi em torno de 60%, em relação à primavera e verão do RBP, indicando que há uma grande variação nos padrões de diversidade entre as áreas e em relação às estações do ano. Através da análise de SIMPER (Similarity Percentage) são identificados os táxons que são responsáveis por diferenças entre dois ou mais grupos de amostras através de dados de abundância (Hammer *et al.*, 2001). No grupamento RBP primavera e verão, as morfoespécies indicadas como as mais importantes foram duas da família Platygastriidae e uma de Ceraphronidae e Figitidae. No grupamento AO primavera e verão as morfoespécies indicadas como as mais importantes

foram uma de Braconidae, uma de Ceraphronidae, uma de Platygastriidae e uma de Mymaridae.

A magnitude do valor do coeficiente de correlação cofenética (0,947) de Morisita foi mais alta em relação a outros índices utilizados, indicando consistência do padrão de agrupamento e apontando a adequação deste índice para descrever as similaridades entre as áreas.

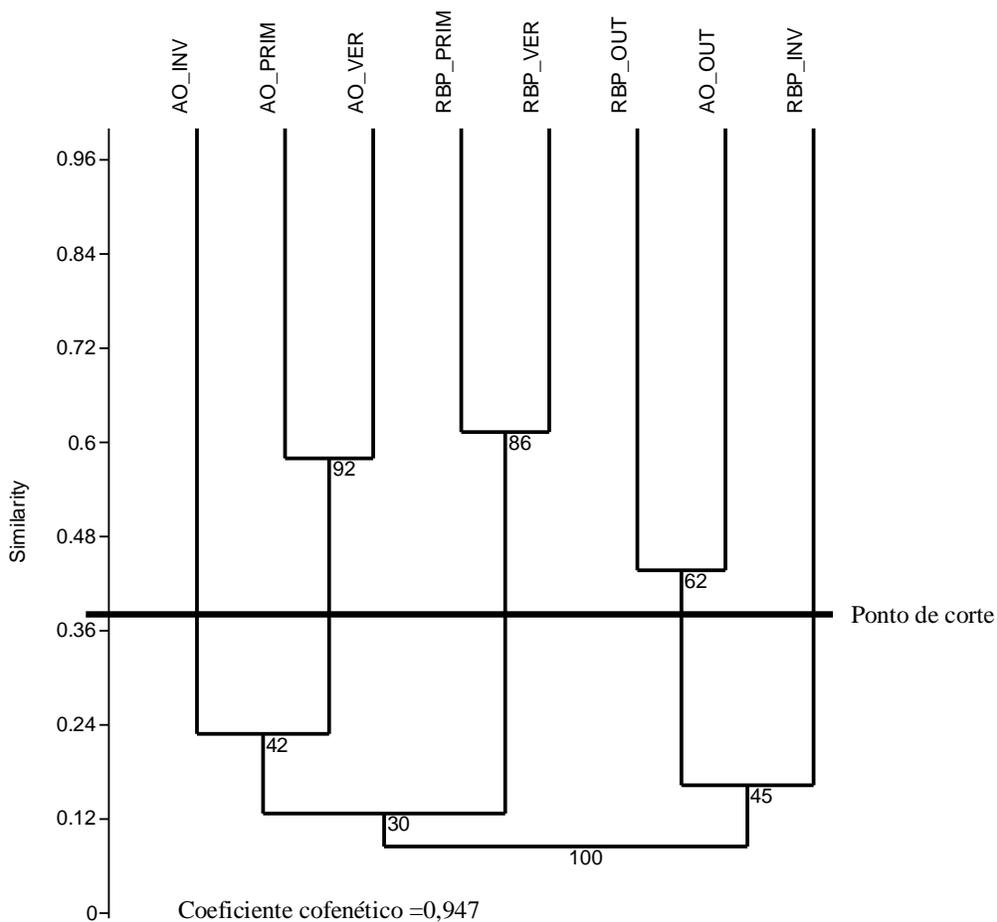


FIGURA 13. Análise de agrupamento UPGMA de similaridade (Índice de Morisita) para indivíduos coletados em arroz orgânico irrigado(AO) e na reserva (RBP), no período de maio/2011 a abril/2012, Viamão, RS.

Tendo em vista que o índice de Morisita pondera as espécies em comum pelo número de espécies exclusivas e o tamanho de cada amostra, é de se esperar que, mesmo nas diferentes estações do ano, a similaridade seja maior dentro das áreas, o que somente não aconteceu na coleta de outono. A similaridade entre RBP e AO no outono se deve a grande quantidade de uma morfoespécie da família Encyrtidae encontrada em ambas as áreas nessa estação e diminuição das outras morfoespécies. Este dado se confirmou através do SIMPER que indicou duas morfoespécies de Encyrtidae entre as mais importantes neste grupamento, uma morfoespécie de Platygastriidae e uma de Braconidae. Os encirtídeos, geralmente, têm uma abundância relativa em torno de 10% em diversos trabalhos em área de vegetação nativa (Azevedo *et al.* 2002; Marchiori & Penteado-Dias 2002; Marchiori *et al.* 2003; Santos, 2008; Oliveira *et al.* 2009) e em área de cultivos agrícolas ela aparece com abundância relativa maior, variando entre as diferentes culturas (Perioto *et al.*, 2002a; Perioto *et al.*, 2002b; Souza *et al.*, 2006). Em nosso trabalho a abundância relativa desta família foi de 15,27% na área de cultivo de arroz e de 10,23% na área do RBP. Espécies desta família são consideradas uma das mais importantes para o controle biológico, pois exploram diversos hospedeiros atacando seus ovos ou larvas (SEL, 2003b).

Baseado nos resultados obtidos no presente estudo, pode-se realizar algumas considerações. O sucesso do controle biológico por inimigos naturais pode ser influenciado por alguns fatores, tais como tamanho do campo, composição da vegetação dentro e no seu entorno e o nível de isolamento do cultivo (a distância de insetos colonizadores) que irão afetar as taxas de imigração, taxas de dispersão, e o tempo efetivo e permanência de um dado inimigo natural na cultura-alvo (Altieri *et al.*, 2003). Uma das melhores estratégias para aumentar a eficiência de predadores e parasitoides é a manipulação de recursos alimentares não-alvo (hospedeiros e presas alternativos, pólen e néctar) (Rabb *et al.*, 1976), pois as formas adultas dos himenópteros parasitoides alimentam-se desses recursos

vegetais. Assim, a diversidade da vegetação proporciona o ambiente ideal para a manutenção desses inimigos naturais. Uma área agrícola próxima a esses ambientes diversificados se beneficia da presença dos parasitoides existentes na mesma.

6 CONCLUSÕES

Com base nos resultados obtidos no presente estudo, apresentamos as seguintes conclusões:

A armadilha Malaise capturou um maior número de himenópteros parasitoides e uma maior riqueza comparada à Moericke.

A diversidade de parasitoides é maior na área do Refúgio Banhado dos Pachecos em comparação a área de arroz orgânico.

A abundância de parasitoides foi maior na área de arroz na época em que a cultivo encontrava-se disponível no local.

A distribuição de abundância dos parasitoides ao longo do ano é semelhante entre as áreas, sendo influenciados pela temperatura média ambiental.

Há espécies de parasitoides compartilhadas entre as duas áreas, sendo as famílias Platygasteridae e Braconidae as que tiveram maior número de morfoespécies compartilhadas.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ACCORDI, I. A. **Estrutura espacial e sazonal da avifauna e considerações sobre a conservação de aves aquáticas em uma área úmida no Rio Grande do Sul, Brasil.** 2003. 160 f. Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Ecologia, UFRGS, Porto Alegre, 2003.

ALTIERI, M. A. **Agroecologia: bases científicas para uma agricultura sustentável.** Guaíba: Agropecuária, 2002. 592 p.

ALTIERI, M. A. **Agroecologia: bases científicas para uma agricultura sustentável.** 3. ed. rev. ampl. São Paulo: Expressão Popular; Rio de Janeiro: AS-PTA, 2012. 400 p.

ALTIERI, M. A.; LETOURNEAU, D. L. Vegetation management and biological control in agroecosystems. **Crop Protection**, Guildford, v. 1, p. 405-430, 1982.

ALTIERI, M. A.; SILVA, E. N.; NICHOLLS, C. I. **O papel da biodiversidade no manejo de pragas.** Ribeirão Preto: Holos, 2003. 223 p.

AMARAL, D. P. et al. Diversidade de famílias de parasitóides (Hymenoptera: Insecta) coletados com armadilhas malaise em floresta nativa em Luz, Estado de Minas Gerais, Brasil. Comunicado Científico. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 72, n. 4, p. 543-545, out./dez., 2005.

AUSTIN, A. D. The fecundity, development and host relationships of *Ceratobaeus* spp. (Hymenoptera: Scelionidae), parasites of spider eggs. **Ecological Entomology**, London, v. 9, p. 125-138, 1984.

AZEVEDO, C. O.; SANTOS, H. S. Perfil da fauna de himenópteros parasitoides (Insecta, Hymenoptera) em uma área de Mata Atlântica da Reserva Biológica de Duas Bocas, Cariacica, ES, Brasil. **Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão**, Santa Teresa, ES, v. 11/12, p. 117-126, jun. 2000.

AZEVEDO, C. O. et al. Perfil da fauna de himenópteros parasitoides (Insecta, Hymenoptera) em uma área de Mata Atlântica do Parque Estadual da Fonte Grande, Vitória, ES, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 46, n. 2, p. 133-137, 2002.

AZEVEDO, C. O. et al. Perfil das famílias de vespas parasitoides (Hymenoptera) em uma área de Mata Atlântica da Estação Biológica de Santa Lúcia, Santa Teresa, ES, Brasil.

Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão, Santa Teresa, ES, v. 16, p. 39-46, dez. 2003.

AZEVEDO FILHO, W. S.; PRATES JÚNIOR, P. H. **Técnicas de coleta e identificação de insetos**. 2 ed. Porto Alegre: EDIPUC RS, 2005. 97 p.

BAMBARADENIYA, C. N. B.; AMERASINGHE, F. P. **Biodiversity associated with the Rice Field agro-ecosystem in Asian countries**: a brief review. International Water Management Institute: Working Paper, Colombo, Sri Lanka, v. 63, 2003. 24 p.

BAMBARADENIYA, C. N. B.; EDIRISINGHE, J. P. Composition, structure and dynamics of arthropod communities in a rice agro-ecosystem. **Ceylon Journal of Science (Biological Science)**. Colombo, Sri Lanka, v. 37, n. 1, p. 23-48, 2008.

BARBOSA, D. G. F. et al. Diversidade de ácaros em aceroleira (*Malpighiaemarginata* A.DC) na Universidade Federal Rural de Pernambuco em Recife, PE. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 32 p. 577-583, 2003.

BEGON, M.; TOWNSEND, C. R.; HARPER, J. L. **Ecologia de indivíduos e ecossistemas**. Tradução Adriano Sanches. 4. ed. Porto Alegre: Artmed, 2007. 740 p.

BORROR, J. D.; DELONG, D. M. **Introdução ao estudo dos insetos**. Tradução de: An introduction to the study of insects. São Paulo: Edgard Blucher, 1988. 653 p.

BRASIL. Decreto 750, de 10 de fevereiro de 1993. Dispõe sobre o corte, a exploração e a supressão de vegetação primária ou nos estágios avançado e médio de regeneração da Mata Atlântica, e dá outras providências. **Presidência da República, Casa Civil, Subchefia para Assuntos Jurídicos**, Brasília, 10 fev. 1993, 172º da Independência e 105º da República. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/decreto/1990-1994/D750.htm> Acesso em: 05 Fev. 2013.

BRASIL. Lei Nº10831 de 2003. Dispõe sobre a agricultura orgânica e dá outras providências. **Presidência da República, Casa Civil, Subchefia para Assuntos Jurídicos**, Brasília, 23 dez. 2003, 182º da Independência e 115º da República. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/leis/2003/L10.831.htm> Acesso em: 26 Dez. 2012.

BRASIL. Decreto 6.323 de 2007. Regulamenta a Lei nº 10.831, de 23 de dezembro de 2003, que dispõe sobre a agricultura orgânica, e dá outras providências. **Presidência da República, Casa Civil, Subchefia para Assuntos Jurídicos**, Brasília, 27 dez. 2007, 186º da Independência e 119º da República. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2007-2010/2007/Decreto/D6323.htm> Acesso em: 26 Dez. 2012.

BRASIL. Lei Nº 11.947, de 16 de junho de 2009. Dispõe sobre o atendimento da alimentação escolar e do Programa Dinheiro Direto na Escola aos alunos da educação básica; altera as Leis nºs 10.880, de 9 de junho de 2004, 11.273, de 6 de fevereiro de 2006, 11.507, de 20 de julho de 2007; revoga dispositivos da Medida Provisória nº 2.178-36, de 24 de agosto de 2001, e a Lei nº 8.913, de 12 de julho de 1994; e dá outras providências. **Presidência da República, Casa Civil, Subchefia para Assuntos Jurídicos**, Brasília, 16

jun. 2009, 188º da Independência e 121º da República. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2007-2010/2009/lei/111947.htm> Acesso em: 26 Dez. 2012.

BRASIL. Código Florestal Brasileiro Lei 12651 de 2012. Dispõe sobre a proteção da vegetação nativa; altera as Leis nºs 6.938, de 31 de agosto de 1981, 9.393, de 19 de dezembro de 1996, e 11.428, de 22 de dezembro de 2006; revoga as Leis nºs 4.771, de 15 de setembro de 1965, e 7.754, de 14 de abril de 1989, e a Medida Provisória nº 2.166-67, de 24 de agosto de 2001; e dá outras providências. **Presidência da República, Casa Civil, Subchefia para Assuntos Jurídicos**, Brasília, 25 mai. 2012, 191º da Independência e 124º da República. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_Ato2011-2014/2012/Lei/L12651.htm> Acesso em: 26 Dez. 2012.

BUENO, V. H. P. Controle biológico aumentativo com agentes entomófagos. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J. de; PALLINI, A. (Ed.). **Controle alternativo de doenças e pragas**. Viçosa: EPAMIG, 2005. p. 23-42.

BURNHAM, K. P.; OVERTON, P. S. Estimation of the size of a closed population when capture probabilities vary among animals. **Biometrika**, London, v. 65, p. 927-936, 1978.

BURNHAM, K. P.; OVERTON, W. S. Robust estimation of population size when capture probabilities vary among animals. **Ecology**, Washington, v. 60, p. 927-936, 1979.

BURGER, M. I. **Situação e ações prioritárias para conservação de banhados e áreas úmidas da Zona Costeira**. 2000. Disponível em: <http://www.anp.gov.br/brasilrounds/round7/round7/guias_r7/sismica_r7/refere/Banhados.pdf> Acesso em: 30 set. 2011.

BUSTILLO, A. E.; DROOZ, A. T. Cooperative establishment of a Virginia (USA) Strain of *Telenomus alsophilae* on *Oxydia trychiata* in Colombia. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 70, n. 6, p. 767-770, 1977.

CARVALHO, A. B. P.; OZORIO, C. P. Avaliação sobre os banhados do Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista de Ciências Ambientais**, Canoas, v. 1, n. 2, p. 83-95, 2007.

CAVE, R. D. Biology, ecology and use in pest management of *Telenomus remus*. **Biocontrol News and Information**, Wallingford, v. 21, n. 1, p. 21-26, 2000.

CIRELLI, K. R. N.; PENTEADO-DIAS, A. M. Análise da riqueza da fauna de Braconidae (Hymenoptera, Ichneumonoidea) em remanescentes naturais da Área de Proteção Ambiental (APA) de Descalvado, SP. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 47, n. 1, p. 89-98, 2003.

CENSO AGROPECUÁRIO. Rio de Janeiro: IBGE, 2006. 146 p. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/home/estatística/economia/agropecuária/censoagro/2006/agropecuario.pdf>>. Acesso em: 27 nov. 2009.

CHAY-HERNANDEZ, D. A. et al. Ichneumonoidea (Hymenoptera) Community Diversity in an Agricultural Environment in the State of Yucatan, Mexico. **Environmental Entomology**, College Park, v. 35, n. 5, p. 1286-1297, 2006.

CLAUSEN, C. P. **Introduced parasites and predators of arthropod pests and weeds: a world review**. Washington, DC: Agricultural Research Service, 1978. (USDA agriculture handbook, 480).

COLWELL, R. K. **EstimateS 8**: statistical estimation of species richness and shared species from samples. Hartford: University of Connecticut, 2006. Disponível em: <<http://viceroy.eeb.ucon.edu/estimates>> Acesso em: 03 set. 2012

COLWELL, R. K. **EstimateS 8**: statistical estimation of species richness and shared species from samples. Hartford: University of Connecticut, 2009. Disponível em: <<http://viceroy.eeb.ucon.edu/estimates>>. Acesso em: 14 ago. 2011.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **Acompanhamento de safra brasileira: grãos safra 2011/2012, oitavo levantamento, maio 2012**. Brasília: CONAB, 2012. Disponível em: <http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/12_05_10_08_49_52_boletim_mai_o_2012.pdf>. Acesso em: 06 jan. 2012.

COOMBES, D. S.; SOTHERN, N. M. The dispersal and distribution of polyphagous predatory Coleoptera in cereals. **Annals of Applied Biology**, London, v. 108, p. 461-474, 1986.

CORBETT, A.; PLANT, R. E. Role of movement in the response of natural enemies to agroecosystem diversification: a theoretical evaluation. **Environmental Entomology**, College Park, v. 22, p. 519-531, 1993.

COSTA, V. A. **Identificação de famílias de himenópteros parasitoides**. Campinas: Instituto Biológico de São Paulo. 35 p. 2004.

DE SANTIS, L. **Catálogo de los Himenopteros Brasileños de La Serie Parasitica Incluyendo Bethyloidea**. Curitiba: Editora da Universidade Federal do Paraná, 1980.395p.

DOMICIANO, N. L. **Arroz Irrigado: práticas de cultivo**. Londrina: Instituto Agrônomo do Paraná, 2001. 197 p.

DROOZ, A. T. et al. North American egg parasite successfully controls a different host genus in South America. **Science**, Wahington, DC, v. 197, p. 390-391, 1977.

EMBRAPA ARROZ E FEIJÃO. **Cultivo do Arroz Irrigado no Estado do Tocantins**. Manejo dos principais insetos fitófagos. Sistemas de Produção, nº 3, versão eletrônica Nov. 2004. Disponível em:<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Arroz/ArrozIrrigadoTocantins/manejo_insetos_fitofagos.htm> Acesso em: 07 de set. 2011.

EMBRAPA CLIMA TEMPERADO. **Cultivo do Arroz irrigado no Brasil**. Importância Econômica, Agrícola e Alimentar do Arroz. Sistemas de Produção nº 3, versão eletrônica Nov. 2005. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Arroz/ArrozIrrigadoBrasil/cap01.htm#mundo>> Acesso em: 29 ago. 2011.

EMBRAPA AGROBIOLOGIA. **Cultivo do Café Orgânico**. Fundamentos da agricultura orgânica. Sistemas de Produção, 2 - 2ª Edição, versão eletrônica Dez. 2006. Disponível em:

<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Cafe/CafeOrganico_2ed/fundamentos.htm> Acesso em: 26 dez. 2012.

EMBRAPA CLIMA TEMPERADO. **Cultivo de arroz irrigado orgânico no Rio Grande do Sul**. Importância econômica. Sistemas de Produção, nº 17, versão eletrônica Dez. 2011. Disponível em:

<http://www.cpact.embrapa.br/publicacoes/catalogo/tipo/sistemas/sistema17_novo/cap1_importancia_economica.htm> Acesso em: 26 dez. 2012.

FALKENBERG, D. B. Aspectos da flora e da vegetação secundária da restinga de Santa Catarina, Sul do Brasil, **Insula**, Florianópolis, v. 28, p. 1-30, 1999.

FERREIRA et al. **O percevejo-do-colmo na cultura do arroz**. Goiânia: Embrapa-CNPAP, 1997. 43 p. (Embrapa-CNPAP. Documentos, 75).

FOERSTER, L. A.; AVANCI, M. R. F. Egg parasitoids of *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) in soybeans. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 28, p. 545-548, 1999.

FRITZ et al. Agroecossistemas orizícolas irrigados: insetos-praga, inimigos naturais e manejo integrado. **Oecologia brasiliensis**, Rio de Janeiro, v. 12 (4), p. 720-732, 2008.

FRITZ, L. L. **Biodiversidade de artrópodes em agroecossistemas orizícolas do Rio Grande do Sul, Brasil**. 2009. 119 f. Dissertação (Mestrado). Programa de Pós- Graduação em Biologia: Diversidade e Manejo de Vida Silvestre, Universidade do Vale do Rio dos Sinos – UNISINOS, São Leopoldo, 2009.

FRITZ, L. L. et al. Diversity and abundance of arthropods in subtropical rice growing areas in the Brazilian south. **Biodiversity and Conservation**, London, v. 20, p. 2211-2224, 2011.

GAULD, I. D.; HANSON, P. E. **The Hymenoptera of Costa Rica**. Oxford: Oxford University Press, 1995. 893 p.

GALLO, D. et al. **Entomologia Agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920 p.

GHAHARI, H. et al. A contribution to Braconidae (Hymenoptera) from rice fields and surrounding grasslands of northern Iran. **Munis Entomology & Zoology**, Ankara, v. 4, n. 2, p. 432-435, June 2009.

GLIESSMAN, S. R. **Agroecologia: processos ecológicos em agricultura sustentável**. 2. ed. Porto Alegre: Editora da UFRGS, 2001. 653 p.

GODFRAY, H. C. J. **Parasitoids: behavioral and evolutionary ecology**. Princeton: Princeton University Press, 1994. 463 p.

GOMES, A. S.; JUNIOR, A. M. M. **Arroz irrigado no Sul do Brasil**. Brasília: Embrapa Informações Tecnológica, 2004. 900 p.

GONDIM, D. M. C. et al. **Manual de identificação das pragas, doenças, deficiências minerais e injúrias do algodoeiro do Brasil**. 3. ed. Cascavel: Codetec/CIRAD, 2011. 120 p. (Boletim Técnico, 33).

GOTELLI, N. J.; ENTSMINGER, G. L. **Ecosim null model software ecology**. Version 6.0 Acquired Intelligence Inc. & Keysey-Bear. 2001. Disponível em: <<http://www.uvm.edu/~ngotelli/EcoSim/EcoSim.html>>. Acesso em: 24 Out. 2012.

GOULET, H.; HUBER, J. T. **Hymenoptera of the World: an identification guide to families**. Ottawa: Agriculture Canada Publication, 1993. Vii, 668 p.

GRANGER, C. A. Trap design and color as factors in trapping the salt marsh greenhead fly. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 63, p. 1670-1672, 1970.

GRAVENA, S. O controle biológico na cultura algodoeira. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 9, p. 3-15, 1983.

GRAVENA, S. Manejo ecológico de pragas no pomar cítrico. **Laranja**, Cordeirópolis, v. 11, n. 1, p. 205-225, 1990.

GRAVENA, S. Controle biológico no manejo integrado de pragas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Rio de Janeiro, v. 27, p. 281-299, 1992.

GRISSELL, E. E. Hymenopteran biodiversity: some alien notions. **American Entomologist**, College Park, v. 45, n. 4, p. 235-244, 1999.

GULLAN, P. J.; CRANSTON, P. S. **Os Insetos: um resumo de entomologia**. 3. Ed. São Paulo: Roca Ltda. 2008. 440 p.

HAMMER, O.; HARPER, D. A. T.; RYAN, P. D. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analyses. **Paleontologia eletrônica** 4, Oslo, v. 4, issue 1, 2001. 9 p.

HANSON, P. E.; GAULD, I. D. The biology of hymenoptera. Natural history. In: HANSON, P.E. & GAULD, I.D.(Eds.).**The Hymenoptera of Costa Rica**. New York: Oxford University Press, 1995. p. 20-28.

HANSON, P. E.; GAULD, I. D. **Hymenoptera de la región neotropical**. v. 77. Gainesville: The American Entomological Institute, 2006.

HEINRICHS, E. A.; BARRION, A. T. **Rice-Feeding Insects and Selected Natural Enemies in West Africa: biology, ecology, identification**. Manila: International Rice Research Institute, 2004. 242 p.

HELSTCHE, J.; FORRESTOR, N. E. Estimating species richness using the jackknife procedure. **Biometrics**, Washington, v. 39, p. 1-11, 1983.

HEYWOOD, V. H. **Global biodiversity assessment**. Cambridge, UK: Cambridge University Press. 1995. 1152 p.

HIBINO, H. Biology and epidemiology of Rice viruses. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 34, p. 249-74, 1996.

HOOK, T. V. The conservation challenge in agricultura and the role of entomologists. **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 77, p. 42-73, 1994.

INMET - Instituto Nacional de Metereologia. **Estações e Dados**. Disponível em: <<http://www.inmet.gov.br>> Acesso em: Jun. 2012.

IRRI - International Rice Research Institute. **Biological Control of Rice Insect Pest**. 2009. Disponível em: <<http://www.knowledgebank.irri.org/ipm/index.php/major-natural-enemies-of-major-rice-insect-pests/>> Acesso em: 01 Fev. 2013.

JERVIS, A.; KIDD, N. A. C. The Dynamic Significance of Host-Feeding by Insect Parasitoids: What Modellers ought to Consider Mark. **Oikos**, Lund, v. 62, n. 1, p. 97-99, 1991.

JERVIS, M. A. et al. Flower-visiting by hymenopteran parasitoids. **Journal of Natural History**, Abingdon, v. 27, p. 67-105, 1993.

JOHNSON, N. F. Description of *Telenomus solitus* n. sp. [*Hymenoptera: Scelionidae*], a noctuid egg parasitoid. **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Washington, v. 85, p. 226-228, 1983.

JOHNSON, N. F. Systematics of nearctic *Telenomus*: classification and revisions of the *podisi* and *phymatae* species groups [*Hymenoptera: Scelionidae*]. **Bulletin Ohio Biological Survey**, Columbus, v. 6, p. 1-113, 1984.

JOHNSON, N. F. *Telenomus* (Hymenoptera: Scelionidae) egg parasites of *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, Washington, v. 92, p. 306-309, 1990.

KARIMZADEH, J.; BONSALE, M. B.; WRIGHT, D.J. Bottom-up and top-down effects in a tritrophic system: the population dynamics of *Plutella xylostella* (L.)-*Cotesia plutellae* (Kurdjumov) on different host plants. **Ecological Entomology**, Oxford, v. 29, p. 285-293, 2004.

KHUSH, G. S. Origin, dispersal, cultivation and variation of Rice. **Plant Molecular Biology**, The Hague, v. 35, p. 25-34, 1997.

KRAKER, J. et al. Population dynamics of rice leafhoppers (Lepidoptera: Pyralidae) and their natural enemies in irrigated rice in the Philippines. **Bulletin of Entomological Research**, London, v. 89, p. 411-421, 1999.

KRINSKI, D. et al. Primeiro registro de parasitismo em ovos de *Oebalus poecilus* (Dallas) (Hemiptera: Pentatomidae) por *Telenomus podisi* Ashmead (Platygastridae:Telenominae) em arroz tipo sequeiro no Estado do Pará, Brasil. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE

BIOLÓGICO, 12., 2011, São Paulo. **Resumos...** São Paulo: SICONBIOL, 2011. Disponível em: <seb.org.br/eventos/SINCONBIOL2011/.../PT0628.pdf> Acesso em: 12 Out. 2012.

LAING, D. R.; CALTAGIRONE, L. E. Biology of *Habrobracon lineatella* (Hymenoptera, Braconidae). **Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 101, p. 135-142, 1969.

LARA, R. I. R.; PERIOTO, N. W.; RAMIRO, Z. A. Número mínimo de armadilhas de Möricke em amostragem de himenópteros parasitóides na cultura da soja *Glycine Max* (L.) Merrill. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 76, n.1, p. 55-59, jan./mar., 2009.

LASALLE, J.; GAULD, I. D. **Hymenoptera and biodiversity**. Wallingford, UK: C.A.B. International, 1993. 348 p.

LI, Z. et al. Analysis of the phylogenetic relationships among the *Cotesia flavipes* Complex (Hymenoptera: Braconidae: Microgastrinae) (in Chinese). **Journal of Hunan Agricultural University**, Changsha, v.31, p. 24-28, 2005.

LOIACANO, M. S. Nota sobre três esclionidos parasitoides de hemipteros de La Republica Argentina y Brasil (Hymenoptera-Proctotrupeoidea). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, Mendoza, v. 39(4), p. 173-178, 1980.

LONGUINO, J. T.; CODDINGTON, J.; COLWELL, R. K. The ant fauna tropical rain forest: estimating species richness three different ways. **Ecology**, Washington, v. 83, p. 689-702, 2002.

LORENZI, H. **Plantas daninhas do Brasil**: terrestres, aquáticas, parasitas, tóxicas e medicinais. São Paulo: Nova Odessa, 1982. 425 p.

LORENZI, H. **Plantas daninhas do Brasil**. 4.ed. São Paulo: Nova Odessa, Plantarum, 1991. 440 p.

MACIEL, A. A. S. et al. Parasitismo de Ovos de *Tibraca limbativentris* Stal (Hemiptera:Pentatomidae) na Cultura do Arroz no Maranhão. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 36(4), p. 616-618, 2007.

MAGURRAN, A. E. **Ecological diversity and its measurement**. London: Croom Helm, 1988. 179 p.

MAGURRAN, A. E. **Measuring biological diversity**. Oxford: Blackwell Science, 2004. 256 p.

MAGURRAN, A. E. **Medindo a diversidade biológica**. Editora UFPR. 2011. 261 p.

MAIER, C. T. Parasitoids emerging from puparia of *Rhagoletis pomonella* (Diptera: Tephritidae) infesting hawthorn and apple in Connecticut. **Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 113, p. 867-870. 1981.

MARCHIORI, C. H. et al. Parasitoides da subfamília Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) coletados em um remanescente de mata de cerrado em Itumbiara, GO. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 68, n. 1, p. 65-67, 2001.

MARCHIORI, C. H. et al. Ocorrência de *Gryon gallardoi* (Brethes) (Hymenoptera: Scelionidae) parasitando ovos de *Leptoglossus zonatus* (Dallas) (Hemiptera: Coreidae) em Itumbiara, Goiás, Brasil. Comunicação Científica. **Pesquisa Agropecuária Tropical**. Goiânia, v. 31, n. 2, jul./dez. 2001.

MARCHIORI, C. H.; PENTEADO-DIAS, A. M. Famílias de parasitoides coletadas em área de mata e pastagens no município de Itumbiara, Estado de Goiás. **Acta Scientiarum**. Maringá, v. 24, n. 4, p. 897-899, 2002.

MARCHIORI, C. H. et al. Levantamento de famílias de parasitoides coletadas em Araporã-MG usando armadilhas de bacias amarelas e malaise. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 24, n. 2, p. 317-320, jul./dez. 2003.

MARTINS, J. F. S. et al. **Situação do Manejo integrado de Insetos-praga na Cultura do Arroz no Brasil**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2009. 40 p. (Embrapa Clima Temperado. Documentos, 290).

MAY, R. M. Patterns of species abundance and diversity. **In: CODY, M. L.; DIAMOND, J. M. Ecology and evolution of communities**, Cambridge: Belknap, 1975. p. 81-120.

MAZIERO, H. et al. Plantas infestantes hospedeiras de *Rhopalosiphum rufiabdominalis* (Sasaki) (Hemiptera: Aphididae) em áreas de cultivo de arroz irrigado. Scientific note. **Neotropical Entomology**, Londrina, vol. 36, no. 3, p. 471-472, May/June 2007.

MAZÓN, M; BORDERA, S. Effectiveness of two sampling methods used for collecting Ichneumonidae (Hymenoptera) in the Cabañeros National Park (Spain). **European Journal of Entomology**, Czech Republic, no. 105, p. 879-888, 2008.

MELO, I. F. et al. Análise da eficiência de diferentes métodos de coleta para o gênero *Pambolus* Haliday, 1836 (Hymenoptera, Braconidae, Hormiinae) em remanescentes da Mata Atlântica Ombrófila Densa do Brasil. In: Simpósio de ecologia do PPGERN, II., 2008, São Carlos. **Resumos...** São Carlos: UFSCar, 2008. Disponível em: <www.simposioppgern.ufscar.br/resumos-simposio/016> Acesso em: 27 Dez. 2012.

MONTECINOS, C. **La modernización agrícola: análisis de su evolución**. In: CURSO DE AUTOFORMACIÓN A DISTÂNCIA. Chile: Centro de Educacion y Tecnologia, 1996. p. 11-22. (Módulo I: Desarrollo Rural Humano y Agroecologico).

MORENO, C. E. **Métodos para medir la biodiversidad. M & T- Manuales y Tesis SEA**. Zaragoza: Unesco & SEA. v. 1, 2001. 84 p.

NORRIS, R. F.; CASWELL-CHEN, E. P.; KOGAN, M. **Concepts in Integrated Pest Management**. New Jersey: Prentice Hall, 2003. 586 p.

NOYES, H. S. The study of five methods of sampling Hymenoptera (Insecta) in a tropical rainforest, with special reference to the Parasitica. **Journal of Natural History**, London, v. 23, n. 3, p. 285-298, 1989.

OKUDA, MS.; YEARGAN, KV. Intra and interspecific host discrimination in *Telenomus podisi* and *Trissolcus euschisti* (Hymenoptera: Scelionidae). **Annals of the Entomological Society of American**, College Park, vol. 81, p. 1017-1020, 1988.

OLIVEIRA, E. A. et al. Famílias de Hymenoptera (Insecta) como Ferramenta Avaliadora da Conservação de Restingas no Extremo Sul do Brasil. **EntomoBrasilis** 2, Vassouras, v. 3, p. 64-69, 2009.

ONODY, H. C. **Estudo da fauna de himenoptera parasitóides associados a hortas orgânicas e da utilização de extratos vegetais no controle de *Plutella xylostella* (Lepidoptera, Plutellidae)**. 2009. 127 f. Tese (Doutorado). Programa de Pós-Graduação em ecologia e recursos naturais, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2009.

ORR, D. B. Scelionid wasps a biological control agents: a review. **The Florida Entomologist**, Gainesville, v. 71, p. 506-527, 1988.

OVERHOLT, W. A.; OGEDA, K.; LAMMERS, P. Distribution and sampling of *Chilo partellus* (Swinhoe) (Lepidoptera: Pyralidae) in maize and sorghum in Kenya. **Bulletin of Entomological Research**, London, v. 84, p. 367-378, 1994.

PACHECO, D. J. P.; CORRÊA-FERREIRA, B. S. Potencial reprodutivo e longevidade do parasitóide *Telenomus podisi* Ashmead, em ovos de diferentes espécies de percevejos. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 27, p. 585-591, 1998.

PACHECO, D. J. P.; CORRÊA-FERREIRA, B. S. Parasitismo de *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) em populações de percevejos pragas da soja. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 29, p. 295-302, 2000.

PALMA-SANTOS, M. C.; PÉREZ-MALUF, R. P. Comunidade de parasitóides associada à cultura do café em Piatã, Chapada Diamantina, BA. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 57, n. 2, p. 194-197, mar/abr, 2010.

PEREIRA, J. A.; MORAIS, O. P.; CASTRO, E. M. Melhoria genética do arroz de sequeiro no Nordeste do Brasil. In: Queiróz, M. A.; GOEDERT, C. O.; RAMOS, S. R. R. (Ed.) **Recursos genéticos e melhoramento de plantas para o nordeste brasileiro**. Petrolina-PE: EMBRAPA Semi-árido/ Brasília-DF: EMBRAPA Recursos genéticos e biotecnologia. 1999. Disponível em: <HTTP://www.cpatsa.embrapa.br> Acesso em: 30 Out. 2007.

PÉREZ, N. C.; POZO, E. N. **El problema de las plagas**. In: CURSO DE AUTOFORMACIÓN A DISTÂNCIA. Chile: Centro de Educacion y Tecnologia, 1996. p. 159- 166. (Módulo II: Desarrollo Rural Humano y Agroecologico).

PERIOTO, N. W. et al. Himenópteros parasitóides (Insecta, Hymenoptera) coletados em cultura de soja (*Glycine max* (L.)) Merrill (Fabaceae), no município de Nuporanga, SP, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 46, nº. 2, p. 185-187. 2002a.

PERIOTO, N. W. et al. Himenópteros parasitóides (Insecta, Hymenoptera) coletados em cultura de algodão (*Gossypium hirsutum* L.) (Malvaceae), no município de Ribeirão Preto, SP, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 46, nº. 2, p. 165-168, 2002b.

POLASZEK, A.; FOERSTER, L. A. *Telenomus cyamophylax* n. sp. (Hymenoptera: Scelionidae) attacking eggs of the velvetbean caterpillar, *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**. [online], Londrina, vol. 26, nº 1, p. 177-181, 1997.

PREFEITURA MUNICIPAL DE GLORINHA. **APA do Banhado Grande**. Disponível em: <http://www.glorinha.rs.gov.br/glorinha_rs/index.php?option=com_content&view=article&id=56&Itemid=64> Acesso em: 01 Dez. 2012.

PRIMACK, R. B.; RODRIGUES, E. **Biologia da Conservação**. Londrina: E. Rodrigues, 2001. 327 p.

QUICKE, D. L. J. et al. Morphological, palaeontological and molecular aspects of ichneumonoid phylogeny (Hymenoptera, Insecta). **Zoologica Scripta**, Estocolmo, v. 28, p. 175-202, 1999.

RABB, R.L.; STINNER, R. E.; VAN DEN BOSCH, R. Conservation and augmentation of natural enemies. In: HUFFAKER, C. B.; MESSENGER, P. (eds.) **Theory and practice of biological control**. New York: Academic Press, 1976. p. 233-254.

RAJMOHANA, K. **A checklist of Scelioninae (Platygastridae: Hymenoptera) of India**. Calicut: Zoological Survey of India, 2011. 26 p. Disponível em: <<http://zsi.gov.in/checklist/Ckecklist%20of%20Indian%20Scelioninae.pdf>> Acesso em: 31 Jan. 2013.

REISSING, W. H. et al. **Illustrated guide to integrated pest management in rice in tropical Asia**. Los Baños: International Rice Research Institute, 1986. 411 p.

RIFFEL, C. T. **Levantamento e aspectos biológicos de espécies parasitoides de posturas do percevejo-do-colmo-do arroz no estado de Santa Catarina**. 2007. 73 f. Dissertação (Mestrado) - Centro de Ciências Agroveterinárias, UDESC - Universidade do Estado de Santa Catarina, Lages, 2007.

RIFFEL, C. T.; PRANDO, H. F.; BOFF, M. I. C. Primeiro Relato de Ocorrência de *Telenomus podisi* (Ashmead) e *Trissolcus urichi* (Crawford) (Hymenoptera : Scelionidae) como Parasitóides de Ovos do Percevejo-do-Colmo-do-Arroz, *Tibraca limbativentris* (Stål) (Hemiptera: Pentatomidae), em Santa Catarina. **Neotropical Entomology**, Comunicação Científica, Londrina, v. 39, nº. 3, p. 447-448, 2010.

ROGER, P. A.; HEONG, K. L.; TENG, P. S. Biodiversity and sustainability of wetland Rice production: role and potencial of microorganisms and Invertebrates. In: HAWKSWORTH, D. L. (Eds.). **The Biodiversity of Microorganisms and Invertebrates: its role in sustainable agriculture**. Philippines: International Rice Research Institute, 1991. p. 117-134.

RÖSE, U. S. R.; LEWIS, W. J.; TUMLINSON, J. H. Specificity of systematically released cotton volatiles as attractants for specialist and generalist parasitic wasp. **Journal of Chemical Ecology**, Nova York, v. 24, p. 303–319, 1998.

SANTOS, M. C. P. **Diversidade de vespas parasitoides (Hymenoptera: Parasitica) em áreas de cultivo de café (*Coffea arabica*) e em uma área de vegetação nativa localizadas nos município de Piatã, Chapada Diamantina, Bahia.** 2008. 69 f. Dissertação (Mestrado). Programa de Pós-Graduação em Agronomia, área de concentração em Fitotecnia, Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Vitória de Conquista, 2008.

SECRETARIA DO MEIO AMBIENTE DO ESTADO DE SÃO PAULO. Ecp – consultoria ambiental. **Fisionomia de Restinga.** Disponível em: <www.consultoriaambiental.com.br> Acesso em: 18 Jan. 2013.

SEL. Systematic Entomology Laboratory. **Family SIGNIPHORIDAE.** 2003a. Disponível em: <<http://www.sel.barc.usda.gov/hym/chalcids/Signipho.html>> Acesso em: 08 Jan. 2013.

SEL. Systematic Entomology Laboratory. **Family ENCYTIDAE.** 2003b. Disponível em: <<http://www.sel.barc.usda.gov/hym/chalcids/Encyrtid.html>> Acesso em: 06 Nov. 2012.

SEMA, 2011. **Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos.** Disponível em: <www.sema.rs.gov.br> Acesso em: 15 de Setembro de 2011.

SETTLE, W. H. *et al.* Managing tropical rice pests through conservation of generalist natural enemies and alternative prey. **Ecology**, Washington, v. 77, p. 1975-1988, 1996.

SILVA-FILHO, M. C.; FALCO, M. C. Interação planta-inseto: adaptação dos insetos aos inibidores de proteinase produzidos pelas plantas. **Biotecnologia, Ciência & Desenvolvimento**, Brasília, v. 2, p. 38-42, 2000.

SHAW, M. R. Revised synonymy in the genus *Cotesia* (Hymenoptera: Braconidae: Microgastrinae): the identity of *Microgaster vestalis* Haliday, 1834, as a senior synonym of *Apanteles plutellae* Kurdjumov, 1912. **Entomologists' Gazette**, Buckinghamshire, v. 54, p. 187-189, 2003.

SHAW, M. R.; HUDDLESTON, T. **Classification and biology of braconid wasps:** handbooks for the identification of British insects. v. 7. London: Royal Entomological Society of London, 1991. 126 p.

SMITH, E. P.; VAN BELLE, G. Nonparametric estimation of species richness. **Biometrics**, Washington, v. 40, p. 119-129, 1984.

SMITH, J. W.; WIEDENMANN, R. N.; OVERHOLT, W. A. **Parasites of Lepidopteran stemborers of tropical gramineous plants.** Nairobi: ICIPE Science Press, 1993. 89 p.

SONG, H. *et al.* Annotated list of rice pest and their natural enemies in Hunan Province (in Chinese). **Journal of Hunan Agricultural University**, Changsha, v. 22, p. 466–475, 1996.

SOSBAI. **Arroz irrigado**: recomendações técnicas da pesquisa para o Sul do Brasil. XXVIII Reunião Técnica da Cultura do Arroz Irrigado, 11 a 13 de agosto de 2010, Bento Gonçalves, RS. Porto Alegre: SOSBAI – Sociedade Sul-Brasileira de Arroz Irrigado, 2010. 188 p.

SOUTHWOOD, T. R. E. **Ecological Methods with particular reference to the study of insect populations**. 2 ed. London: Chapman and Hall. 1978. 524 p.

SOUZA, L.; BRAGA, S. M. P.; CAMPOS, M. J. O. Himenópteros parasitóides (Insecta, Hymenoptera) em área agrícola de Rio Claro, SP, Brasil. **Arq. Inst. Biol.**, São Paulo, v. 73, n. 4, p. 465-469, out./dez., 2006.

STERLING, W. L. **Action & inaction levels in pest management**. Texas: Colege Station, 1984. 20 p.

STIMER, B.; HOUSE, G. J. Arthropods and other invertebrates in conservation tillage agriculture. **Annual Review of Entomology**, Stanford, v. 35, p. 299-318, 1990.

SUJII, E. R. et al. Comunidades de inimigos naturais e controle biológico natural do pulgão, *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) e do curuquerê, *Alabama argillacea* Hubner (Lepidoptera: Noctuidae) na cultura do algodoeiro no Distrito Federal. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 74, n. 4, p. 329-336, out./dez., 2007.

TANQUE, R. L. **Pimplinae, Poemeniinae e Rhyssinae (Hymenoptera: Ichneumonidae) na Unidade Ambiental de Peti (Cemig), Minas Gerais**. 2009. 52 f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Entomologia, área de concentração Entomologia Agrícola, Universidade Federal de Lavras, Minas Gerais, Lavras, 2009.

TEIXEIRA, A. P.; ASSIS, M. A. Caracterização florística e fitossociológica do componente arbustivo-arbóreo de uma floresta paludosa no Município de Rio Claro (SP), Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 28, n. 3, p. 467-476p. 2005.

TONIATO, M. T. Z., LEITÃO FILHO, H. F.; RODRIGUES, R. R. Fitossociologia de um remanescente de floresta higrófila (mata de brejo) em Campinas, SP. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 21, p. 197-210, 1998.

TORGERSEN, T. R.; RYAN, R. B. Field biology of *Telenomus californicus* Ashmead, an important egg parasite of Douglas-fir tussock moth. **Annals of the Entomological Society of American**, College Park, v. 74, p. 185-186, 1981.

TORRES, R. B, MATTHES, L. A. F.; RODRIGUES, R. R. Florística e estrutura do componente arbóreo de mata de brejo em Campinas, SP. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 17, p. 189-194, 1994.

TOWNES, H. A light-weight Malaise trap. **Entomological News**, Philadelphia, v. 83, n. 9, p. 239-247, 1972a.

TOWNES, H. Ichneumonidae as biological control agents. In: **Proceedings Tall Timbers Conference on Ecological Animal Control by Habitat Management**. Tallahassee: Tall Timbers Research Station, 1972b. p. 235-248.

THOMAS, M. B.; WRATTEN, S. D.; SOTHERTON, N. W. Creation of 'island' habitats on farm land to manipulate populations of beneficial arthropods: predator densities and emigration. **Journal of Applied Ecology**, Shenyang Shi, v. 28, p. 906-917, 1991.

ULLYETT, C. G. Distribution of progeny by *Microbracon hebetor* Say. **Journal of the Entomological Society of Southern Africa**, Pretoria, v. 8, p. 123-131, 1945.

USDA. Grupo de estudos sobre Agricultura Orgânica. **Relatório e recomendações sobre agricultura orgânica**. Tradução de Iara Maria Correia Della Senta. Brasília: CNPq/Coordenação Editorial, 1984. 128 p.

VAN DRIESCHE, R. G.; BELLOWS JR., T. S. **Biological Control**. London: Chapman & Hall, 1996. 593 p.

YANO, K. T.; MIYAKE, V. F. EASTOP. The biology and economic importance of rice aphids (Hemiptera: Aphididae): a review. **Bulletin of Entomological Research**., London, v. 73, p. 539-566, 1983.

YOU, L. et al. Annotated list of Braconidae (Hymenoptera) in Hunan Province (in Chinese). **Journal of Hunan Agricultural University**, Changsha, v. 26, p. 394-400, 2000.

WAECHTER, J. L. Aspectos ecológicos da vegetação de restinga no Rio Grande do Sul, Brasil. **Comunicações do Museu de Ciências da PUCRS, Série Botânica**, Porto Alegre, v. 33, p. 49-68, 1985.

WAHL, D. B.; SHARKEY, M. J. Superfamily Ichneumonoidea. In: GOULET, H.; HUBER, J. T. (eds). **Hymenoptera of the World: an Identification Guide to Families**. Ottawa: Agriculture Canada, 1993. p. 358-509.

WILSON, E. O. **Diversidade da Vida**. São Paulo: Companhia das Letras. 1994. 447 p.

WHARTON, R. A.; MARSH, P. M.; SHARKEY, M. J. **Manual of the New World genera of the family Braconidae (Hymenoptera)**. Washington: Special Publication n°. 1, International Society of Hymenopterists, 1997. 439 p.

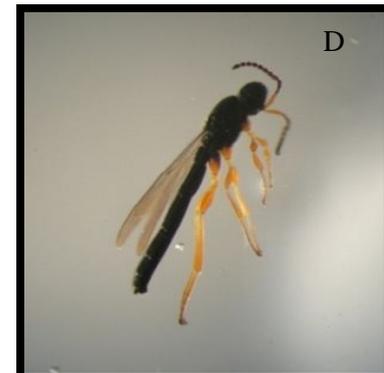
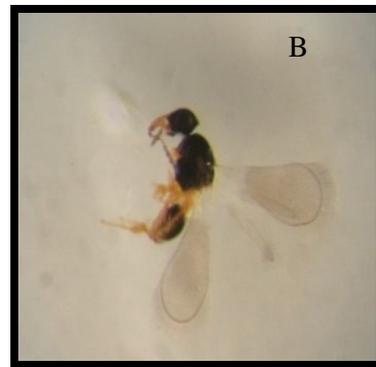
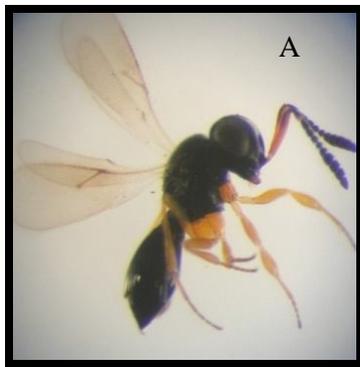
WOLDA, H. Insect Seasonality, Why? **Annual Review of Ecology and Systematics**.. Palo Alto, v. 19, p. 1-18, 1988.

ZHU, M. et al. Characteristics and control of the third generation of rice stem borers in single and double rice cropping areas (in Chinese). **Acta Agriculturae Zhejiangensis**, Hangzhou, v. 11, p. 170-173, 1999.

ZILLI, J. B.; BARCELLOS, G. M. Padrão de variação estacional dos preços do arroz no estado do Rio Grande do Sul. **Informações Econômicas**, São Paulo, v. 36, p. 7-17, 2006.

8 APÊNDICES

APÊNDICE 1. Fotografias de morfoespécies compartilhadas coletadas na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP) e na área de Cultivo Orgânico de Arroz (AO), Viamão, RS.: (A) *Telenomus* sp.3 (Platygastridae); (B) *Platygaster* sp.1 (Platygastridae); (C) *Cre mastobaeus* sp.1 (Platygastridae); (D) *Macroteleia* sp. (Platygastridae).



APÊNDICE 2. Fotografias de morfoespécies compartilhadas coletadas na área do Refúgio de Vida Silvestre Banhado dos Pachecos (RBP) e na área de Cultivo Orgânico de Arroz (AO), Viamão, RS.: (A) *Synopeas* sp.1 (Platygastridae); (B) *Synopeas* sp.3 (Platygastridae); (C) *Orgilus* sp. (Braconidae); (D) *Lysaphidius* sp.1 (Braconidae).

