



Nadja Nara Pereira da Silva

**UTILIZAÇÃO DE PARASITÓIDES DE OVOS VISANDO O CONTROLE DE
Diatraea saccharalis e *Rupela albinella* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) NA
CULTURA DO ARROZ**

TERESINA – PI

2018

Nadja Nara Pereira da Silva

**UTILIZAÇÃO DE PARASITÓIDES DE OVOS VISANDO O CONTROLE DE
Diatraea saccharalis e *Rupela albinella* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) NA
CULTURA DO ARROZ**

Dissertação apresentada à Universidade Federal do Piauí, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Agronomia-Agricultura Tropical, para obtenção do título de Mestre em Ciências.

Orientadora:

Dra. Lúcia da Silva Fontes

Coorientadora:

Dra. Ranyse Barbosa Querino da Silva

TERESINA – PI

2018

FICHA CATALOGRÁFICA
Universidade Federal do Piauí Biblioteca
Setorial do Centro de Ciências Agrárias
Serviço de Processamento Técnico

S586u Silva, Nadja Nara Pereira da
Utilização de parasitoides de ovos visando o controle de
Diatraea saccharalis e *Rupela albinella* (LEPIDOPTERA :
CRAMBIDAE) na cultura do arroz / Nadja Nara Pereira da
Silva - 2018

86 f.: il.

Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade
Federal do Piauí, Programa de Pós-Graduação, Teresina, 2018.
Orientação: Profª Drª. Lúcia da Silva Fontes

1. *Oryza sativa* 2. Brocas-do-colmo 3. Controle biológico
I. Título

CDD 633.18

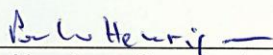
NADJA NARA PEREIRA DA SILVA

UTILIZAÇÃO DE PARASITÓIDES DE OVOS VISANDO O CONTROLE DE
Diatraea saccharalis e *Rupela albinella* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) EM
CULTURA DE ARROZ

Dissertação apresentada à Universidade Federal do Piauí, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Agronomia-Agricultura Tropical, para obtenção do título de Mestre em Ciências.

APROVADA em 23 de fevereiro de 2018.

Comissão Julgadora:



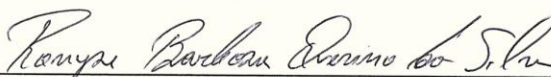
Dr. Paulo Henrique Soares da Silva – Embrapa Meio-Norte



Prof. Dr. Paulo Roberto Ramalho Silva – CCA/UFPI



Prof.^a. Dra. Lúcia da Silva Fontes – CCN/UFPI
(Orientadora)



Dra. Ranyse Barbosa Querino da Silva – Embrapa Meio-Norte
(Coorientadora)

TERESINA-PI

2018

A toda a minha família, em especial aos meus avós José Pereira e Floriza Elias (in memoriam), minha mãe Maria da Cruz, meus “tios-pai” Francisco Eudes e Josimar (in memoriam), minhas tias Elizabete e Doracy e minha irmã Wanessa Kelly por toda dedicação, amor e incentivo.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

À Dra. Ranyse Barbosa Querino pela confiança depositada em mim, pela excelente orientação, presteza, ensinamentos, conselhos e pelo grande exemplo profissional;

À Profa. Dra. Lúcia da Silva Fontes pela orientação, confiança e ensinamentos repassados;

À Universidade Federal do Piauí (UFPI) e ao programa de Pós-graduação em Agronomia (Agricultura Tropical) pela oportunidade de realização do curso de mestrado;

A todos os professores do Programa de Pós-graduação em Agronomia (Agricultura Tropical) pelos valorosos ensinamentos repassados;

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de estudos;

À Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA Meio-Norte) por toda infraestrutura oferecida e apoio financeiro (projeto - 02.13.12.003.00.04.001);

Ao Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia dos Hymenoptera Parasitoides (INCT/HYMPAR) pelo apoio financeiro para a condução do presente trabalho;

Ao Dr. José Alexandre de Freitas Barigossi da Embrapa Arroz Feijão-Goiás pela presteza e pelo inestimável auxílio durante a execução da dissertação;

Ao Dr. Paulo Sarmanho e a Jéssica Barbara do Laboratório de Biologia Molecular-Embrapa Meio-Norte pelo auxílio nas análises moleculares dos espécimes de *Trichogramma*;

Ao Dr. José Almeida pela disponibilidade e por ceder áreas experimentais para a realização das coletas;

À Dra. Cecilia Margaría do Museo de La Plata - Argentina pelo auxílio na identificação e descrições taxonômicas das novas espécies de *Telenomus*, pela presteza e sugestões para a elaboração da dissertação;

Ao Prof. Dr. José Roberto Postali Parra, Neide Zério e Aloísio Coelho do Laboratório de Biologia de Insetos da ESALQ-USP pelo envio de material biológico, pela disponibilidade e sugestões sobre as criações de insetos;

À empresa Bug Agentes Biológicos pelo envio dos espécimes de *Trichogramma galloi* utilizados no experimento do presente trabalho;

Ao Dr. Paulo Henrique, pelos ensinamentos entusiasmo e valiosos conselhos;

Ao técnico Marcos Alves pela amizade, convívio, momentos de descontração e pelo inestimável apoio durante a realização dos meus trabalhos;

A todos os colegas e ex-colegas do Laboratório de Fitossanidade da Embrapa Meio-Norte: Kátia Kaelly, Mauricio Alves, Aline de Amorim, Antônio Almeida, Vanusa Freitas, Aurélio Ribeiro, Leiliane Alves e Ana Carolina, pela amizade, momentos de descontração e apoio durante minha trajetória acadêmica;

Aos amigos (as) do Curso de Pós-Graduação em Agronomia-Agricultura Tropical pelos bons momentos e companheirismo durante a realização dos trabalhos;

Aos companheiros: Ananda Rosa, Aline Barbosa, Francisco, Gisele, Vanessa Moura, Sarah, Geice, Gabriela França, Remédios, Jarbson e Rayane pelo convívio e alegria de nossos almoços;

A toda minha família e amigos por sempre estarem presentes em todos os momentos de minha vida, motivando e torcendo por mim.

“Crescimento significa mudança, e toda mudança implica risco de
passar do conhecido ao desconhecido”

- George Shinn –

SUMÁRIO

	Pág.
RESUMO.....	13
ABSTRACT	14
1 INTRODUÇÃO GERAL	15
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	18
2.1 Aspectos gerais do arroz.....	18
2.2 Brocas-do-colmo na cultura do arroz	19
2.2.1 <i>Diatraea saccharalis</i>	19
2.2.2 <i>Rupela albinella</i>	23
2.3 Controle biológico com parasitoides de ovos	26
2.3.1 <i>Diatraea saccharalis</i>	26
2.3.2 <i>Rupela albinella</i>	27
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	28
CAPÍTULO 1 - INCIDÊNCIA NATURAL E CARACTERIZAÇÃO TAXONÔMICA DE PARASITOIDES DE OVOS DE <i>Diatraea saccharalis</i> e <i>Rupela albinella</i> (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) EM ARROZ.....	32
RESUMO.....	32
ABSTRACT	33
Lista de tabelas	34
Lista de figuras	34
1 INTRODUÇÃO	36
2 MATERIAL E MÉTODOS.....	38
2.1 Áreas de estudo	38
2.2 Obtenção dos parasitoides de ovos de <i>Rupela albinella</i> e <i>Diatraea saccharalis</i> em arroz	39
2.2.1 Coleta de posturas de <i>Rupela albinella</i> e <i>Diatraea saccharalis</i> em arroz	39

2.2.2 Armadilhas com ovos sentinela de <i>Rupela albinella</i> e <i>Diatraea saccharalis</i> para captura de parasitoides	40
2.3 Identificação dos parasitoides de ovos.....	41
2.4 Porcentagem de parasitismo natural.....	42
2.5 Caracterização taxonômica dos parasitoides de ovos	42
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	46
3.1 Espécies de parasitoides de ovos	46
3.1.1 <i>Rupela albinella</i>	46
3.1.2 <i>Diatraea saccharalis</i>	47
3.2 Porcentagem de parasitismo natural e proporção sexual de parasitoides de ovos	48
3.2.1 <i>Rupela albinella</i>	48
3.2.2 <i>Diatraea saccharalis</i>	52
3.3 Caracterização taxonômica dos parasitoides de ovos	53
4 CONCLUSÕES.....	63
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	64
CAPÍTULO 2 - PARASITISMO E ASPECTOS BIOLÓGICOS DE PARASITOIDES DE OVOS EM <i>Diatraea saccharalis</i> (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) E <i>Anagasta kuehniella</i> (LEPIDOPTERA: PYRALIDAE).....	68
RESUMO.....	68
ABSTRACT	69
Lista de tabelas	70
Lista de figuras	70
1 INTRODUÇÃO	71
2 MATERIAL E MÉTODOS.....	73
2.1 Criação de insetos.....	73
2.1.1 Criação de <i>Anagasta Kuehniella</i> (Zeller, 1879) (Lepidoptera: Pyralidae)	73
2.1.2 Criação de <i>Diatraea saccharalis</i> (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae)	74

2.1.3 Criação e manutenção de <i>Trichogramma</i> spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae)	76
2.2 Aspectos biológicos de <i>Trichogramma</i> spp. sobre ovos de <i>Diatraea saccharalis</i> e <i>Anagasta kuehniella</i>	77
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	78
Porcentagem de Parasitismo (%).....	78
Período de desenvolvimento (ovo-adulto).....	81
Porcentagem de Emergência (%)	81
Número de indivíduos por ovo.....	82
Razão sexual e Longevidade das fêmeas.....	82
4. CONCLUSÕES	83
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	84

RESUMO

As brocas-do-colmo, *Diatraea saccharalis* (Fabricius) e *Rupela albinella* Cramer (Lepidoptera, Crambidae) são potenciais ameaças para a produtividade do arroz no Brasil. Desta forma, objetivou-se identificar as espécies de parasitoides de ovos que atuam como agentes de controle biológico das brocas-do-colmo em arroz, determinar a porcentagem de parasitismo e caracterizar taxonomicamente as espécies encontradas, bem como, avaliar aspectos biológicos de parasitoides de ovos no hospedeiro natural, *D. saccharalis* e no hospedeiro alternativo, *Anagasta kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae). Para a obtenção dos parasitoides de ovos, foram realizadas coletas de posturas das brocas-do-colmo em cultivos de arroz nos estados do Piauí, Maranhão e Goiás, por meio de inspeção visual das plantas. Além disso, foram instaladas armadilhas com ovos desses lepidópteros em área experimental da Embrapa Meio-Norte, em Teresina, Piauí. Os espécimes obtidos foram identificados e as espécies caracterizadas taxonomicamente, bem como, realizada a descrição de duas novas espécies. Os bioensaios foram realizados separadamente para cada hospedeiro, onde foram oferecidos vinte ovos de *A. kuehniella* e de *D. saccharalis* para cada fêmea do parasitoide, durante 24h. Foram identificadas quatro espécies de parasitoides de ovos em *R. albinella*, duas pertencentes a família Trichogrammatidae: *Trichogramma pretiosum* Riley e *Trichogramma lasallei* Pinto; e duas novas espécies pertencentes a família Platygastriidae: *Telenomus* sp. nov. 1 e *Telenomus* sp. nov. 2. Em *D. saccharalis*, foram obtidas três espécies de *Trichogramma*: *T. pretiosum*, *T. galloi* Zucchi e *T. atopovirilia* Oatman & Platner. *Telenomus* sp. nov. 1 e *T. galloi* apresentaram uma maior taxa de parasitismo natural em ovos de *R. albinella* e *D. saccharalis*, respectivamente. Em relação aos aspectos biológicos, todas as espécies de *Trichogramma* aceitaram os ovos dos hospedeiros natural e alternativo, no entanto, *T. galloi* apresentou maior aptidão em parasitar ambos hospedeiros. O período médio de desenvolvimento ovo-adulto de *T. pretiosum*, *T. galloi* e *T. atopovirilia* em hospedeiro alternativo foram de $9,18 \pm 0,10$, $9,60 \pm 0,11$ e $9,33 \pm 0,14$ dias, respectivamente e, em hospedeiro natural, $10,81 \pm 0,12$, $10,50 \pm 0,22$ e $11,23 \pm 0,20$ dias, respectivamente. A porcentagem de emergência das espécies de *Trichogramma* foi acima de 90% para *A. kuehniella* e de 70% para *D. saccharalis*. O número de indivíduos emergidos por ovo variou entre $1,00 \pm 0,01$ a $1,03 \pm 0,01$ em hospedeiro alternativo e de $1,74 \pm 0,26$ a $1,90 \pm 0,14$ em hospedeiro natural. Em todas as espécies de *Trichogramma*, foi observado uma proporção maior de fêmeas, em ambos hospedeiros. A longevidade das fêmeas de *T. pretiosum*, *T. galloi* e *T. atopovirilia* em *A. kuehniella* foi de $6,56 \pm 0,39$, $6,50 \pm 0,31$ e $6,83 \pm 0,45$ dias, respectivamente, e em *D. saccharalis* de $7,15 \pm 0,60$, $7,18 \pm 0,55$ e $7,00 \pm 0,58$ dias, respectivamente. Os resultados obtidos sobre distribuição geográfica, associações hospedeiras, caracterização taxonômica, bem como, dos aspectos biológicos destes parasitoides de ovos, fornecem subsídios para o uso destas espécies em programas de controle biológico em cultivos de arroz onde as brocas-do-colmo venham a ser praga-alvo.

Palavras-chave: *Oryza sativa*, brocas-do-colmo, controle biológico.

ABSTRACT

The stem borer, *Diatraea saccharalis* (Fabricius) and *Rupela albinella* Cramer (Lepidoptera, Crambidae) are potential threats to rice productivity in Brazil. The aim of this study was to identify the parasitoid species of eggs that act as agents for the biological control of rice borers, to determine the percentage of parasitism and to characterize taxonomically the species found, as well as to evaluate the biological aspects of parasitoids eggs in the natural host, *D. saccharalis* and in the alternative host, *Anagasta kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae). In order to obtain the egg parasitoids, we collected stem borer in rice fields in the states of Piauí, Maranhão and Goiás, through visual inspection of the plants. In addition, traps with eggs of these lepidoptera were installed in an experimental area of Embrapa Meio-Norte, in Teresina, Piauí. The specimens obtained were identified and the species taxonomically characterized, as well as the description of two new species. The bioassays were performed separately for each host, where twenty eggs of *A. kuehniella* and *D. saccharalis* were offered to each female of the parasitoid for 24 hours. Four species of egg parasitoids were identified in *R. albinella*, two belonging to the family Trichogrammatidae: *Trichogramma pretiosum* Riley and *Trichogramma lasallei* Pinto; and two new species belonging to the family Platygasteridae: *Telenomus* sp. nov. 1 and *Telenomus* sp. nov. 2. In *D. saccharalis*, three species of *Trichogramma* were obtained: *T. pretiosum*, *T. galloi* Zucchi and *T. atopovirilia* Oatman & Platner. *Telenomus* sp. nov. 1 and *T. galloi* showed a higher rate of natural parasitism in eggs of *R. albinella* and *D. saccharalis*, respectively. In relation to the biological aspects, all the *Trichogramma* species accepted the eggs of the natural and alternative hosts, however, *T. galloi* presented greater ability in parasitizing both hosts. The mean egg-adult development period of *T. pretiosum*, *T. galloi* and *T. atopovirilia* in the alternate host were 9.18 ± 0.10 , 9.60 ± 0.11 and 9.33 ± 0.14 days, respectively, and in natural host 10.81 ± 0.12 , 10.50 ± 0.22 and 11.23 ± 0.20 days, respectively. The percentage of emergence of *Trichogramma* species was above 90% for *A. kuehniella* and 70% for *D. saccharalis*. The number of individuals emerged per egg ranged from 1.00 ± 0.01 to 1.03 ± 0.01 in an alternate host and from 1.74 ± 0.26 to 1.90 ± 0.14 in a natural host. In all species of *Trichogramma*, a larger proportion of females was observed in both hosts. The longevity of females of *T. pretiosum*, *T. galloi* and *T. atopovirilia* in *A. kuehniella* was 6.56 ± 0.39 , 6.50 ± 0.31 and 6.83 ± 0.45 days, respectively, and in *D. saccharalis* of 7.15 ± 0.60 , 7.18 ± 0.55 and 7.00 ± 0.58 days, respectively. The results obtained on geographic distribution, host associations, taxonomic characterization, as well as the biological aspects of these egg parasitoids, provide subsidies for the use of these species in programs of biological control in rice crops where the stem borer will be target pest.

Keywords: *Oryza sativa*, stem borer, biological control.

1 INTRODUÇÃO GERAL

O arroz (*Oryza sativa* L.) é o cereal de maior importância para o consumo humano, sendo a principal fonte de alimento para mais da metade da população mundial (KHUSH, 2005). No Brasil, maior produtor e consumidor de arroz fora da Ásia, sua produção anual alcança em média 15 milhões de toneladas para atender ao consumo de 12,14 milhões de toneladas (BRAZILIAN RICE, 2018). Na safra 2017/18 os estados do Maranhão, Piauí e Goiás foram responsáveis respectivamente por 2,1%, 0,9% e 1% da produção do país (IBGE, 2017).

O rendimento dessa cultura pode ser afetado pelo ataque de insetos fitófagos, capazes de causar perdas de 15 a 30% de produtividade (MARTINS et al., 2009). Entre eles, as brocas-do-colmo, *Diatraea saccharalis* Fabricius e *Rupela albinella* Cramer (Lepidoptera: Crambidae) vem ocasionando perdas econômicas aos produtores em cultivos de arroz de terras altas e irrigado no Brasil.

A importância de *D. saccharalis* é evidenciada principalmente em cultivos de arroz nas regiões Norte e Centro-Oeste do Brasil, com prejuízos que podem variar de leves até a perda total de lavouras (FERREIRA; BARIGOSSI, 2002; FERREIRA et al., 2004). Em alguns casos, o aumento no nível de dano ocasionado por essa praga vem sendo atribuído principalmente a expansão do milho e cana-de-açúcar, considerados seus hospedeiros primários (MARTINS et al., 2009).

Os danos causados por *D. saccharalis* ao arroz se dá pelas suas larvas, que ao eclodirem alimentam-se do tecido esponjoso e destroem os pontos de crescimento, provocando o sintoma conhecido como “coração morto”, quando ocorrem durante a fase reprodutiva da planta, o ataque dessas brocas resulta na morte da folha bandeira e esterilidade das espiguetas, originando o sintoma conhecido por “panícula-branca” (FERREIRA et al., 2001).

Rupela albinella é considerada praga secundária em algumas regiões produtoras de arroz no Brasil (FRITZ et al., 2008), entretanto, vem sendo constatado surtos populacionais desse lepidóptero em alguns estados brasileiros, fato esse, que pode lhe conferir status de praga primária nessa cultura nas próximas safras. Os seus danos são mais severos em plantações de arroz de terras altas, devido ao modo de alimentação de suas larvas, que está restrito principalmente à porção mais baixas das plantas. As larvas dessa praga penetram na bainha da folha abrindo um furo de

entrada na região do nó. O surgimento de manchas amarelas abaixo da bainha da folha são indicativos de infestações dessa praga (FERREIRA et al., 2001).

Apesar de se constituírem como potenciais ameaças para a produtividade do arroz, no Brasil carece de informações sobre métodos de controle que podem ser empregados para essas brocas-do-colmo nessa cultura. De modo geral, alguns estudos sobre cultivares de arroz resistentes ao ataque de *D. saccharalis* vem sendo realizado (HOSSEINI, 2010; NASCIMENTO; BARIGOSSI, 2014), sendo que, para *R. albinella* não existem informações sobre tais medidas.

Nesse contexto, faz-se necessários estudos sobre métodos de controle que mantenham as populações dessas pragas em níveis satisfatórios, dentre esses, se encontra o biológico, que pode ser adotado dentro dos preceitos de Manejo Integrado de Pragas (MIP), que considera aspectos ecológicos, econômicos, toxicológicos e sociais para a tomada de decisão (FERNANDES; CARNEIRO, 2006).

Considerando também que o controle das larvas dessas brocas-do-colmo se torna difícil, uma vez que se encontram dentro do colmo da planta durante todo o seu desenvolvimento (FERREIRA; BARIGOSSI, 2002; FRAGOSO et al., 2016), a utilização de parasitoides que ataquem a fase de maior susceptibilidade da praga, o ovo, se torna viável, pois tais agentes são capazes de regular esses insetos em seu ambiente natural, reduzindo a densidade das populações e conseqüentemente os danos às plantas hospedeiras (FRITZ et al., 2008).

Informações sobre parasitoides de ovos atuando como agentes naturais de controle biológico dessas brocas-do-colmo em arroz são escassas no Brasil, restritas somente a ocorrência de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em *D. saccharalis* (QUERINO; ZUCCHI, 2011; QUERINO et al., 2016). Para *R. albinella*, tais registros são existentes somente no Peru, Bolívia e Panamá, onde espécies de *Telenomus* (Hymenoptera: Platygastriidae) vem atuando com eficiência no controle natural desse lepidóptero (CASTILLO-CARRILO, 2007; MENESES et al., 2008; ZACHRISSON, 2009; ZACHRISSON et al., 2017).

Em cana-de-açúcar são inúmeros os dados sobre esses inimigos naturais atuando sobre *D. saccharalis*, entre eles, *Trichogramma galloi* Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae) vem sendo produzido em grande escala e liberado para o controle desse lepidóptero (PINTO et al., 2006b). Entretanto, a falta de informações sobre a ocorrência natural desse parasitoide em ovos dessa broca em arroz dificulta

a sua utilização em programas de controle biológico aplicado contra esse inseto nessa cultura.

Para que se tenha êxito na condução de programas de controle biológico com esses parasitoides de ovos são necessários numerosos estudos, tanto da praga como do agente de controle (PARRA et al., 2002). O conhecimento das espécies que atuam em uma dada região, seus hospedeiros e plantas associadas, a identificação correta dessas espécies, bem como, estudos de aspectos biológicos dos parasitoides em hospedeiros naturais e alternativos estão entre as etapas fundamentais para se obter tal êxito (QUERINO; ZUCCHI, 2016; PARRA et al., 2014).

Desta forma, o presente estudo objetivou identificar as espécies de parasitoides de ovos nativas que atuam como agentes naturais de controle biológico de *D. saccharalis* e *R. albinella* em cultivos de arroz, determinar a taxa de parasitismo natural, caracterizar taxonomicamente essas espécies, e avaliar aspectos biológicos de parasitoides de ovos em hospedeiro natural, *D. saccharalis* e alternativo, *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae), com o intuito de fornecer subsídios para a inclusão dessas espécies de parasitoides de ovos em programas de controle biológico em arroz, que visem o controle dessas brocas-do-colmo.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Aspectos gerais do arroz

O arroz é uma gramínea anual pertencente ao gênero *Oryza*, o qual inclui 20 espécies selvagens e duas espécies domesticadas: *O. sativa* (arroz asiático) e *O. glaberrima* (arroz africano). *Oryza sativa* é a espécie mais cultivada mundialmente, sendo considerada um dos cereais de maior importância social e econômica para o mundo, pois estima-se que represente 21% da energia e 14% da proteína consumida mundialmente (KENNEDY; BURLINGAME, 2003).

A sua ampla adaptabilidade, aliada à sua habilidade de produzir bem nas mais variadas regiões e ao continuado esforço da pesquisa no mundo, assegura que o seu grão permaneça sendo um importante produto de consumo pelo homem (MAGALHÃES JÚNIOR et al., 2012).

Mais da metade da população mundial depende do arroz para sua sobrevivência. Pesquisas revelam que em 2020 serão necessárias 300 milhões de toneladas a mais na produção mundial para atender a demanda de consumo requerida pela crescente população. Para isso, será necessário um aumento de 65% da produção, sem muita expansão da área cultivada atualmente (ROGER et al., 1991).

No Brasil, maior produtor e consumidor de arroz fora da Ásia, sua produção anual alcança em média 15 milhões de toneladas para atender ao consumo de 12,14 milhões de toneladas (BRAZILIAN RICE, 2018). Na safra 2017/18, os estados do Maranhão, Piauí e Goiás, foram responsáveis, respectivamente, por 2,1 %, 0,9% e 1% da produção do arroz (IBGE, 2017).

Uma ameaça para a produtividade dessa cultura é o surgimento de pragas, que são capazes de causar perdas de 15 a 30% de produtividade (MARTINS et al., 2009). Cerca de 1.104 espécies de insetos já foram registradas no mundo como pragas de arroz (YASUMATSU; TORII 1968). Entre elas, os grupos mais abundantes estão nas ordens Hemiptera, Coleoptera, Lepidoptera, Orthoptera e Diptera (FRITZ et al., 2008).

2.2 Brocas-do-colmo na cultura do arroz

2.2.1 *Diatraea saccharalis*

2.2.1.1 Descrição e Biologia

Diatraea saccharalis é um inseto que apresenta desenvolvimento holometabólico, passando pelas fases de ovo, larva, pupa e adulta. Os ovos são planos e elípticos com cerca de 1 mm de diâmetro, com coloração amarelo-pálido logo após a oviposição, tornando-se marrom-escuro ao final do período de incubação. São depositados tanto na face superior como inferior do limbo foliar e, ocasionalmente na bainha, sendo dispostos de forma agrupada, onde um ovo cobre 2/3 ou a metade do que vem logo a seguir. Essas posturas apresentam um número variável de ovos, entre 5 a 50, sendo que, cada fêmea coloca de 300 a 600 ovos durante toda a vida, dependendo da época do ano (GALLO et al., 2002; GARCIA et al., 2009). São muito sensíveis à umidade, podendo tornarem-se ressecados em umidades inferiores a 70%. A duração deste estágio dura de 4 a 12 dias, dependendo da temperatura (PINTO et al., 2006a).

Logo após a eclosão, as lagartas se movimentam sobre as folhas do arroz se alojando entre a bainha da folha e o colmo. Depois da primeira ecdise, penetram no colmo, onde constroem galerias (FERREIRA et al., 2001).

Essas lagartas são de coloração branco-amareladas com a cabeça marrom-escura, apresentando pontuações e manchas de coloração marrom pelo corpo. Possuem três pares de pernas torácicas, quatro pares de falsas pernas abdominais e mais um par de falsas pernas anais (TÉLAN et al., 1983; BOTELHO; MACEDO, 2002). Normalmente, passam de cinco a seis ecdises até completarem o seu desenvolvimento completo (GALLO et al., 2002). A duração dessa fase é a mais longa, dentre as outras fases a qual o inseto passa, sendo entre 20 a 79 dias, dependendo da temperatura.

Perto de se transformar em pupa, a lagarta abre orifício para o exterior do colmo, deixando apenas uma fina camada de tecido vegetal para que a mariposa atravesse após a emergência. Essa pupa é alongada e estreita, medindo de 10 a 12 mm de comprimento, apresenta coloração marrom-claro, escurecendo ao se aproximar da emergência do adulto. A duração dessa fase é normalmente de 6 a 14 dias, mas em baixas temperaturas prolonga-se por 22 dias (PINTO et al., 2006a; CAPINERA, 2007).

Os adultos deixam a planta através dos opérculos de saída deixados nas cascas dos colmos pelas lagartas e libertam-se para iniciar a nova geração (FERREIRA et al., 2001). Esses adultos apresentam as asas anteriores de coloração amarelo parda, com alguns desenhos pardacentos, lembrando dois “Vs” invertidos quando fechadas e as asas posteriores esbranquiçadas e com 25 mm de envergadura. Ocorre dimorfismo sexual, sendo a fêmea maior, normalmente, apresentando abdômen volumoso, com as asas de coloração menos pigmentada do que as do macho (GALLO et al., 2002; BOTELHO; MACEDO, 2002). A duração dessa fase é em média de cinco dias (GARCIA et al., 2009).

O período de desenvolvimento dos estágios de *D. saccharalis* podem variar de acordo com as estações do ano, como exemplo, no inverno, onde as condições climáticas são desfavoráveis, a lagarta no seu último instar prolonga o seu desenvolvimento, período este chamado de diapausa (PINTO et al., 2006a).

Essas alterações na velocidade de desenvolvimento dentro de populações de insetos, funcionam como uma autodefesa, assegurando à espécie a possibilidade de sobreviver, caso condições desfavoráveis ocasionem a morte de parte da população (GARCIA et al., 2009).

2.2.1.2 Distribuição geográfica

A espécie *D. saccharalis* dentre as do gênero é a que apresenta mais ampla distribuição geográfica (BOX, 1948). É uma espécie nativa do hemisfério ocidental. Nos Estados Unidos foi introduzida em Louisiana em 1855 e desde então se espalhou pela costa do Golfo do México, habitando somente as partes mais quentes desses estados. Também ocorre em todo o Caribe, América Central e as porções mais quentes da América do Sul até ao norte da Argentina (CAPINERA, 2007). No Brasil, está amplamente distribuída, ocorrendo em todos os estados brasileiros (FRAGOSO et al., 2016).

2.2.1.3 Plantas hospedeiras

É uma espécie polífaga, tendo como hospedeiros diversas gramíneas cultivadas. Dentre as espécies de importância econômica, o arroz, aveia, cana-de-

açúcar, milho, milheto, sorgo e trigo são hospedeiras desse inseto (COSTA LIMA, 1945; 1968; SENMACHE SANTA CRUZ, 1974).

No Brasil, os principais hospedeiros de importância econômica são a cana-de-açúcar, milho, sorgo e arroz (PINTO et al., 2006a).

2.2.1.4 Danos e importância econômica

Diatraea saccharalis vem ganhando destaque como praga em cultivos de arroz irrigado e de terras altas principalmente nas regiões Norte e Centro-Oeste do Brasil com prejuízos que podem variar de leves até a perda total de lavouras (FERREIRA; BARIGOSSI, 2002). Em Mato Grosso, tem se observado um aumento no nível de dano ocasionado por essa praga, sendo atribuído principalmente a expansão do milho e cana-de-açúcar, considerados seus hospedeiros primários (MARTINS et al., 2009).

O seu ataque ao arroz é mais crítico quando ocorre nos períodos de “alongamento dos colmos” e “emissão das panículas” os quais, nas cultivares de arroz de ciclo precoce e médio, situam-se, respectivamente, entre 45 – 55 e 75 – 90 dias após a emergência das plântulas (FERREIRA; BARIGOSSI, 2002).

As larvas ao eclodirem se movimentam sobre as folhas do arroz e alimentam-se do parênquima. Depois, alojam-se entre a bainha da folha e do colmo, onde pela atividade alimentar no tecido interno da bainha provocam manchas amarelas transparentes. Depois da primeira ecdise, as lagartas penetram no colmo, onde constroem galerias (FERREIRA et al., 2001; FRAGOSO et al., 2016).

Ao penetrar o colmo na fase vegetativa, as lagartas alimentam-se do tecido esponjoso, destruindo os pontos de crescimento, provocando o sintoma conhecido como “coração morto”. Quando o ataque se dá na fase reprodutiva resulta na morte da folha bandeira e esterilidade das espiguetas, origina o sintoma conhecido por “panícula-branca” que, quando puxada, desprende-se facilmente da planta (FERREIRA et al., 2001).

Estima-se que a cada 1% de panículas-brancas ocorre de 1 a 3% de redução na produção de grãos, sendo necessário monitorar o inseto nas culturas durante os estágios de maior suscetibilidade das plantas, pela presença de adultos e principalmente das posturas nas plantas (FERREIRA; BARIGOSSI, 2002; MARTINS; BARIGOSSI, 2006).

Além desses danos diretos, as aberturas dos orifícios causados pelas larvas de *D. saccharalis* favorecem a penetração de microrganismos (GALLO et al., 2002).

2.2.1.5 Principais estratégias de controle

A broca-do-colmo oferece dificuldade de controle, pois durante as fases de larva e pupa se encontram dentro do colmo da planta, e os sintomas que evidenciam o seu ataque somente são percebidos após os danos no interior do colmo (FERREIRA; BARIGOSSI, 2002; FRAGOSO et al., 2016).

Considerando estas peculiaridades do inseto, o monitoramento deve ser realizado durante os estádios de maior suscetibilidade do arroz à broca-do-colmo, por meio da presença de adultos e, principalmente, das posturas nas plantas (MARTINS; BARIGOSSI, 2006).

De forma geral, as principais táticas de controle que podem ser utilizadas para o combate de *D. saccharalis* em cultivos de arroz é a utilização de variedades resistentes, controle cultural, manutenção e liberação de inimigos naturais, como por exemplo, os parasitoides de ovos e o uso de inseticidas seletivos, visando a manutenção dos inimigos naturais nas áreas agrícolas (FRAGOSO et al., 2016).

Dentre as táticas de controle propostas para o controle desse lepidóptero, a utilização de cultivares de arroz resistentes ao ataque de *D. saccharalis* está entre as mais estudadas até o momento (HOSSEINI, 2010; NASCIMENTO; BARIGOSSI, 2014)

Como exemplo de algumas práticas culturais que desfavorecem a praga, é recomendado, que se evite plantios de arroz em áreas próximas ao cultivo de cana-de-açúcar, milho e outras plantas hospedeiras, bem como, plantios escalonados em áreas contínuas ou muito próximas (FERREIRA JÚNIOR et al., 1998).

O controle com inseticidas é amplamente utilizado em diversos cultivos agrícolas como meio de controle de inúmeras espécies de pragas, entretanto para o controle de *D. saccharalis* pode não ser eficiente, devido ao hábito da lagarta de permanecer dentro do colmo da planta durante maior parte de seu desenvolvimento, além do que, não existem tais produtos químicos registrados para o controle desse inseto em arroz (AGROFIT, 2018).

A opção pelo controle biológico é viável, devido ao grande número de inimigos naturais que atuam nas diferentes fases de desenvolvimento de *D. saccharalis*, bem

como, da disponibilidade desses organismos em unidades industriais e pela oferta no mercado (PINTO et al., 2006a).

2.2.2 *Rupela albinella*

2.2.2.1 Descrição e Biologia

Apresenta desenvolvimento holometabólico. Os seus ovos são de forma ovalada, medindo 0,75 mm de comprimento e 0,55 de largura, são depositados normalmente em folhas de arroz e ocasionalmente em caules de arroz, apresenta textura lisa, coloração amarelada e se encontram agregados e cobertos por escamas depositadas pela fêmea, sendo que, cada postura pode conter de 40 a 232 ovos (PANTOJA, 1997). Esse estágio pode durar de sete a nove dias, dependendo das condições climáticas (CASTILLO-CARRILO, 2007).

Após a eclosão, as larvas migram para o interior do colmo da planta, onde permanecem durante todo esse estágio. Essas larvas são amareladas, com a cabeça pequena e roliça, seu abdômen apresenta uma linha dorsal longitudinal de cor marrom clara. O estágio larval é de 6 instares e depende das condições climáticas, podendo durar de 35 a 50 dias. As larvas no seu último instar chegam a medir de 25 a 30 mm de comprimento (MENESES et al., 2008).

Além de fatores climáticos, o desenvolvimento larval de *R. albinella* também é afetado pela idade da planta hospedeira. HUMMELEN (1974), estudando o desenvolvimento larval desse lepidóptero em plantas de diferentes idades e variedades, observou que o desenvolvimento larval foi igual nas plantas até a idade de 100 dias, mas foi reduzida em plantas com 126 dias de idade.

A diapuasa é observada em larvas de *R. albinella*, e acredita-se que a indução depende da fase de inicialização da planta de arroz, enquanto que a sua terminação é provocada por influência das chuvas (GOOT, 1925). Dinther (1961, 1962), ao estudar o efeito da precipitação no intervalo de diapausa nesse lepidóptero, mostrou uma correlação marcante entre a precipitação e a duração da diapausa. HUMMELEN (1974) destaca que o papel da diapausa na ecologia dessa broca não é clara, e que nem sempre ocorre em uma grande porcentagem.

Após completar o seu desenvolvimento as larvas passam para o estágio de pupa, ainda dentro do colmo da planta em um casulo de seda, deixando um orifício que vai servir de saída para os adultos. As larvas que se encontram em diapausa,

após esse período, apresentam comportamento semelhante. Essa pupa apresenta uma coloração marrom clara, sendo que, esse estágio tem uma duração de 7 a 12 dias, dependendo de fatores climáticos (HUMMELEN, 1974; MENESES et al., 2008).

Ao emergirem, os adultos deixam o colmo da planta por meio do orifício realizado pelas larvas antes da pupação. Esses são de coloração branca, no qual é observado um dimorfismo sexual, no qual as fêmeas medem entre 35 a 45 mm e apresentam uma franja alaranjada no último segmento abdominal e os machos medem entre 23 a 24 mm (PANTOJA, 1997; CASTRO BORBOR, 2011).

2.2.2.2 Distribuição geográfica

Rupela albinella se encontra amplamente distribuída, encontrada no México, Guatemala, Honduras, Nicarágua, Costa Rica, Panamá, Colômbia, Equador, Peru, Brasil, Venezuela, Guiana, Suriname, Guiana Francesa e Trindade (CHEANEY; JENNINGS, 1975; DALE, 1994; CASTRO BORBOR, 2011). No Brasil, esse lepidóptero é mais frequente em plantios de arroz localizados do Centro para o Norte do país (FERREIRA et al., 2001).

2.2.2.3 Plantas hospedeiras

As plantas hospedeiras de *Rupela albinella* são bastante restritas, além do arroz, raramente é encontrado em duas gramíneas selvagens (KENNARD, 1965; HUMMELEN, 1974).

2.2.2.4 Danos e importância econômica

Rupela albinella é considerada praga secundária em algumas regiões produtoras de arroz no Brasil, devido a sua baixa ocorrência e poucos danos severos (FRITZ et al., 2008), entretanto, vem sendo constatado um aumento populacionais desse lepidóptero em alguns estados brasileiros, fato esse, que pode lhe conferir status de praga primária nessa cultura, nas próximas safras.

Embora apareça em altas populações em arroz irrigado, os seus danos são mais severos em plantações de arroz de terras altas, devido ao modo de alimentação de suas larvas, que está restrito principalmente à porção mais baixas das plantas. As

larvas dessa praga penetram na bainha da folha, abrem um furo de entrada na região do nó (FERREIRA et al., 2001).

Os indicativos de infestações dessa praga podem ser observados pelo surgimento de manchas amarelas abaixo da bainha da folha, bem como, pela presença de uma massa pulverulenta composta por resíduos alimentares e fecais ao redor dos orifícios de entrada das lagartas no colmo da planta (FERREIRA et al., 2001; SOSBAI, 2014).

2.2.2.5 Principais estratégias de controle

Assim como acontece com *Diatraea saccharalis*, durante sua fase larval e de pupa, esse lepidóptero se encontra dentro do colmo da planta, tal peculiaridade, compromete o controle dessa praga.

Informações sobre as medidas de controle de *Rupela albinella* em arroz no Brasil não são bem conhecidas, o que dificulta na tomada de decisão, quando esta atingir níveis populacionais alarmantes nessa cultura (FERREIRA et al., 2001).

De modo geral, as táticas de controle que pode ser adotada para essa broca-do-colmo são, o controle cultural, tais como, a destruição dos restos culturais de lavouras que foram infestadas por essa broca, a utilização de “cultura armadilha”, tornando plantas de arroz (às margens das lavouras) mais atrativas aos insetos, por meio de doses elevadas de nitrogênio; por meio do controle biológico, proporcionando condições favoráveis ao controle biológico natural desse lepidóptero, uma vez, que são inúmeros os inimigos naturais que atuam nas diversas fases de desenvolvimento desse inseto (SOSBAI, 2014; HUMMELEN 1974; CASTILLO-CARRILO, 2007; MENESES et al., 2008).

O controle químico por meio de inseticidas se torna inviável, pois não são registrados tais produtos para o controle de *R. albinella* em arroz (AGROFIT, 2018).

Desta forma, as práticas culturais aliadas ao controle biológico por meio de inimigos naturais se tornam as opções mais recomendadas para o controle desse lepidóptero em arroz. Dentre os inimigos naturais, as espécies de parasitoides de ovos ganham destaque por atuar na fase de maior susceptibilidade da praga, bem como, por se mostrar eficiente no controle natural dessa broca-do-colmo (FERREIRA et al., 2001; CASTILLO-CARRILO, 2007; MENESES et al., 2008; ZACHRISSON, 2009; ZACHRISSON et al., 2017).

2.3 Controle biológico com parasitoides de ovos

2.3.1 *Diatraea saccharalis*

O principal método de controle empregado para *D. saccharalis* no Brasil é o biológico (NAVA et al., 2009), isso se deve principalmente pelos inúmeros inimigos naturais, entre parasitoides, predadores e entomopatógenos (fungos, bactérias, vírus etc.) que atacam essa praga em condições naturais (PINTO et al., 2006b). Entretanto, em algumas espécies de parasitoides existe a possibilidade de serem multiplicadas em laboratório e liberadas em campo, tornando esses, mais viáveis como agentes de controle biológico desse inseto (GALLO et al., 2002).

Dentre os parasitoides, as espécies que parasitam ovos são consideradas importantes agentes de controle de *D. saccharalis*, uma vez que são capazes de regular esses insetos em seu ambiente natural, reduzindo a densidade das populações e, conseqüentemente, os danos às plantas hospedeiras (FRITZ et al., 2008). Além do que, a fase de ovo é considerada fator determinante para o crescimento populacional dessa broca (BOTELHO, 1985).

No Brasil, sete espécies de parasitoides de ovos são relatadas naturalmente em *D. saccharalis*, sendo que, seis delas são pertencentes ao gênero *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (DIAS et al., 2011; QUERINO; ZUCCHI, 2011, 2016). Espécies desse gênero, estão entre as mais estudadas e utilizadas dentro de programas de controle biológico no mundo (QUERINO; ZUCCHI, 2011).

Dentre as espécies desse gênero, *Trichogramma galloi* Zucchi ganha destaque no controle dessa broca-do-colmo no país, isso se deve principalmente pela sua facilidade de multiplicação em hospedeiros alternativos, viabilizando sua criação massal, bem como, a sua preferência por ovos dessa praga, uma vez, que em campo somente ocorre naturalmente em ovos de *D. saccharalis* (PARRA, 2010; QUERINO; ZUCCHI, 2011; PARRA et al., 2014; SOUZA et al., 2016; QUERINO; ZUCCHI, 2016).

Em cana-de-açúcar, *T. galloi* vem sendo utilizado em grande escala para o controle desse lepidóptero, chegando a ser liberado em aproximadamente 500.000 ha (PINTO et al., 2006b). Entretanto, a sua ocorrência não é registrada em agroecossistemas de arroz, o que dificulta a sua utilização em programas de controle biológico aplicado nessa cultura, visando o controle de *D. saccharalis*.

Em arroz é relatada a ocorrência de *T. pretiosum* como parasitoide de ovos desse lepidóptero, fato esse, que abre perspectivas para a utilização desse agente de controle biológico nessa cultura, pois se trata da espécie de parasitoide mais utilizada no país para o controle de diversas pragas agrícolas e plantas hospedeiras, tais como, *Tuta absoluta* em tomate, *Helicoverpa zea* e *Spodoptera frugiperda* em milho, *Heliothis virescens*, *Spodoptera* spp. e *Alabama argillacea* em algodoeiro, *Anticarsia gemmatalis* e *Chrysodeixis includens* em soja (PARRA; CÔNSOLI, 2009; QUERINO; ZUCCHI, 2011, 2016).

2.3.2 *Rupela albinella*

Os registros de espécies de parasitoides de ovos associadas a *R. albinella* no Brasil são escassos. O único registro da atuação desses agentes de controle nessa broca-do-como é no estado do Tocantins, onde foi observado um grande número de posturas parasitadas, entretanto, a espécie de parasitoide de ovos não foi identificada (FERREIRA et al., 2001).

Embora, estudos com parasitoides desse lepidóptero no país sejam negligenciados, o controle biológico utilizando esses inimigos naturais é promissor, visto que sua atuação eficiente é evidenciada em outros países, como Peru, Colômbia e Panamá (CASTILLO-CARRILO, 2007; MENESES et al., 2008; ZACHRISSON, 2009; ZACHRISSON et al., 2017).

No Peru, *Telenomus alecto* (Hymenoptera: Platygasteridae) é um importante agente de controle biológico natural desse lepidóptero (CASTILLO-CARRILO, 2007). Na Colômbia e Panamá, *Telenomus rowani* é utilizado para o controle desse lepidóptero (MENESES et al., 2008; ZACHRISSON, 2009; ZACHRISSON et al., 2017).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGROFIT. Disponível

em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons> Acesso em: 08 Jan 2018.

BOTELHO, P. S. M. **Tabela de vida ecológica e simulação da fase larval de *Diatraea saccharalis* (Fabricius 1794) (Lepidoptera: Pyralidae)**. 110 f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, SP, 1985.

BOTELHO, P. S. M.; MACEDO, N. *Cotesia flavipes* para o controle de *Diatraea saccharalis*. In: PARRA, J. R. P. et al. **Controle biológico do Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole. p. 409-425, 2002.

BOX, H. E. **Informe preliminar sobre los taladradores de la caña de azúcar (*Diatraea* spp.) en Venezuela**. Ministério de Agricultura y Cria, Dirección de Agricultura, Instituto Nacional de Agricultura, 1948.

BRAZILIAN RICE. Disponível em: <<http://brazilianrice.com.br>>. Acesso em: 09 Jan 2018.

CAPINERA, J. L. **Sugarcane borer, *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Insecta: Lepidoptera: Pyralidae)**. Gainesville: University of Florida; Institute of Food and Agricultural Sciences, 2007.

CASTILLO-CARRILLO, P. S. **Insectos y Ácaros Plagas Del Cultivo De Arroz**. Universidad Nacional De Tumbes. 2007.

CASTRO BORBOR, Á. R. **Altura del daño ocasionado por larvas de *Rupela albinella* (Cramer), en tres variedades de arroz, bajo tres sistemas de manejo de agua**. Trabalho de Conclusão de Curso. Babahoyo: UTB, 2011.

CHEANEY, R. L.; JENNINGS, P. R. **Problemas en cultivos de arroz en América Latina**. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), 1975.

COSTA-LIMA, A. M. **Insetos do Brasil: Lepidópteros**. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, v. 1, p. 60-76, 1945.

DALE, D. Insect pest of the rice plant – their biology and ecology. In: HEINRICH, E. A. (Ed.). **Biology and management of rice insects**. New Delhi: Wiley Eastem. p.363-485, 1994.

DIAS, N. S. X.; BROGLIO-MICHELETTI, S. M.; MORAES, N. R. F.; SILVA, S. C.; SANTOS, J. M.; PEIXOTO, D. O. L.; COSTA, V. A. Ocorrência de *Telenomus alecto* Crawford, 1914 (Hymenoptera: Scelionidae) em ovos de *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae) em cana-de-açúcar no estado de Alagoas, Brasil. **Idesia** (Arica), 29(3), 95-97, 2011.

DINTHER, J. B. M. V. The effect of precipitation on the break of diapause in the white rice borer *Rupela albinella* (CR.) in Surinam (South America). **Entomologia experimentalis et applicata**, v. 4, n. 1, p. 35-40, 1961.

DINTHER, J. B. M. V. Flight periods of the white rice borer *Rupela albinella* (Cr.) in Wageningen, Surinam (Sth. America). **Meded. LandbHoogesch. OpzoekStns Gent**, v. 27, p. 829-836, 1962.

FERNANDES, O. A.; CARNEIRO, T. R. Controle biológico de *Spodoptera frugiperda* no Brasil. In: PINTO, A. S.; NAVA, D. E.; ROSSI, M. M.; MALERBO-SOUZA, D. T. (Ed). **Controle biológico de pragas na prática**. v. 2, n. 287, p. 75-82, 2006.

FERREIRA, E.; BARRIGOSI, J. A. F. Orientações para o controle da broca-do-colmo em arroz. **Embrapa Arroz e Feijão-Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, 2002.

FERREIRA, E.; BARRIGOSI, J. A. F.; SANTOS, A. B. Yield losses by stem borer (*Diatraea saccharalis* Fab. 1794) (Lepidoptera: Pyralidae) in upland rice genotypes. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 34, n. 2, p. 99, 2004.

FERREIRA, E.; BRESEGHELLO, E. F.; CASTRO M.; BARRIGOSI, J. A. F. Broca-do-colmo nos agroecossistemas de arroz do Brasil. **Embrapa Arroz e Feijão. Documentos**, 2001.

FERREIRA JÚNIOR, E.; CASTRO, E. D. M.; FERREIRA, E.; MORAIS, O. P. Potencial genético da população de arroz de sequeiro "CNA 8" para um programa de seleção visando a resistência à broca-do-colmo, *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller, 1848) (Lepidoptera, Pyralidae). **Embrapa Arroz e Feijão-Artigo em periódico indexado (ALICE)**, 1998.

FRAGOSO, D. B.; BARRIGOSI, J. A. F.; LACERDA, M. C.; CARDOSO, E. A.; ARCHANGELO, E. R.; SILVA, R. Z. Pragas de grandes culturas-Arroz. In: SILVA, N. M. et al. (Eds.). **Pragas agrícolas e florestais na Amazônia**. Macapá: Embrapa Amapá, p. 269-291, 2016.

FRITZ, L. L.; HEINRICH, E. A.; PANDOLFO, M.; SALLES, S. M. Agroecossistemas orizícolas irrigados: inseto- praga, inimigos naturais e manejo integrado. **Oecologia rasiliensis**, 12(4), 10, 2008.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BATISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMI, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia Agrícola**. São Paulo: FEALQ, 920p, 2002.

GARCIA, J. F.; BOTELHO, P. S. M.; MECEDO, L. P. M. Criação do parasitoide *Cotesia flavipes* em laboratório. In: BUENO, V. H. P. (Ed.). **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: editora UFLA, p. 199-220, 2009.

GOOT, P. V. D. **Levenswijze en bestrijding van den witten rijstboorder op Java**. n. 66, 1925.

HOSSEINI, S. Z.; BABAEIAN-JELODAR, N.; BAGHER, N. Evaluation of resistance to striped stem borer in rice. **Biharean Biologist**, v. 4, n. 1, p. 67-71, 2010.

HUMMELEN, P. J. **Relations between two rice borers in Surinam, *Rupela albinella* (Cr.) and *Diatraea saccharalis* (F.), and their hymenopterous larval parasites**. Tese de Doutorado. Veenman, 1974.

MAGALHÃES JÚNIOR, A. M.; FRANCO, D.; FAGUNDES, P. R. R.; MORAES, O. P.; PEREIRA, J. A.; CORDEIRO, A. C.; WICKERT, E.; NETO, F. M.; SEVERO, A. C. M. Indicação de tipos especiais de arroz para diversificação de cultivo. **Embrapa Clima Temperado-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2012.

IBGE - **Levantamento Sistemático da Produção Agrícola**. Rio de Janeiro v. 30 n. 1 p.1-83, 2017.

KENNARD, C. P. Pests and diseases of rice in British Guiana and their control. **FAO Plant Prot Bull**, v. 13, p. 73-78, 1965.

KENNEDY, G.; BURLINGAME, B. Analysis of food composition data on rice from a plant genetic resources perspective. **Food Chemistry**, v. 80, n. 4, p. 589-596, 2003.

KHUSH, G. S. What it will take to Feed 5.0 Billion Rice consumers in 2030. **Plant Molecular Biology**, v. 59, n. 1, p. 1-6, 2005.

MARTINS, J. D. S.; BARRIGOSI, J. A. F.; OLIVEIRA, J. V.; CUNHA, U. S. Situação do manejo integrado de insetos-praga na cultura do arroz no Brasil. **Embrapa Clima Temperado-Documentos (INFOTECA-E)**, 40p. 2009.

MENESES, R.; CALVERT, L.; GUTIERREZ, A.; GOMEZ, J.; HERNANDEZ, J. Manejo integrado de los principales insectos y ácaros plagas del arroz. **Instituto de Investigaciones del arroz (Arroz)**. Republica de Cuba, p. 107-110, 2008.

NASCIMENTO, J. B.; BARRIGOSI, J. A. F. Responses of Rice Mini-Core Collection Accessions to Damage by *Diatraea saccharalis* (Fabricius) Stem Borer. **Agricultural Sciences**, 5, 776-784, 2014.

NAVA, D. E.; PINTO, A. S.; SILVA, S. D. A. **Controle biológico da broca da cana-de-açúcar**, p. 320, 2009.

PANTOJA, A. Artrópodos Plaga Relacionados con el Arroz en América Latina. In: PANTOJA, A. **MIP en arroz: Manejo integrado de plagas; artrópodos, enfermedades y malezas**. v. 292, p. 59, 1997.

PARRA J. R. P. Egg parasitoid commercialization in the New World, pp. 373– 378 In: CÔNSOLI FL, PARRA JRP, ZUCCHI RA, **Egg Parasitoids in Agroecosystems with Emphasis on *Trichogramma***. Springer, Dordrecht, p. 373-388, 2010.

PARRA, J. R. P.; COELHO JR.; A. GEREMIAS, L. D.; BERTIN, A. V.; RAMOS, C. J. **Criação de *Anagasta kuehniella*, em pequena escala, para produção de *Trichogramma***, Piracicaba, SP, Ed. Occasio, 1ed., 2014.

PARRA, J. R. P.; CÔNSOLI, F. L. Criação massal e controle de qualidade de parasitoides de ovos. In: BUENO, V. H. P. **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: Editora UFLA. p. 169-171, 2009.

PINTO, A. S.; CANO, M. A. V.; SANTOS, E. M. A broca da cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis*. In: PINTO, A. S. **Controle de pragas da cana-de-açúcar. Sertãozinho: Biocontrol**, 64p. (Boletim Técnico Biocontrol, n.1), 2006a.

PINTO, A. S., GARCIA, J. F., BOTELHO, P. S. Controle biológico de pragas da cana-de-açúcar. In: PINTO A. S., NAVA D. E., ROSSI M. M.,

MALERBO-SOUZA D. T. **Controle biológico de pragas na prática**. 1. Ed. Barueri, Prol Editora Gráfica, p.287, 2006b.

QUERINO, R. B.; SILVA, N. N. P.; ZUCCHI, R. A. Parasitismo natural por *Trichogramma* spp. em agroecossistemas do Meio-Norte, Brasil. **Ciência Rural**, v. 46, n. 9, p. 1521-1523, 2016.

QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R. A. **Guia de Identificação de *Trichogramma* para o Brasil**. Embrapa, 1ª Ed., 103p., 2011.

QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R. A. *Trichogramma* na Amazônia - Visão geral e potencialidades. In: SILVA, N.M. et al. (Eds.). **Pragas agrícolas e florestais na Amazônia**. Macapá: Embrapa Amapá, p.597-606, 2016.

ROGER, P. A.; HEONG, K. L.; TENG, P. S. Biodiversity and sustainability of wetland rice production: role and potential of microorganisms and invertebrates. Pp 117-134. In: HAWKSWORTH D. L. **The Biodiversity of Microorganisms and Invertebrates: Its Role in Sustainable Agriculture**. International Rice Research Institute, Philippines. 328p, 1991.

SENMACHE SANTA CRUZ, J. M. **Cría artificial de *Diatraea saccharalis* Fab. (Lepidóptera: Pyralidae) y su aplicación en la evaluación de resistencia en maíz**. No. 04; TESIS, 1974.

SOSBAI - SOCIEDADE SUL-BRASILEIRA DE ARROZ IRRIGADO. **Arroz Irrigado: recomendações da pesquisa para o Sul do Brasil**. Santa Maria, 192p, 2014.

SOUZA, A.; GIUSTOLIN, T.; QUERINO, R. B.; ALVARENGA, C. Natural parasitism of lepidopteran eggs by *Trichogramma* species (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in agricultural crops in Minas Gerais Brazil. **Florida Entomologist**, v. 99, n. 2, p. 221-225, 2016.

TÉRAN, F. O.; PRECETTI, A. A. C. M.; DERNEIKA, O. Broca da cana-de-açúcar *Diatraea saccharalis*. In: **REUNIÃO TÉCNICA AGRONÔMICA: PRAGAS DA CANA-DEAÇÚCAR**, 1, Piracicaba. Anais... Piracicaba: Copersucar, p. 4-15, 1983.

YASUMATSU, K.; TORII, T. Impact of parasites, predators, and diseases on rice pests. **Annual Review of Entomology**, v. 13, n. 1, p. 295-324, 1968.

ZACHRISSON, B. Avances en el control biológico de plagas de arroz (*Oryza sativa*), por medio de parasitoides oofagos, en Panamá. **Agricultural Research Institute of Panamá**, 2009.

ZACHRISSON, B.; POLANCO P.; OSORIO, P. Natural control of insect-pests in the rice agroecosystem, in panama and the complex of egg parasitoids, **Research Journal of Life Sciences, Bioinformatics, Pharmaceutical and Chemical Sciences**, 2017.

CAPÍTULO 1 - INCIDÊNCIA NATURAL E CARACTERIZAÇÃO TAXONÔMICA DE PARASITOIDES DE OVOS DE *Diatraea saccharalis* e *Rupela albinella* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) EM ARROZ

RESUMO

Objetivou-se com o presente estudo identificar as espécies nativas de parasitoides de ovos que atuam como agentes naturais de controle biológico das brocas-do-colmo, *Rupela albinella* Cramer e *Diatraea saccharalis* Fabricius (Lepidoptera: Crambidae), determinar a porcentagem de parasitismo natural e caracterizar taxonomicamente as espécies de parasitoides. Para tanto, foram realizadas coletas de posturas das brocas-do-colmo nos estados do Piauí, Maranhão e Goiás. Além disso, foram instaladas armadilhas com ovos desses lepidópteros em área experimental da Embrapa Meio-Norte, em Teresina, Piauí. Os espécimes obtidos foram identificados e as espécies caracterizadas taxonomicamente, bem como, realizada a descrição de duas novas espécies. Foram identificadas quatro espécies de parasitoides de ovos em *R. albinella*, duas pertencentes a família Trichogrammatidae: *Trichogramma pretiosum* Riley e *Trichogramma lasallei* Pinto; e duas novas espécies pertencentes a família Platygastriidae: *Telenomus* sp. nov. 1 e *Telenomus* sp. nov. 2. Em *D. saccharalis*, foram obtidas três espécies de *Trichogramma*, *T. pretiosum*, *T. galloi* Zucchi e *T. atopovirilia* Oatman & Platner. As espécies *Telenomus* sp. nov. 1 e *T. galloi* apresentaram uma maior taxa de parasitismo em ovos de *R. albinella* e *D. saccharalis*, respectivamente. A obtenção destes parasitoides de ovos demonstrou sua atuação como agentes naturais de controle biológico destes lepidópteros-pragas. A partir dos registros locais, associações hospedeiras, bem como, a sua caracterização taxonômica permitirá o uso destas espécies em programas de controle biológico onde as brocas-do-colmo venham a ser pragas-alvo.

Palavras-chave: Brocas-do-colmo, *Telenomus*, *Trichogramma*, controle biológico, taxonomia.

ABSTRACT

The aim of this study was to identify the native species of egg parasitoids that are natural agents for the biological control of stem borers, *Rupela albinella* Cramer and *Diatraea saccharalis* Fabricius (Lepidoptera: Crambidae), to determine the percentage of natural parasitism and to characterize the species taxonomically of parasitoids. For this purpose, egg masses were collected in the states of Piauí, Maranhão and Goiás. In addition, traps with eggs of these lepidopterous were installed in experimental area of Embrapa Meio-Norte, in Teresina, Piauí. The specimens obtained were identified and the species taxonomically characterized, as well as the description of two species. Four species of egg parasitoids were identified in *R. albinella*, two belonging to family Trichogrammatidae: *Trichogramma pretiosum* Riley and *Trichogramma lasallei* Pinto; and two new species belonging to the family Platygasteridae: *Telenomus* sp. nov. 1 and *Telenomus* sp. nov. 2. In *D. saccharalis*, three species of *Trichogramma*, *T. pretiosum*, *T. galloi* Zucchi and *T. atopovirilia* Oatman & Platner were obtained. The species *Telenomus* sp. nov. 1 and *T. galloi* showed a higher rate of parasitism in eggs of *R. albinella* and *D. saccharalis*, respectively. The results with egg parasitoids demonstrated their performance as natural agents of biological control of these lepidoptera-pests. From local records, host associations, as well as their taxonomic characterization will allow the use of these species in biological control programs where the stem borers will become target pests.

Keyword: Stem borer, *Telenomus*, *Trichogramma*, biological control, taxonomy.

Lista de tabelas

Tabela 1. Espécies de parasitoides de ovos de <i>Rupela albinella</i> , proporção sexual e parasitismo natural em cultivos de arroz nos estados do Piauí, Maranhão e Goiás.	50
Tabela 2. Espécies de parasitoides de ovos de <i>Diatraea saccharalis</i> , proporção sexual e parasitismo natural em cultivos de arroz em Teresina, Piauí, sob dois métodos de coletas.	52

Lista de figuras

Figura 1. Locais de coleta de parasitoides de ovos de <i>Rupela albinella</i> e <i>Diatraea saccharalis</i> .	38
Figura 2. Posturas de <i>Rupela albinella</i> (A) e <i>Diatraea saccharalis</i> (B) em folhas de arroz.	39
Figura 3. Armadilhas com ovos sentinelas para a captura de parasitoides de ovos de <i>Rupela albinella</i> (A) e <i>Diatraea saccharalis</i> (B).	40
Figura 4. Terminologia das estruturas de importância taxonômica para a identificação de <i>Trichogramma</i> . Fonte: Querino; Zucchi (2011).	43
Figura 5. Terminologia das estruturas de importância taxonômica para a identificação de Platygastriidae. Fonte: Adaptada de Talamas et al. (2015).	44
Figura 6. Terminologia das estruturas de importância taxonômica presentes na cápsula genital do macho de Platygastriidae. Fonte: Adaptada de Johnson, (1984).	45
Figura 7. Porcentagem (%) de parasitismo, predação e não parasitismo em posturas de <i>Rupela albinella</i> em cultivos de arroz nos estados do Piauí e Maranhão.	49
Figura 8. Posturas de <i>Rupela albinella</i> predadas.	49
Figura 9. Postura de <i>Rupela albinella</i> parasitada por <i>Trichogramma</i> , com indícios de predação.	51
Figura 10. Posturas de <i>Rupela albinella</i> parasitadas por <i>Telenomus</i> spp.; com indícios de predação (A) e sem indícios de predação (B).	51
Figura 11. <i>Trichogramma atopovirilia</i> . Macho. Antena (A); mesoescuto e mesoescutelo (B); Cápsula genital, vista ventral (C) e vista dorsal (D).	54
Figura 12. <i>Trichogramma galloi</i> . Macho. Antena (A); mesoescuto e mesoescutelo (B); Cápsula genital, vista ventral (C) e vista dorsal (D).	55
Figura 13. <i>Trichogramma pretiosum</i> . Macho. Antena (A); mesoescuto e mesoescutelo (B); Cápsula genital, vista ventral (C) e vista dorsal (D).	56

- Figura 14. *Trichogramma lasallei*. Macho. Antena (A); mesoescuto e mesoescutelo (B); Cápsula genital, vista ventral (C) e vista dorsal (D).....57
- Figura 15. *Telenomus* sp. nov. 1. Fêmea em vista lateral (A), antena (B), asa anterior (C), asa posterior (D) e mesossoma em vista dorsal (E).....60
- Figura 16. *Telenomus* sp. nov. 1. Macho: antena (A) e cápsula genital (B).60
- Figura 17. *Telenomus* sp. nov. 2. Fêmea em vista lateral (A), antena (B), asa anterior (C), asa posterior (D) e mesossoma em vista dorsal (E).....62

1 INTRODUÇÃO

O arroz (*Oryza sativa* L.) é o cereal de maior importância para o consumo humano, sendo a principal fonte de alimento para mais da metade da população mundial (KHUSH, 2005). No Brasil, maior produtor e consumidor de arroz fora da Ásia, sua produção anual alcança em média 15 milhões de toneladas para atender ao consumo de 12,14 milhões de toneladas (BRAZILIAN RICE, 2018). Na safra 2017/18, os estados do Maranhão, Piauí e Goiás, foram responsáveis, respectivamente, por 2,1%, 0,9% e 1% da produção do país (IBGE, 2017).

O rendimento desta cultura pode ser afetado pelo ataque de insetos fitófagos, capazes de causar perdas de 15 a 30% de produtividade (MARTINS et al., 2009). Entre eles, as brocas-do-colmo, *Diatraea saccharalis* Fabricius e *Rupela albinella* Cramer (Lepidoptera: Crambidae) vem ocasionando perdas econômicas aos produtores em cultivos de arroz de terras altas e irrigado no Brasil.

A importância de *D. saccharalis* é evidenciada principalmente em cultivos de arroz nas regiões Norte e Centro-Oeste do Brasil, com prejuízos que podem variar de leves até a perda total de lavouras (FERREIRA; BARIGOSSI, 2002; FERREIRA et al., 2004). Em alguns casos, o aumento no nível de dano ocasionado por esta praga, vem sendo atribuído principalmente a expansão do milho e cana-de-açúcar, considerados seus hospedeiros primários (MARTINS et al., 2009).

Rupela albinella é considerada praga secundária em algumas regiões produtoras de arroz no Brasil (FRITZ et al., 2008), entretanto, vem sendo constatado surtos populacionais deste lepidóptero em alguns estados brasileiros, fato este, que pode lhe conferir status de praga primária nesta cultura nas próximas safras.

Apesar destas brocas-do-colmo se constituírem como potenciais ameaças para a produtividade do arroz, no Brasil há uma carência de informações sobre métodos de controle que podem ser empregados para estas pragas nesta cultura. De modo geral, alguns estudos sobre cultivares de arroz resistentes ao ataque de *D. saccharalis* tem sido realizado (HOSSEINI, 2010; NASCIMENTO; BARIGOSSI, 2014), sendo que, para *R. albinella* não existem informações sobre tais medidas. Neste contexto, são necessários estudos sobre métodos de controle que mantenham as populações destas pragas em níveis satisfatórios, dentre estes, se encontra o biológico, que pode ser adotado dentro de um contexto de Manejo Integrado de Pragas (MIP), que

considera aspectos ecológicos, econômicos, toxicológicos e sociais para a tomada de decisão (FERNANDES; CARNEIRO, 2006).

Considerando também que o controle das larvas das brocas-do-colmo se torna difícil, uma vez que se encontram dentro do colmo da planta durante quase todo o seu desenvolvimento (FERREIRA; BARIGOSSI, 2002; FRAGOSO et al., 2016), a utilização de parasitoides que ataquem a fase de maior susceptibilidade da praga, o ovo, se torna viável, pois tais agentes são capazes de regular esses insetos em seu ambiente natural, reduzindo a densidade das populações e conseqüentemente os danos às plantas hospedeiras (FRITZ et al., 2008).

Informações sobre parasitoides de ovos atuando como agentes naturais de controle biológico destas brocas-do-colmo em arroz são escassas no Brasil, restritas somente a ocorrência de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em *D. saccharalis* (QUERINO; ZUCCHI, 2011; QUERINO et al., 2016). Para *R. albinella*, tais registros são existentes somente no Peru, Bolívia e Panamá, onde espécies de *Telenomus* (Hymenoptera: Platygastriidae) vem atuando com eficiência no seu controle natural (CASTILLO-CARRILO, 2007; MENESES et al., 2008; ZACHRISSON, 2009; ZACHRISSON et al., 2017).

Em cana-de-açúcar são inúmeros os dados sobre inimigos naturais atuando sobre *D. saccharalis*, entre eles, *Trichogramma galloi* Zucchi vem sendo produzido em grande escala e liberado para o seu controle (PINTO et al., 2006). Entretanto, mesmo com inúmeros resultados da eficiente atuação destes agentes de controle, tais informações para o arroz são incipientes, principalmente devido a carência de informações sobre a ocorrência natural de parasitoides em ovos de *D. saccharalis* nesta cultura.

Tendo em vista a utilização de parasitoides de ovos no controle das brocas-do-colmo em arroz, é fundamental dentro de programas de controle biológico com estes inimigos naturais, conhecer as espécies que atuam em uma dada região e quais os seus hospedeiros e plantas associadas, bem como, a sua correta identificação (QUERINO; ZUCCHI, 2016). Partindo disso, objetivou-se com o presente estudo identificar as espécies de parasitoides de ovos nativas que atuam como agentes naturais de controle biológico de *D. saccharalis* e *R. albinella* em cultivos de arroz, bem como, determinar a taxa de parasitismo natural e caracterizar taxonomicamente estas espécies.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 ÁREAS DE ESTUDO

As coletas de posturas das brocas-do-colmo foram conduzidas em lavouras de arroz situadas na área experimental da Embrapa Meio-Norte, em Teresina, PI (05° 02' 21.36" S; 42° 47' 22.44" W); em três localidades situadas em Buriti dos Lopes, PI (03° 06' 31.08" S/41° 53' 49.2" W; 03° 14' 19.8" S/41° 52' 51.4" W; 03° 12' 19.8" S/41° 52' 51.4" W); em Brejo, MA (05° 03' 55.3" S/42° 48' 42.3" W), Flores de Goiás, GO (14° 26' 55" S/ 47° 03' 01" W) e, em Goianira, GO (16° 29' 46" S/ 49° 25' 35" W), nos anos de 2016 a 2017 (Figura 1).

A obtenção dos parasitoides de ovos por meio de armadilhas com ovos de *R. albinella* e *D. saccharalis* foram realizadas durante os meses de outubro de 2016 e maio de 2017, respectivamente, em área experimental da Embrapa Meio-Norte em Teresina, PI (05° 02' 21.36" S; 42° 47' 22.44" W) (Figura 1).

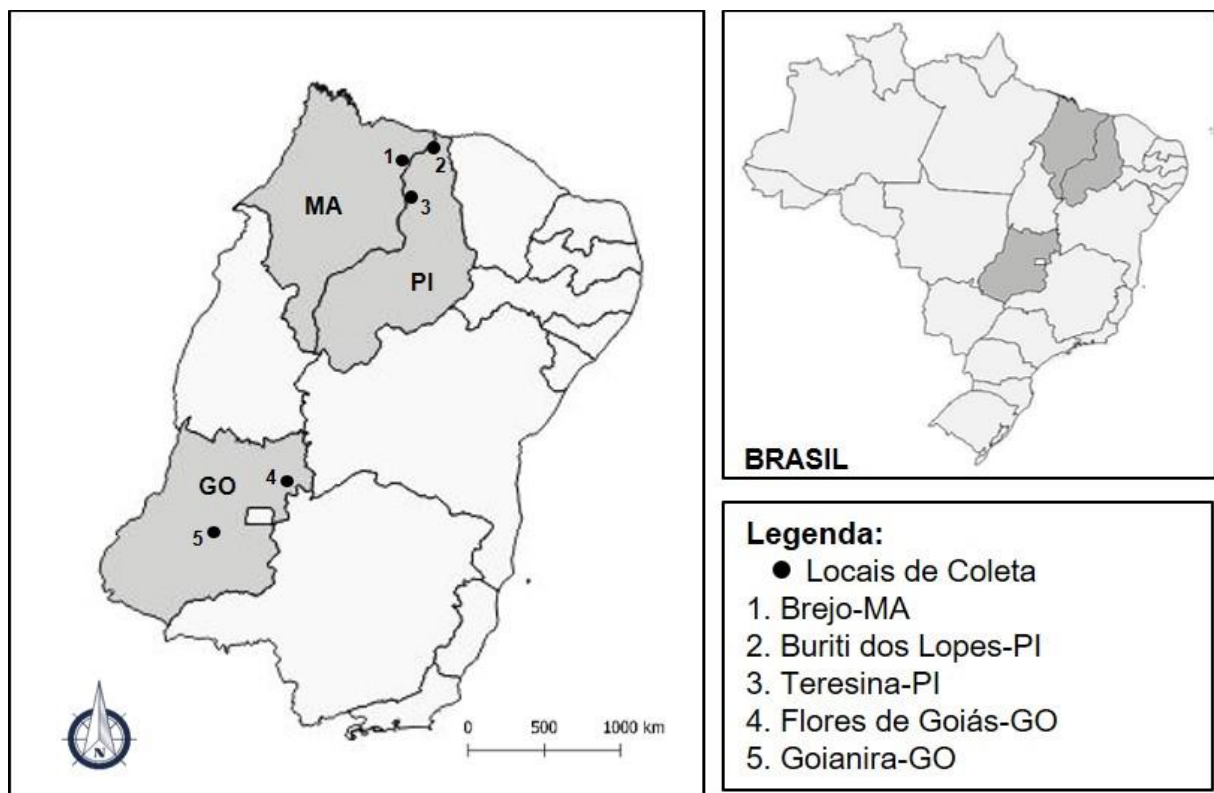


Figura 1. Locais de coleta de parasitoides de ovos de *Rupela albinella* e *Diatraea saccharalis*.

Além disso, foi incorporado ao trabalho os exemplares de parasitoides de ovos que se encontravam disponíveis para estudo, provenientes de coletas realizadas, em

Teresina-PI, no ano de 2015, devidamente armazenados no Laboratório de Fitossanidade, na Embrapa Meio-Norte.

Nas áreas de coletas, os sistemas de plantio de arroz eram basicamente dois: arroz irrigado por inundação controlada, em solos de várzea e, arroz de terras altas, em solos de cerrado. Em Teresina, PI, as coletas foram realizadas nos dois sistemas de plantio; em Buriti dos Lopes, PI, Flores de Goiás e Goianira, GO, em sistema irrigado e, em Brejo, MA, em arroz de terras altas.

2.2 OBTENÇÃO DOS PARASITÓIDES DE OVOS DE *Rupela albinella* E *Diatraea saccharalis* EM ARROZ

2.2.1 Coleta de posturas de *Rupela albinella* e *Diatraea saccharalis* em arroz

As coletas realizadas em área experimental da Embrapa Meio-Norte em Teresina-PI foram quinzenais durante todo o ciclo fenológico da cultura, nas demais localidades foram realizadas coletas ocasionais na época de plantio em cada região.

Durante as coletas, as plantas foram examinadas por meio de inspeção visual ao longo das fileiras de plantio e as posturas de *R. albinella* e *D. saccharalis* presentes nas folhas (Figura 2 A, B) foram coletadas e acondicionadas em frascos tipo Eppendorf de 2,0 mL, sendo posteriormente levadas para o Laboratório de Fitossanidade da Embrapa Meio-Norte.



Figura 2. Posturas de *Rupela albinella* (A) e *Diatraea saccharalis* (B) em folhas de arroz.

No laboratório, as posturas foram individualizadas em tubos de vidro (2,5 x 8 cm), vedadas com filme plástico transparente, identificadas e mantidas em BOD regulada

a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12h, sendo observadas diariamente para registro da emergência dos parasitoides e/ou das lagartas hospedeiras. Os parasitoides de ovos obtidos eram transferidos para álcool a 80% para posterior identificação.

2.2.2 Armadilhas com ovos sentinela de *Rupela albinella* e *Diatraea saccharalis* para captura de parasitoides

A obtenção de parasitoides de ovos de *R. albinella* e *D. saccharalis* por meio de armadilhas (Figura 3 A, B), foi realizada durante três semanas consecutivas, sendo que, em cada semana eram utilizadas vinte cartelas, fixadas na parte superior da planta ou em hastes com apoio no chão, sendo dispostas aleatoriamente nas extremidades e entre as fileiras de plantio de arroz, em uma área de 1.360 m².



Figura 3. Armadilhas com ovos sentinelas para a captura de parasitoides de ovos de *Rupela albinella* (A) e *Diatraea saccharalis* (B).

Foram utilizadas cartelas (15 cm de comprimento x 10 cm de largura) contendo no máximo três posturas de *R. albinella* com até 24 horas de idade, que foram fixadas em uma haste de ferro com suporte para apoio no chão (Figura 3A).

Para *D. saccharalis*, as cartelas (8 cm de comprimento x 2 cm de largura) continham uma postura, com média de 50 ovos (24 horas de idade), na sua área central, sendo que, uma outra cartela, de mesma dimensão foi grampeada sob os

ovos com a intenção de protegê-los. Essas cartelas eram fixadas diretamente nas folhas da planta (Figura 3B).

As cartelas contendo ovos das brocas-do-colmo permaneceram em campo durante três dias, sendo posteriormente levadas para o laboratório de Fitossanidade da Embrapa Meio-Norte, em Teresina-PI. Em seguida, foram transferidas para tubos de vidro (8,5 cm de comprimento x 2,5 cm de largura), fechados com filme plástico de PVC e mantidos em BOD, reguladas com temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas. Após uma semana, as cartelas eram avaliadas e as posturas que se encontravam parasitadas foram mantidas nas mesmas condições, até a emergência dos parasitoides. Os parasitoides de ovos obtidos foram transferidos para álcool a 80% para posterior identificação.

2.3 IDENTIFICAÇÃO DOS PARASITOIDES DE OVOS

Para a identificação dos parasitoides de ovos foi realizada a preparação e montagem dos espécimes em cartão entomológico e/ou em lâminas, utilizando-se meio de montagem Hoyer's ou Balsamo do Canadá, seguindo procedimentos descritos por Querino e Zucchi (2011) e/ou Polaszek e Kimani (1990).

A identificação dos parasitoides de ovos pertencentes ao gênero *Trichogramma* foi realizada por meio de chave ilustrada descrita por Querino e Zucchi (2011). Em amostras onde não foram obtidos espécimes machos, a identificação foi por meio de análises moleculares realizadas no Laboratório de Biologia Molecular da Embrapa Meio-Norte, em Teresina, PI. Para a obtenção do sequenciamento da região ITS2 do rDNA dos parasitoides, foi realizada a extração e quantificação do DNA, em seguida, as amostras extraídas foram submetidas à Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) e purificação dos produtos de PCR (VIANA, 2017). As sequências obtidas foram submetidas à busca por similaridade no GenBank (NCBI – National Center Biotechnology Information), por meio do programa BLAST e, as espécies foram identificadas a partir da porcentagem de semelhanças entre as sequências de ITS2 do DNA ribossomal depositadas no banco de dados.

Para a identificação dos Platygastriidae foram utilizadas chaves descritas por Johnson (1984), Masner (1976) e Talamas et al. (2015). Além do auxílio das taxonomistas Dra. Cecilia Margaría (Museo de La Plata, Argentina) e Dra. Ranyse Barbosa Querino (Embrapa Meio-Norte, Teresina-PI).

2.4 PORCENTAGEM DE PARASITISMO NATURAL

A porcentagem de parasitismo dos ovos foi calculada relacionando-se o número total de posturas coletadas e de posturas parasitadas.

$\% \text{ parasitismo} = \text{Total de posturas parasitadas (t)} \times 100 / \text{Total de posturas do hospedeiro (T)}$

Onde: (t) é o número total de posturas parasitadas, onde houve parasitoides emergidos ou não e (T) é o número total de posturas do hospedeiro coletadas.

2.5 CARACTERIZAÇÃO TAXONÔMICA DOS PARASITOIDES DE OVOS

Foi realizada a caracterização taxonômica das espécies de parasitoides de ovos coletadas, incluindo informações sobre a distribuição geográfica, insetos hospedeiros e plantas associadas no Brasil.

Para as espécies de *Trichogramma* identificadas no presente estudo, foram apresentados os caracteres taxonômicos importantes para o seu reconhecimento, presentes nas asas, escutelo, antenas e genitália dos machos.

A terminologia utilizada para os caracteres de importância taxonômica dos espécimes de *Trichogramma* foi baseada em Querino e Zucchi (2011) (Figura 4):

Antena:

- Cerdas flageliformes: cerdas alongadas sobre a superfície do flagelo;
- Sensilo basicônico: estrutura bulbosa, disposta em seis posições no flagelo da antena do macho;
- Sensilo placóideo: estrutura alongada e estreita presente na metade apical do flagelo.

Escutelo:

- Esclerito posterior do mesonoto.

Asa anterior:

- Cerdas da franja: dispostas ao longo da margem posterolateral da asa;
- Número de cerdas: contadas entre a quarta e quinta fileira de cerdas da membrana alar, a contagem não inclui as cerdas da franja da primeira fileira de cerdas imediatamente após a franja.

Asa posterior:

- Formada por três fileiras de cerdas longitudinais (anterior, mediana e posterior). As fileiras anteriores e posteriores são úteis na identificação

Genitália masculina (composta por várias estruturas dorsais e ventrais):

- Lâmina dorsal: estrutura que se estende posteriormente, em geral, estreitando-se apicalmente;
- Processo intervolselar: estrutura ventral (pontiuaguda ou subtriangular), localizada entre as volselas;
- Volselas: duas estruturas digitiformes situadas lateralmente ao processo intervolselar;
- Carena ventral: estrutura mediana, que se estende anteriormente a partir da base do processo volselar;
- Carena dorsal: estrutura mediana, que se estende posteriormente a partir da base da cápsula genital;
- Processos ventrais: duas estruturas pequenas situadas ao lado da carena ventral, geralmente próxima à base do processo intervolselar;
- Parâmeros: estrutura mais lateral do ápice da cápsula genital, que define a distância apical da cápsula genital;
- Edeago: estrutura entre a lâmina dorsal e a região ventral da cápsula genital;
- Apodema do edeago: processos rígidos formando o endoesqueleto dos insetos.

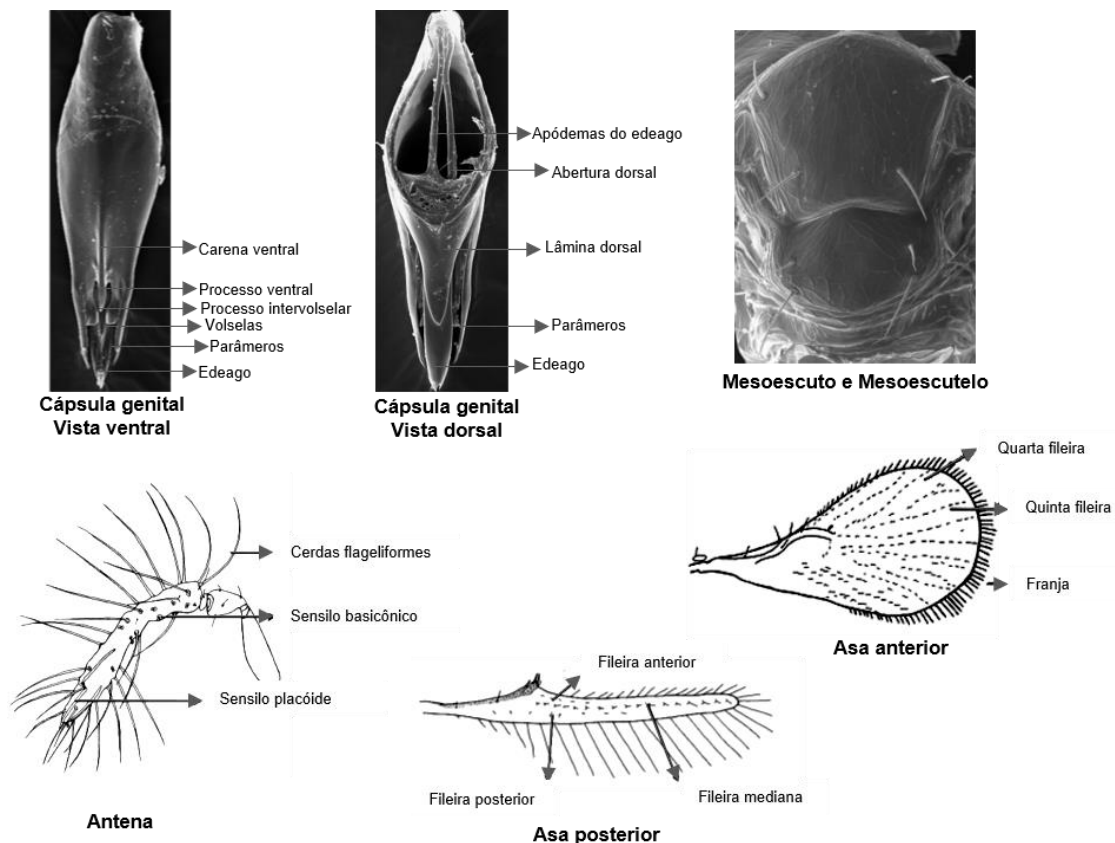


Figura 4. Terminologia das estruturas de importância taxonômica para a identificação de *Trichogramma*. Fonte: Querino; Zucchi (2011).

Para os Platygastriidae, por se tratarem de novas espécies, foram feitas as descrições com base nos caracteres taxonômicos que definem morfologicamente as espécies do gênero *Telenomus*.

A terminologia utilizada para os Platygastriidae foi a de Johnson (1984) e Talamas et al. (2015) (Figura 5), as abreviações foram: A1–12 - antenômeros 1–12; oca - ocelo anterior; satc - sulcos antecostais; cx1 – procoxa; cx2 – mesocoxa; cx3 – metacoxa; gen – gena; cho - carena hiperoccipital; ocl - ocelo lateral; tl - térgitos laterais; mdb – mandíbula; sm - sulco malar; msct - mesoescuto; mscl - mesoescutelo; mspl – mesopleura; mtpl – metapleura; mtnt - metanoto; r – radícula; ss - seta sublateral; tga – tégula; prnt – pronoto; so - sulco orbital; T1–6 térgitos medianos; ppd – propódeo.

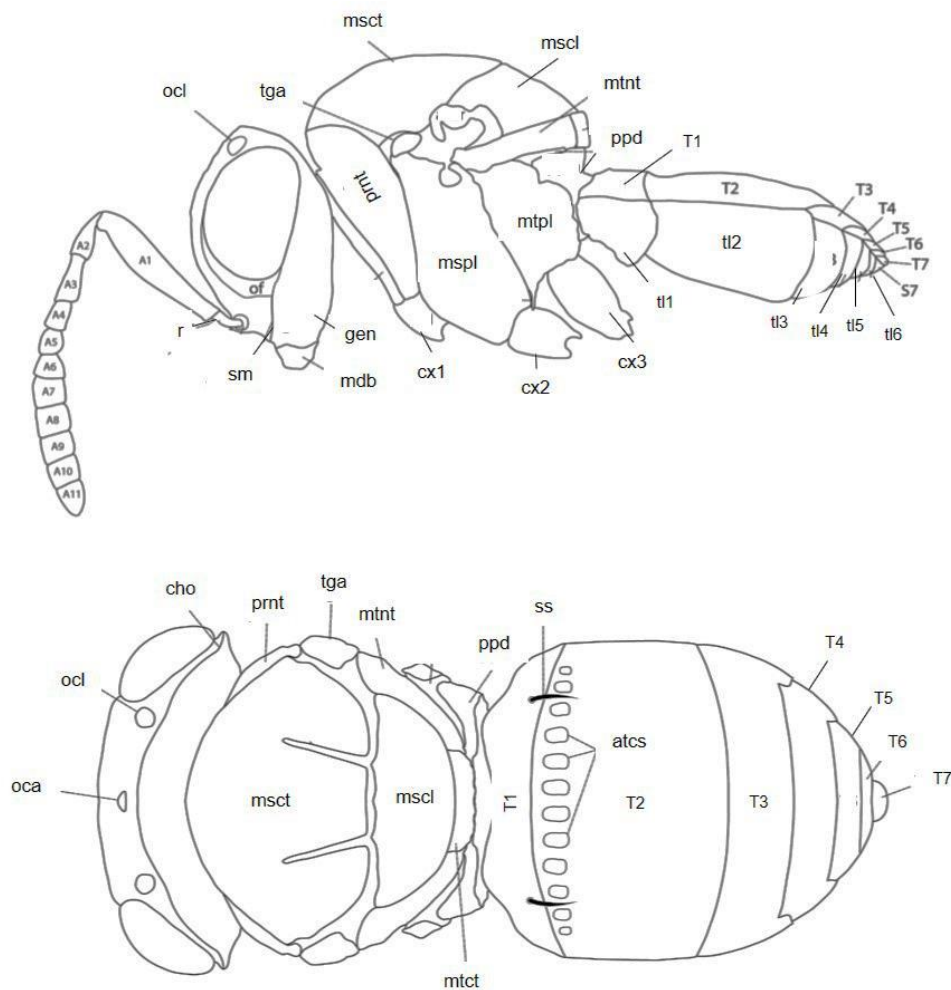


Figura 5. Terminologia das estruturas de importância taxonômica para a identificação de Platygastriidae. Fonte: Adaptada de Talamas et al. (2015).

As terminologias utilizadas para a cápsula genital dos machos de Platygastridae foi baseada em Johnson (1984) (Figura 6), as abreviações foram: ev –eixo edeagovolselar, le – lobo do edeago, an - anel basal, lv – lâminas volselares, di – dígitos, dd – dentes do dígito e pv – pênis valve.

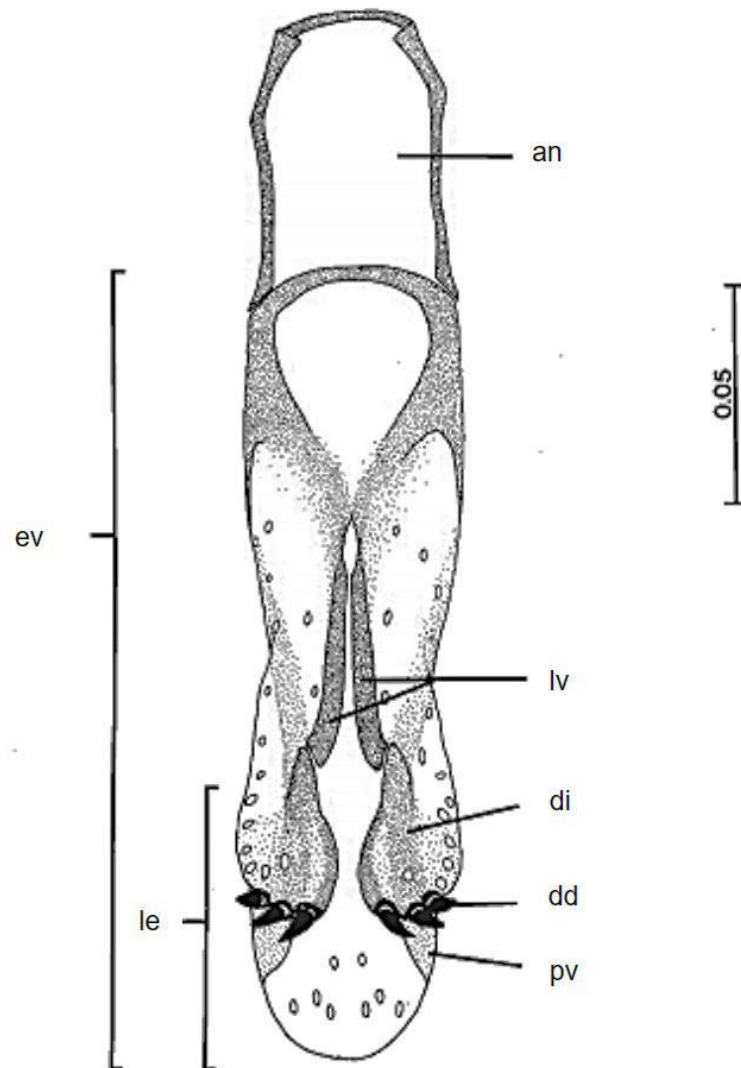


Figura 6. Terminologia das estruturas de importância taxonômica presentes na cápsula genital do macho de Platygastridae. Fonte: Adaptada de Johnson (1984).

As ilustrações foram realizadas dos indivíduos de cada espécie, obtidos durante as coletas, sendo que, para a espécie de *Trichogramma* identificada por meio de análises moleculares, foi utilizado o material presente na Coleção de *Trichogramma*, do Laboratório de Fitossanidade da Embrapa Meio-Norte.

Os equipamentos utilizados para examinar os espécimes foram os microscópios Nikon (Modelo eclipse E200MV R, Tokyo, Japão) e Zeiss Discovery V20 (Carl Zeiss Microscopy, LLC, Thornwood, Nova York, EUA) e para as ilustrações foi utilizado o sistema BEL View7 e Zeiss ZEN pro. As fotografias foram retocadas, quando necessário, usando o Adobe Photoshop® (Adobe Systems, Inc., San Jose, Califórnia, EUA).

Os espécimes testemunhas foram depositados na Coleção de Entomologia do Laboratório de Fitossanidade da Embrapa Meio-Norte, em Teresina, Piauí.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 ESPÉCIES DE PARASITOIDES DE OVOS

3.1.1 *Rupela albinella*

Foram obtidos 699 exemplares de parasitoides de ovos de *R. albinella* durante as coletas de posturas por inspeção visual, na qual, foram identificadas quatro espécies, duas pertencentes a família Trichogrammatidae: *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (n=20) e *Trichogramma lasallei* Pinto, 1999 (n=9); e duas novas espécies pertencentes a família Platygasteridae: *Telenomus* sp. nov. 1 (n=588) e *Telenomus* sp. nov. 2 (n=82). Nas posturas que se encontravam em armadilhas não foi registrado parasitismo.

Em relação aos parasitoides de ovos, *Telenomus* sp. nov. 1 apresentou a maior distribuição geográfica, sendo obtida em todos os locais de coletas. Os demais parasitoides foram obtidos em ovos de *R. albinella* em Teresina, PI, sendo que *T. pretiosum* e *Telenomus* sp. nov. 2 também foram coletados em Flores de Goiás e Goianira, GO, respectivamente.

O fato destas espécies de *Telenomus* ainda serem desconhecidas para a ciência mesmo apresentando uma considerável distribuição geográfica, pode estar relacionada a falta de estudos anteriores sobre os inimigos naturais associados a *R. albinella* no Brasil e a especificidade destes parasitoides por ovos deste lepidóptero.

No Brasil, foi relatado o parasitismo em ovos de *Rupela albinella* no estado do Tocantins, no entanto, as espécies de parasitoides não foram identificadas, não sendo possível determinar a associação parasitoide-hospedeiro (FERREIRA et al., 2001). Conseqüentemente, esse se trata do primeiro estudo sobre a identificação de agentes

de controle biológico de *R. albinella* em cultivos de arroz no Brasil. Anteriormente, somente tinha sido registrado a associação desta praga com *Telenomus alecto* no Peru (CASTILLO-CARRILO, 2007); *Telenomus rowani* na Colômbia (MENESES et al., 2008) e Panamá (ZACHRISSON, 2009; ZACHRISSON et al., 2017).

Em relação aos Trichogrammatidae, as duas espécies encontradas são pela primeira vez associadas a esta broca-do-colmo no Brasil. *Trichogramma pretiosum* é uma das espécies de parasitoides de ovos mais amplamente distribuída no país (ZUCCHI et al., 2010), é considerada generalista, por estar associada a mais de 240 espécies de lepidópteros (PINTO, 1999). Isso pode explicar a ocorrência desta espécie em ovos de *R. albinella*.

Trichogramma lasallei é relatada no Brasil em cultivos agrícolas nos estados de Roraima e Paraná (QUERINO, 2018), sendo este, o primeiro registro desta espécie no nordeste brasileiro. Em relação aos seus hospedeiros, até o presente estudo, havia sido relatada somente em ovos de *Anticarsia gemmatalis* e *Diatraea saccharalis* (QUERINO; ZUCCHI, 2011, 2016).

3.1.2 *Diatraea saccharalis*

Posturas de *D. saccharalis* parasitadas somente foram encontradas em Teresina, PI, nas demais localidades não foi relatado parasitismo ou ocorrência deste lepidóptero.

Por meio de coletas por inspeção visual, foram obtidos 581 espécimes de parasitoides de ovos atuando no controle natural de *D. saccharalis*, sendo que, três espécies de *Trichogramma* foram identificadas, *T. pretiosum* (n= 18), *T. galloi* Zucchi, 1988 (n= 549) e *T. atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 (n= 14). Em armadilhas, foram obtidos sete indivíduos de *T. pretiosum*.

Dentre estas espécies, somente *T. pretiosum* havia sido relatado parasitando ovos desta broca em cultivos de arroz no Brasil (QUERINO; ZUCCHI, 2011; QUERINO et al., 2016), enquanto, *T. galloi* e *T. atopovirilia* são pela primeira vez registrados em ovos de *D. saccharalis*, nesta planta hospedeira, no país.

Trichogramma galloi é comumente relatado parasitando ovos de *D. saccharalis* em cultivos de cana-de-açúcar (QUERINO; ZUCCHI, 2011; SOUZA et al., 2016, QUERINO et al., 2016), onde é a principal espécie de parasitoide de ovos utilizada para o seu controle no Brasil (PARRA, 2010).

O parasitismo de *T. atopovirilia* em ovos de *D. saccharalis* no Brasil era desconhecido, anteriormente, somente tinha sido relatado em cultivos de cana-de-açúcar na Argentina (ISAS et al., 2016). No Brasil, esta espécie tem sido registrada parasitando ovos de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818, *Erinnyis ello* (Linnaeus, 1758), *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) e *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (QUERINO; ZUCCHI, 2011).

A ocorrência destas espécies de *Trichogramma* como agentes de controle natural de *D. saccharalis* abre perspectivas para o seu uso em programas de controle biológico aplicado em cultivos de arroz contra este lepidóptero, uma vez que as espécies deste gênero estão entre as mais utilizadas para o controle de pragas em cultivos de importância agrícolas no Brasil (PARRA et al., 2014). *Trichogramma pretiosum* vem sendo utilizado para o controle de *Tuta absoluta* (Meyrick) em tomate, *Helicoverpa zea* e *Spodoptera frugiperda* em milho, *Heliothis virescens* (Fabricius), *Spodoptera* spp. e *Alabama argillacea* (Hübner) em algodoeiro, *Anticarsia gemmatalis* e *Chrysodeixis includens* (Walker) em soja; *T. atopovirilia* como agente de controle de *Spodoptera frugiperda* em milho e *T. galloi* vem sendo liberado em aproximadamente 500.000 ha visando o controle de *D. saccharalis* em cana-de-açúcar (PARRA; CÔNSOLI, 2009; QUERINO; ZUCCHI, 2016).

3.2 PORCENTAGEM DE PARASITISMO NATURAL E PROPORÇÃO SEXUAL DE PARASITOIDES DE OVOS

3.2.1 *Rupela albinella*

Posturas de *R. albinella* parasitadas naturalmente foram encontradas em todas as regiões em que houve coleta, no entanto, em Flores de Goiás e Goianira, Goiás, não foi possível contabilizar o número total de posturas coletadas, portanto, não foi determinado a taxa de parasitismo.

De modo geral, em Buriti dos Lopes-PI, Teresina-PI e Brejo-MA foi observado uma taxa de parasitismo natural de 0,78, 4,40 e 18,52%, respectivamente (Figura 7).

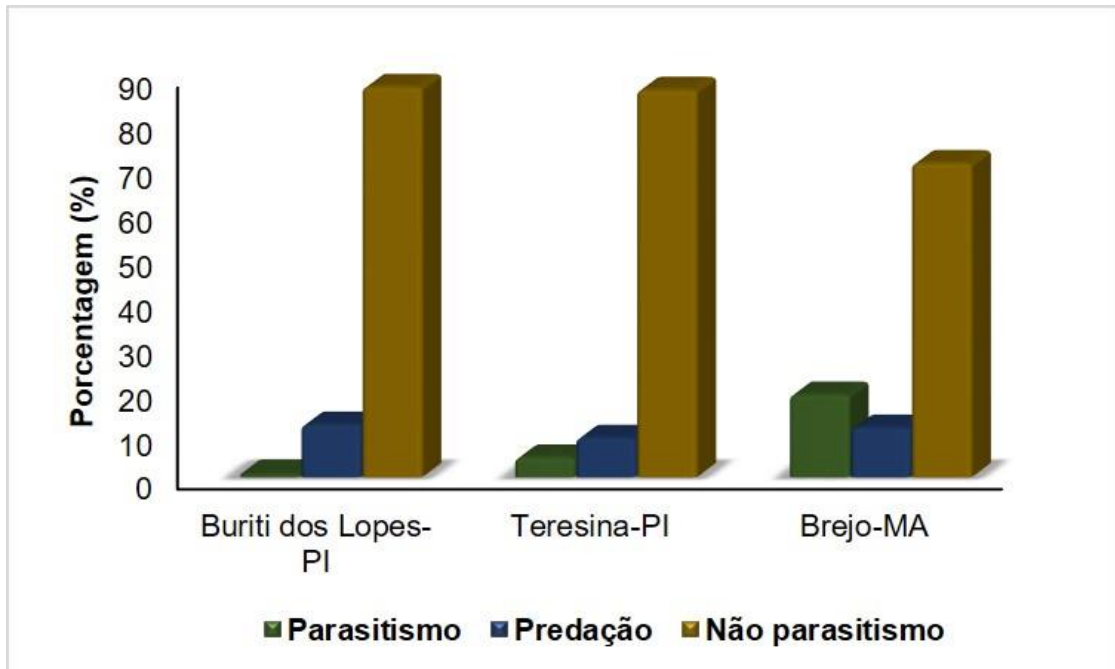


Figura 7. Porcentagem (%) de parasitismo, predação e não parasitismo em posturas de *Rupela albinella* em cultivos de arroz nos estados do Piauí e Maranhão.

Além dos parasitoides de ovos, foi observado a atuação de outros inimigos naturais sobre ovos de *R. albinella*. Posturas coletadas em Buriti dos Lopes-PI, Teresina-PI e Brejo-MA, se encontravam com indícios de predação de 11,77, 8,81 e 11,11%, respectivamente, que variavam desde parcialmente até totalmente predada (Figuras 7 e 8). Não foi possível identificar as espécies de predadores que estavam atuando no controle de *R. albinella*, entretanto, foi observado nas áreas de coletas uma diversidade destes inimigos naturais, como exemplos, joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae), tesourinhas (Dermaptera: Forficulidae) e formigas (Hymenoptera: Formicidae).



Figura 8. Posturas de *Rupela albinella* com indícios de predação.

Em relação a porcentagem de parasitismo das espécies de parasitoides de ovos, *Telenomus* sp. nov. 1 apresentou a maior taxa de parasitismo natural, entre 18,52% a 0,78%. As demais espécies, apresentaram taxa de parasitismo de 0,63% em todos os locais de coleta (Tabela 1).

Tabela 1. Espécies de parasitoides de ovos de *Rupela albinella*, proporção sexual e parasitismo natural em cultivos de arroz nos estados do Piauí, Maranhão e Goiás.

Local de Coleta	Espécies-Parasitoides	Parasitismo (%)	Proporção Fêmea:Macho
Buriti dos Lopes-Piauí	<i>Telenomus</i> sp. nov. 1	0,78	49:2
Teresina-Piauí	<i>Telenomus</i> sp. nov. 1	3,14	145:0
	<i>Telenomus</i> sp. nov. 2	0,63	18:0
	<i>Trichogramma lasallei</i>	0,63	9:0
	<i>Trichogramma pretiosum</i>	0,63	4:2
Brejo-Maranhão	<i>Telenomus</i> sp. nov. 1	18,52	224:15
Flores de Goiás-Goiás	<i>Telenomus</i> sp. nov. 1	-	57:2
	<i>Trichogramma pretiosum</i>	-	11:3
Goianira-Goiás	<i>Telenomus</i> sp. nov. 1	-	94:0
	<i>Telenomus</i> sp. nov. 2	-	64:0

O parasitismo das espécies de *Trichogramma* em ovos de *R. albinella* foi em sua maioria em posturas que estavam parcialmente predadas, e com isso apresentavam parte dos ovos sem as escamas disposta pelas fêmeas deste inseto durante a postura, bem como, menos camadas de ovos sobrepostas (Figura 9). Fato similar foi observado por Beserra; Parra (2005), que ao avaliarem o parasitismo de *Trichogramma* em posturas de *S. frugiperda*, evidenciaram uma menor taxa de parasitismo em posturas que apresentavam mais de duas camadas de ovos sobrepostas, tal comportamento, evidencia a dificuldade destas espécies em parasitar ovos que apresentem tais características.



Figura 9. Postura de *Rupela albinella* parasitada por *Trichogramma*, com indícios de predação.

Nas espécies de *Telenomus* foi evidenciado parasitismo tanto em posturas com e sem indícios de predação (Figura 10 A, B), sendo que, nas posturas íntegras, apresentavam ovos parasitados até nas camadas mais internas das posturas, tal característica confere a estas espécies a vantagem sobre os Trichogrammatidae. O mesmo é observado em *Telenomus remus*, ao parasitar posturas de *S. frugiperda* (FERNANDES; CARNEIRO, 2006).



Figura 10. Posturas de *Rupela albinella* parasitadas por *Telenomus* spp.; com indícios de predação (A) e sem indícios de predação (B).

Em relação a proporção sexual, nas espécies *Telenomus* sp. nov. 2 e *T. lasallei* não foram obtidos espécimes machos, já em *Telenomus* sp. nov. 1 e *T. pretiosum* foi evidenciado um número maior de fêmeas (Tabela 1). A ausência ou a pouca incidência de espécimes machos nas espécies de parasitoides de ovos, pode estar relacionada com o modo de reprodução destes parasitoides ou pela qualidade dos ovos do hospedeiro.

Sabe-se que em himenópteros, existem algumas espécies telítocas, ou seja, dentro dessas populações somente são geradas fêmeas (FLANDERS, 1965). Tal ocorrência, pode ser ocasionada por características genéticas ou pela ocorrência de microrganismos simbiotes (e.g. *Wolbachia*), que induzem tal característica (STOUTHAMER et al., 1990). Em relação a qualidade do hospedeiro, tal fator, pode influenciar na proporção sexual, em duas formas distintas, na primeira, a fêmea do parasitoide reconhece a qualidade dos ovos do hospedeiro e coloca ovos (fêmeas ou machos), a outra, é ovipositar deixando que a progênie seja determinada pela qualidade do hospedeiro (VINSON, 1997).

3.2.2 *Diatraea saccharalis*

Durante as coletas por inspeção visual a maioria das posturas de *D. saccharalis* coletadas se encontravam parasitadas (57,7%) por *Trichogramma* spp. A porcentagem de parasitismo natural destas espécies de parasitoides de ovos, por meio deste método de coleta, variou de 8% a 44%, sendo que, *Trichogramma galloi* foi a que apresentou a maior taxa de parasitismo (Tabela 2).

Tabela 2. Espécies de parasitoides de ovos de *Diatraea saccharalis*, proporção sexual e parasitismo natural em cultivos de arroz em Teresina, Piauí, sob dois métodos de coletas.

Espécies-Parasitoides	Parasitismo (%)	Proporção Fêmea:Macho
Coleta de posturas por inspeção visual		
<i>Trichogramma galloi</i>	44	445:104
<i>Trichogramma pretiosum</i>	8	15:03
<i>Trichogramma atopovirilia</i>	8	09:05
Coleta por meio de armadilhas		
<i>Trichogramma pretiosum</i>	1,66	4:3

Trichogramma galloi apresenta uma especificidade por ovos de *D. saccharalis*, uma vez que, somente é coletada naturalmente em ovos deste hospedeiro (QUERINO; ZUCCHI, 2011), fato este, que explica a alta taxa de parasitismo em ovos de *D. saccharalis* encontrada no presente estudo por este parasitoide, em relação as demais espécies de *Trichogramma* encontradas (Tabela 2). Altas taxas de parasitismo de *T. galloi* em ovos de *D. saccharalis* também foi evidenciado por Souza et al. (2016), confirmando a eficiência deste parasitoide em controlar esta broca.

Em relação as posturas que se encontravam em armadilhas, 1,66% estavam parasitadas por *T. pretiosum* (Tabela 2). Em outros estudos visando a obtenção de parasitoides de *D. saccharalis* utilizando o mesmo método, também foi observado uma baixa taxa de parasitismo (TERAN, 1980; DEGASPARI et al., 1987). Foi também relatado que quando os ovos de *D. saccharalis* se encontravam em folhas de papel sulfite, ocorreu uma redução de parasitismo de 64 a 89% por *Trichogramma* spp., o qual foi atribuído ao odor emanado de substâncias adesivas e do papel no qual são colocados os ovos do hospedeiro, que podem mascarar o efeito de caïromônios, reduzindo a atividade de busca do parasitoide, bem como, pelo ressecamento dos ovos (LOPES et al. 1989).

Em todas as espécies de parasitoides foram obtidos um número maior de fêmeas em relação ao de machos (Tabela 2). Dentro de programas de controle biológico, tal ocorrência é vantajosa, uma vez que as fêmeas são as responsáveis por parasitar a praga alvo.

3.3 CARACTERIZAÇÃO TAXONÔMICA DOS PARASITODES DE OVOS

Trichogrammatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea)

***Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983**

(Figura 11)

Material examinado – BRASIL. PIAUÍ. Teresina (05° 02' 21.36" S; 42° 47' 22.44" W). Hospedeiro: *Diatraea saccharalis* em *Oryza sativa*, N. N. P. Silva col. (9 ♀, 5♂) (Embrapa Meio-Norte).

Diagnose – Cerdas flageliformes aparentemente longas com o ápice afilado (Figura 11A); Cápsula genital ampla, com as volselas apresentando uma reentrância lateral;

os processos ventrais tubulares (Figura 11C); lâmina dorsal acentuadamente larga, com a extensão posterior indistinta (Figura 11D);

Distribuição geográfica - Pernambuco, Piauí, Minas Gerais, São Paulo e Paraná (QUERINO, 2018).

Hospedeiros e plantas associadas – *Diatraea saccharalis* em arroz (novo registro). *Anticarsia gemmatilis* em soja, *Erinnyis ello* em mandioca, *Helicoverpa zea* e *Spodoptera frugiperda* em milho (QUERINO; ZUCCHI, 2011)

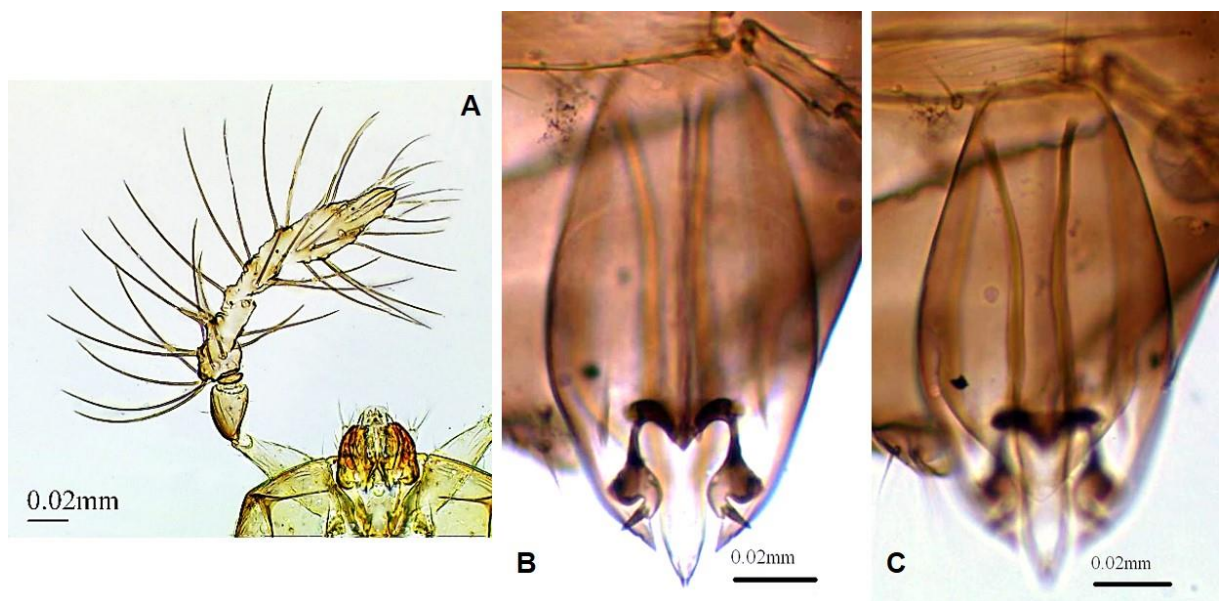


Figura 11. *Trichogramma atopovirilia*. Macho. Antena (A);; Cápsula genital, vista ventral (B) e vista dorsal (C).

***Trichogramma galloi* Zucchi, 1988**

(Figura 12)

Material examinado – BRASIL, PIAUÍ. Teresina (05° 02' 21.36" S; 42° 47' 22.44" W), Hospedeiro: *Diatraea saccharalis* em *Oryza sativa*, N. N. P. Silva col. (445 ♀, 104 ♂) (Embrapa Meio-Norte).

Diagnose – Cerdas flageliformes curtas, afilando abruptamente no ápice (Figura 12A); número reduzido de sensilos basicônico (Figura 12A); processo intervolselar ao mesmo nível ou ultrapassando o ápice das volselas (Figura 12C); extensão posterior da lâmina dorsal estreita, geralmente, ultrapassando as volselas (Figura 12D).

Distribuição geográfica – Alagoas, Piauí, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo (SOUZA et al., 2016; QUERINO, 2018).

Hospedeiros e plantas associadas – *Diatraea saccharalis* em arroz (novo registro); *Diatraea saccharalis* em cana-de-açúcar (QUERINO; ZUCCHI, 2011).

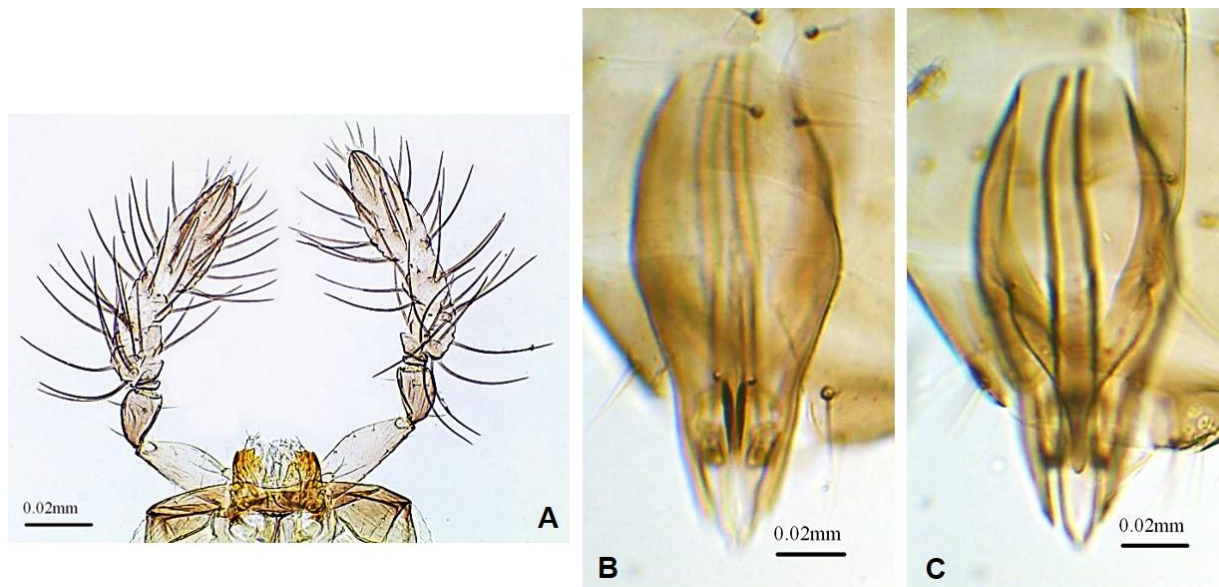


Figura 12. *Trichogramma galloi*. Macho. Antena (A); Cápsula genital, vista ventral (B) e vista dorsal (C).

***Trichogramma pretiosum* Riley, 1879**

(Figura 13)

Material examinado – BRASIL, PIAUÍ. Teresina (05° 02' 21.36" S; 42° 47' 22.44" W).

Hospedeiros: *Diatraea saccharalis* e *Rupela albinella* em *Oryza sativa*, N. N. P. Silva col. (19 ♀, 5 ♂) (Embrapa Meio-Norte); GOIÁS. Flores de Goiás, (14° 26' 55" S/ 47° 03' 01" W), Hospedeiros: *Rupela albinella* em *Oryza sativa*, J. A. Barigossi col. (11 ♀, 3 ♂).

Diagnose – Cerdas flageliformes longas, com o ápice afilado (Figura 13A); carena ventral curta, não alcançando metade do comprimento da cápsula genital (Figura 13C); genitália com lâmina dorsal longa, alcançando o ápice das volselas (Figura 13D); extensão posterior da lâmina dorsal geralmente pouco esclerotizada (Figura 13D);

Distribuição geográfica – Amazonas, Roraima, Alagoas, Bahia, Ceará, Maranhão, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso do Sul, Mato Grosso, Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Rio Grande do Sul e Santa Catarina (QUERINO, 2018).

Hospedeiros e plantas associadas – *Rupela albinella* em arroz (novo registro). *Agraulis vanillae* em maracujá; *Agrotis* sp. em ervilha; *Alabama argilacea*, *Heliothis virescens*, *Spodoptera* sp., *Spodoptera frugiperda* em algodoeiro e milho; *Anticarsia gemmatalis* em soja; *Bonagota cranaodes* em maçã; *Chrysoperla* sp. em milho-doce; *Danaus plexippus erippus* em *Asclepias curassavia*; *Diatraea saccharalis* em cana-de-açúcar e arroz; *Dione juno juno* em maracujá; *Ecdytolopha aurantiana* em citros; *Erinnyis ello* em mandioca; *Hamadryas feronia* em *Dalechampia* sp.; *Helicoverpa zea* em milho e tomate; *Neoleucinodes elegantalis* em tomate; *Plutella xylostella* em repolho; Sphingidae em berinjela; *Stenoma catenifer* em abacateiro; *Danaus* sp. em *Calotropis procera*; *Protambulyx strigilis* em *Carica papaya*; *Nyctelius nyctelius nyctelius* e *Panoquina lucas lucas* em arroz; *Chrysodeixis includens* em feijão-caupi e soja; (SOUZA et al, 2016; QUERINO et. al. 2016; QUERINO; ZUCCHI, 2011)

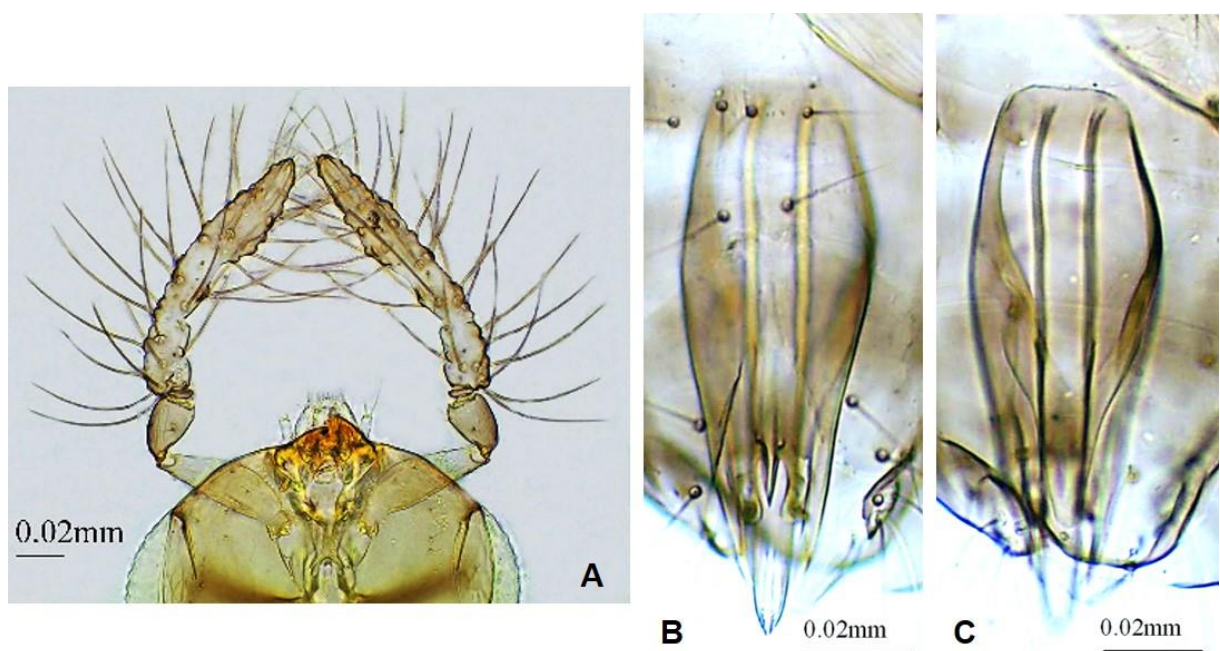


Figura 13. *Trichogramma pretiosum*. Macho. Antena (A); Cápsula genital, vista ventral (B) e vista dorsal (C).

***Trichogramma lasallei* Pinto, 1999**

(Figura 14)

Material examinado – BRASIL, PIAUÍ. Teresina (05° 02' 21.36" S; 42° 47' 22.44" W). Hospedeiro: *Rupela albinella* em *Oryza sativa*, N. N. P. Silva col. (9 ♀) (Embrapa Meio-Norte).

Diagnose – Cerdas flageliformes são longas com ápice uniformemente afilado (Figura 14A); cerdas anteriores do escutelo distintas e escuras (Figura 14B); carena ventral curta com limite anterior pouco definido (Figura 14C); processos ventrais afastados da base do processo intervolselar (Figura 14C); lâmina dorsal com aspecto triangular, com os lados retos e a extensão posterior levemente pontiaguda (Figura 14D).

Distribuição geográfica – Piauí (novo registro). Roraima, Paraná (QUERINO, 2018)

Hospedeiros e plantas associadas – *Diatraea saccharalis* e *Rupela albinella* em arroz (novo registro). *Anticarsia gemmatalis* em soja (QUERINO; ZUCCHI, 2011).

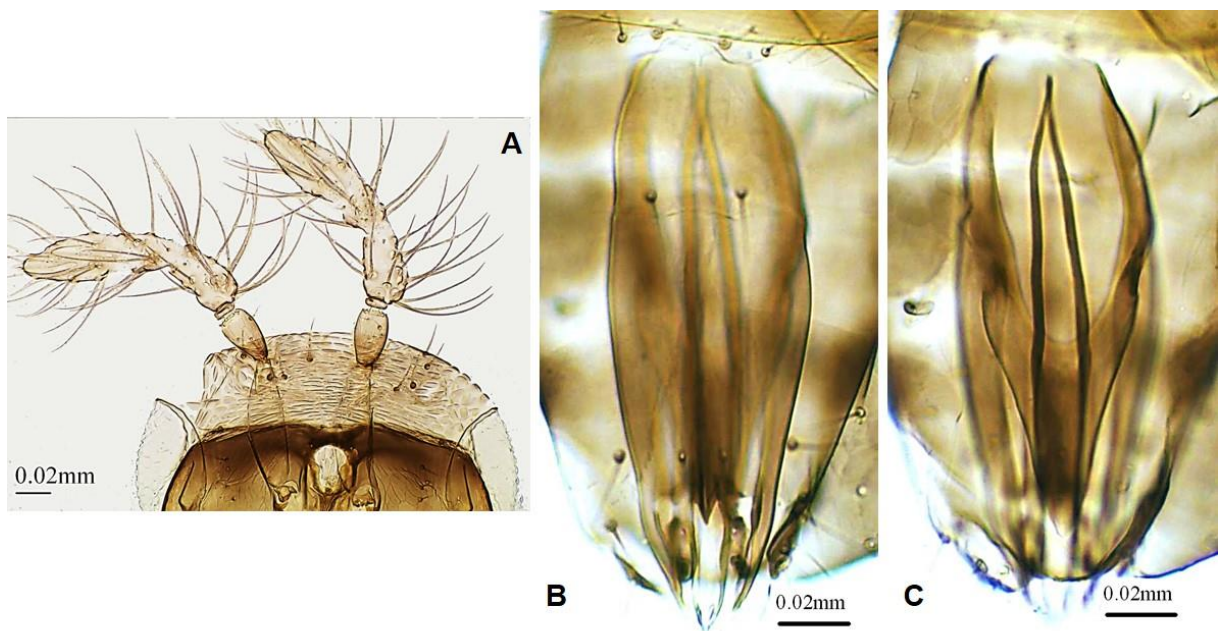


Figura 14. *Trichogramma lasallei*. Macho. Antena (A); Cápsula genital, vista ventral (B) e vista dorsal (C).

Platygastridae (Hymenoptera: Platygastroidea)

***Telenomus* sp. nov. 1**

(Figuras 15 e 16)

Descrição. Fêmea (Figura 15A) (holótipo e parátipos)

Cor. Cabeça, mesossoma e metassoma castanho escuro, cabeça e tórax predominantemente setoso; coxa, fêmur, tíbia e tarso castanho amarelado; A1-A11 castanho-claro, com a clava levemente escurecida.

Cabeça. Vértice suavemente arredondado; carena hiperoccipital ausente; carena occipital simples; face predominantemente lisa e brilhante, com frons fracamente esculpado; olhos com presença de pelos; antena (Figura 15B) 11-segmentada, com clava 5-segmentada, A2 subigual a A3, A6 tão longo quanto largo e A9-A10 os maiores segmentos subquadrados.

Asas. Asa anterior (Figura 15C) hialina e densamente setosa, superando o ápice da metassoma na posição flexionada; nervura pós-marginal mais longa que a estigmal; nervura basal não pigmentada. Asa posterior (Figura 15D) estreita.

Mesossoma (Figura 15E). Mesoescuto esculpado e densamente setoso; mesoescutelo retangular, liso, menos setoso.

Metassoma. Segundo térgito constitui a maior parte do seu comprimento; T1 com dois pares de seta laterais e, um par de setas sublaterais.

Medições (comprimento mm) do holótipo e parátipos. Corpo: 0,79 (retirada do espécime seco); cabeça: 0,24 (retirada do espécime seco montado); mesossoma: 0,26; gaster: 0,44; ovipositor: 0,32. Antena (retirada do espécime montado em lâmina): menos radícula: 0,33; A1: 0,10; A2: 0,03; A3: 0,02; A4: 0,01; A5: 0,01; A6: 0,01; A7: 0,02; A8: 0,02; A9: 0,03; A10: 0,03; A11: 0,03. Asa anterior: 0,69: 0,18; seta marginal mais longa: 0,06. Asa posterior: 0,59: 0,06; Seta marginal mais longa: 0,07.

Macho. Similar à fêmea, exceto pelas características sexualmente dimórficas normais, como antena e genitália. Cabeça castanho-claro e mesossoma e metassoma castanho-escuro; escapo, pedicelo, flagelo e pernas castanho-amarelento;

metassoma castanho-escuro. Antenas (Figura 16A). A2 subiguais a A3; A3-A5 mais longo do que largo; A6-A11 moniliforme; A12 mais longo do que largo. Genitália (Figura 16B): lâminas volselares ocupam todo o comprimento da cápsula genital; o lobo do edeago é mais comprido do que largo, apresentando forma trapezoidal; lobo do edeago com sua extensão posterior em forma de língua e ápice arredondado, apresentando poros, um par de poros anteriores, três pares de poros em linha simétrica, sendo um par maior e dois menores; dígito com três dentes pequenos; área circular de onde parte as lâminas volselares bem esclerotizada; as lâminas volselares são inicialmente separadas e convergem para o ápice.

Observações. *Telenomus* sp. nov. 1 pertence ao complexo de espécies de *T. californicus* pelos seguintes caracteres morfológicos: clava da fêmea 5-segmentada; olhos com pelos; carena occipital simples; T1 com dois pares de setas laterais e um par de setas sublaterais.

Distribuição: BRASIL, Teresina, Piauí; Buriti dos Lopes; Piauí; Brejo, Maranhão; Flores de Goiás e Goianira, Goiás.

Material examinado. (65 ♀, 3 ♂). BRASIL, PIAUÍ. Teresina (05° 02' 21.36" S; 42° 47' 22.44" W). Hospedeiro: *Rupela albinella* em *Oryza sativa*, N. N. P. Silva col. (Embrapa Meio-Norte); GOIÁS. Flores de Goiás, (14° 26' 55" S/ 47° 03' 01" W) e Goianira (16° 29' 46" S/ 49° 25' 35" W), Hospedeiro: *Rupela albinella* em *Oryza sativa*, J. A. Barigossi col. MARANHÃO. Brejo (05° 03' 55.3" S/42° 48' 42.3" W), Hospedeiro: *Rupela albinella* em *Oryza sativa*, N. N. P. Silva; R. B. Querino col.

Hospedeiro: *Rupela albinella*.

Planta hospedeira: *Oryza sativa*.

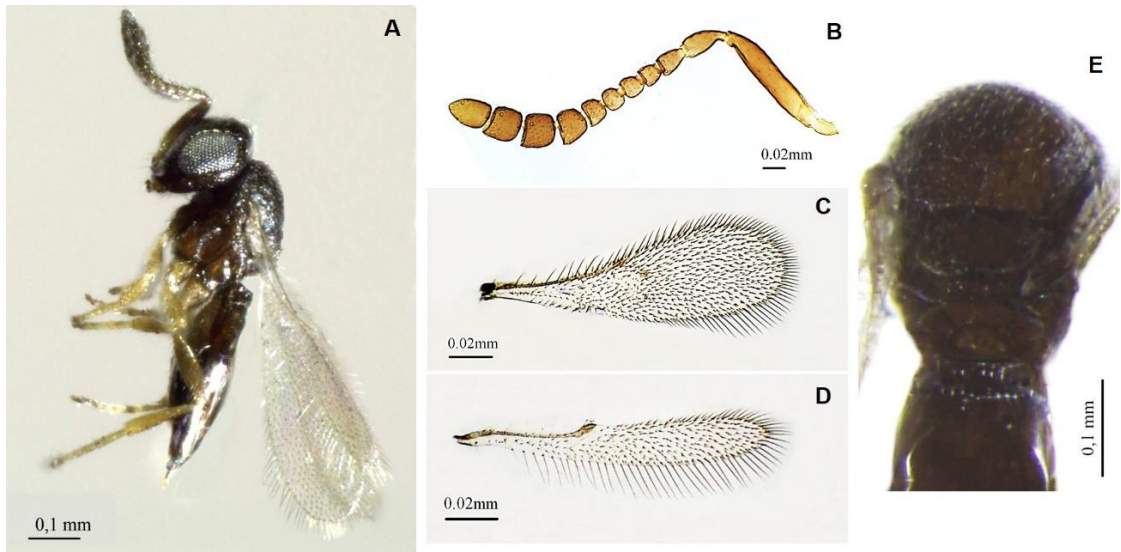


Figura 15. *Telenomus* sp. nov. 1. Fêmea em vista lateral (A), antena (B), asa anterior (C), asa posterior (D) e mesossoma em vista dorsal (E).



Figura 16. *Telenomus* sp. nov. 1. Macho: antena (A) e cápsula genital (B).

***Telenomus* sp. nov. 2**

(Figura 17)

Descrição. Fêmea (Figura 17A) (holótipo e parátipos).

Cor. Cabeça, mesossoma e metassoma castanho escuro; pedicelo, flagelo e clava castanho-claro; coxa, fêmur, tíbia e tarso castanho-amarelado.

Cabeça. Vértice suavemente arredondado; carena hiperocipital ausente; frons ligeiramente esculpado, com um abaulamento entre as órbitas e o tórulo; carena occipital simples; face lisa e brilhante, levemente setosa.

Antena (Figura 17B) 11-segmentada, clava 5-segmentada; A2 aparentemente maior que A3; A6 tão longo quanto largo; A4 menor segmento; A9-A10 são os segmentos mais amplos.

Asas. Asa anterior (Figura 17C) hialina, com nervura pós-marginal mais longa que a estigmal; nervura basal não pigmentada. Asa posterior densamente setosa (Figura 17D).

Mesossoma (Figura 17E). Mesoescuto levemente esculpado e setoso; mesoescutelo liso e pouco setoso.

Metassoma muito mais longo do que mesossoma, fortemente alongado, com segundo térgito constituindo a maior parte de seu comprimento.

Medições (comprimento mm) do holótipo e parátipos. Corpo: 1,09 (retirada do espécime seco); cabeça: 0,27 (retirada do espécime seco montado); mesossoma: 0,29; gaster: 0,73; ovipositor: 0,36. Antena (retirada do espécime montado em lâmina): menos radícula: 0,34; A1: 0,12; A2: 0,03; A3: 0,02; A4: 0,01; A5: 0,02; A6: 0,01; A7: 0,02; A8: 0,03; A9: 0,03; A10: 0,03; A11: 0,04. Asa anterior: 0,74: 0,21; seta marginal mais longa: 0,07. Asa posterior: 0,60: 0,09; Seta marginal mais longa: 0,07.

Macho. Desconhecido.

Observações. *Telenomus* sp. nov. 2 pertence ao grupo de espécies clássicas de *Telenomus* Haliday conforme definido por Johnson (1984). Apresenta carena hiperocipital ausente, antena 11-segmentada, com clava 5-segmentada, asas com nervura pós-marginal mais longa que a estigmal, metassoma fortemente alongado.

Distribuição: Teresina, Piauí; Goianira, Goiás, Brasil.

Material examinado. (19 ♀). BRASIL, PIAUÍ. Teresina (05° 02' 21.36" S; 42° 47' 22.44" W). Hospedeiros: *Rupela albinella* em *Oryza sativa*, N. N. P. Silva col. (Embrapa Meio-Norte); GOIÁS. Goianira (16° 29' 46" S/ 49° 25' 35" W), Hospedeiro: *Rupela albinella* em *Oryza sativa*, J. A. Barigossi col.

Hospedeiro. *Rupela albinella*.

Planta hospedeira: *Oryza sativa*.

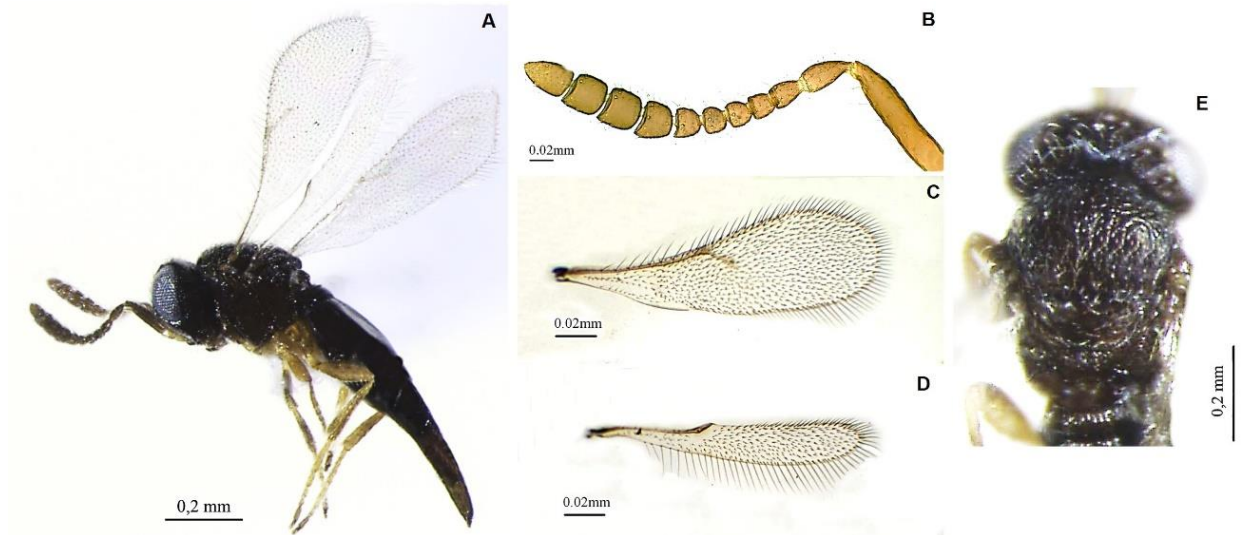


Figura 17. *Telenomus* sp. nov. 2. Fêmea em vista lateral (A), antena (B), asa anterior (C), asa posterior (D) e mesossoma em vista dorsal (E).

4 CONCLUSÕES

O presente estudo fornece dados importantes sobre a atuação de espécies de parasitoides de ovos sobre as brocas-do-colmo, *Diatraea saccharalis* e *Rupela albinella* em cultivos de arroz no Brasil. Assim, conclui-se que:

- Duas novas espécies de parasitoides de ovos são descritas taxonomicamente;
- *Telenomus* sp. nov. 1 e *Telenomus* sp. nov. 2 parasitam naturalmente ovos de *Rupela albinella* em arroz;
- *Trichogramma pretiosum* e *T. lasallei* são pela primeira vez registradas como agentes de controle biológico natural de *Rupella albinella* em arroz;
- Primeiro registro do parasitismo de ovos de *Diatraea saccharalis* por *Trichogramma atopovirilia* no Brasil;
- Primeiro registro de *Trichogramma galloi* e *Trichogramma atopovirilia* parasitando ovos de *Diatraea saccharalis* em arroz;
- Primeiro registro de *Trichogramma lasallei* no Nordeste Brasileiro;
- Dentre as espécies de parasitoides encontradas, *Telenomus* sp. nov. 1 e *Trichogramma galloi* apresentam a maior taxa de parasitismo natural em ovos de *Rupela albinella* e *Diatraea saccharalis*, respectivamente.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BESERRA, E. B.; PARRA, J. R. P. Impact of the number of *Spodoptera frugiperda* egg layers on parasitism by *Trichogramma atopovirilia*. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 62, p. 190-193, 2005.
- BRAZILIAN RICE. Disponível em: <<http://brazilianrice.com.br>>. Acesso em: 09 Jan 2018.
- CASTILLO- CARRILLO, P. S. **Insectos y Ácaros Plagas Del Cultivo De Arroz**. Universidad Nacional De Tumbes. 2007.
- DEGASPARI, N.; MACEDO, N.; BOTELHO, P.S.M.; ARAÚJO, J. R.; ALMEIDA, L.C.de. Predadores e parasitos de ovos de *Diatraea saccharalis* em cana-de-açúcar. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 22, n. 8, p. 785-792, 1987.
- FERNANDES, O. A.; CARNEIRO, T. R. Controle biológico de *Spodoptera frugiperda* no Brasil. In: PINTO, A. S.; NAVA, D. E.; ROSSI, M. M.; MALERBO-SOUZA, D. T. (Ed). **Controle biológico de pragas na prática**. v. 2, n. 287, p. 75-82, 2006.
- FERREIRA, E.; BARRIGOSI, J. A. F.; SANTOS, A. B.; CASTRO, E. M. Yield Losses by Stem Borer (*Diatraea saccharalis* Fab. 1794) (Lepidoptera: Pyralidae) in Upland Rice Genotypes. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 34, n. 2, p. 99, 2004.
- FERREIRA, E.; BRESEGHELLO, E. F.; CASTRO, M.; BARRIGOSI, J. A. F. Broca-do-colmo nos agroecossistemas de arroz do Brasil. Embrapa Arroz e Feijão. **Documentos**, 2001.
- FLANDERS, S. E. On the sexuality and sex ratios of hymenopterous populations. **The American naturalist**, v. 99, n. 909, p. 489-494, 1965.
- FERREIRA, E.; BARRIGOSI, J. A. F. Orientações para o controle da broca-do-colmo em arroz. **Embrapa Arroz e Feijão- Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, 2002.
- FRAGOSO, D. B.; BARRIGOSI, J. A. F.; LACERDA, M. C.; CARDOSO, E. A.; ARCHANGELO, E. R.; SILVA, R. Z. Pragas de grandes culturas- Arroz. In: SILVA, N.M. et al. (Eds.). **Pragas agrícolas e florestais na Amazônia**. Macapá: Embrapa Amapá, p. 269-291, 2016.
- FRITZ, L. L.; HEINRICHS, E. A.; PANDOLFO, M.; SALLES, S. M. Agroecossistemas orizícolas irrigados: inseto- praga, inimigos naturais e manejo integrado. **Oecologia Brasiliensis**, v. 12, n. 4, p. 10, 2008.
- ISAS, M.; ALBARRACIN E. L.; PÉREZ M. L. P.; SALVATORE A. *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) species, eggs parasitoids of *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) on sugarcane (Poales: Poaceae) in Argentina. **Florida Entomologist**, v. 99, n. 1, p. 133-134, 2016.

JOHNSON, N. F. Systematic of Nearctic *Telenomus*: classification and revisions of the *Podisi* and *Phymatae* species groups (Hymenoptera: Scelionidae). **Bulletin of the Ohio Biological Survey**, Columbus, v. 6, n. 3, p. 1-113, 1984.

HOSSEINI, S.Z.; BABAEIAN-JELODAR, N.; BAGHER, N. Evaluation of Resistance to Striped Stem Borer in Rice. **Biharean Biologist**, v. 4, n. 1, p. 67-71, 2010.

IBGE - **Levantamento Sistemático da Produção Agrícola**. Rio de Janeiro v. 30 n. 1 p.1-83, 2017.

KHUSH, G.S. What it will take to Feed 5.0 Billion Rice consumers in 2030. **Plant Molecular Biology**, v. 59, n. 1, p. 1-6, 2005.

LOPES, J. R. S.; PARRA, J. R. P.; JUSTI JR, J.; OLIVEIRA, H.N. Metodologia para infestação artificial de ovos de *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794) em cana-de-açúcar visando estudos com *Trichogramma* spp. **Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz**, v. 46, n. 2, p. 375-390, 1989.

MARTINS, J. D. S.; BARRIGOSI, J. A. F.; OLIVEIRA, J. V.; CUNHA, U. S. Situação do manejo integrado de insetos-praga na cultura do arroz no Brasil. **Embrapa Clima Temperado-Documentos (INFOTECA-E)**, 40p. 2009.

MASNER, L. Revisionary notes and keys New World genera of Scelionidae (Hymenoptera: Proctotrupeoidea). **The Memoirs of the Entomological Society of Canada**, v. 108, n. S97, p. 1-87, 1976.

MENESES, R.; CALVERT, L.; GUTIERREZ, A.; GOMEZ, J.; HERNANDEZ, J. **Manejo integrado de los principales insectos y ácaros plagas del arroz**. Instituto de Investigaciones del arroz (Arroz). Republica de Cuba, p. 107-110, 2008.

NASCIMENTO, J. B.; BARRIGOSI, J. A. F. Responses of Rice Mini-Core Collection Accessions to Damage by *Diatraea saccharalis* (Fabricius) Stem Borer. **Agricultural Sciences**, v. 5, n. 09, p. 776, 2014.

PARRA, J. R. P. Egg parasitoid commercialization in the New World, pp. 373– 378 In: CÔNSOLI, F. L.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. **Egg Parasitoids in Agroecosystems with Emphasis on *Trichogramma***. Springer, Dordrecht, p. 373-388, 2010.

PARRA, J. R. P.; COELHO JR, A.; GEREMIAS, L. D.; BERTIN, A. V.; RAMOS, C. J. **Criação de *Anagasta kuehniella*, em pequena escala, para produção de *Trichogramma***. Piracicaba: Ocasio, 2014.

PARRA, J. R. P.; CÔNSOLI, F. L. Criação massal e controle de qualidade de parasitoides de ovos. In: BUENO, V. H. P. **Controle biológico de pragas: Produção massal e controle de qualidade**. Editora UFLA, Lavras, Brazil, p. 169-198, 2009.

PINTO, J. D. Systematics of the North American species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Washington: **Entomological Society of Washington**, 287p. (Memoirs 22), 1999.

PINTO, A. S.; CANO, M. A. V.; SANTOS, E. M. A broca da cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis*. In: PINTO, A. S. **Controle de pragas da cana-de-açúcar. Sertãozinho: Biocontrol**, 64p. (Boletim Técnico Biocontrol, n.1), 2006.

POLASZEK, A.; KIMANI, S. W. *Telenomus* species (Hymenoptera: Scelionidae) attacking eggs of pyralid pests (Lepidoptera) in Africa: a review and guide to identification. **Bulletin of Entomological Research**, v. 80, n. 1, p. 57-71, 1990.

QUERINO, R. B. Trichogrammatidae in **Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil**. PNUD. Disponível em: <<http://fauna.ibri.gov.br/fauna/faunadobrasil/75250>>. Acesso em: 06 Jan. 2018.

QUERINO, R. B.; SILVA, N. N. P.; ZUCCHI, R. A. Parasitismo natural por *Trichogramma* spp. em agroecossistemas do Meio-Norte, Brasil. **Ciência Rural**, v. 46, n. 9, p. 1521-1523, 2016.

QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R. A. **Guia de identificação de *Trichogramma* para o Brasil**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2011.

QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R. A. *Trichogramma* na Amazônia - Visão geral e potencialidades. In: SILVA, N. M. et al. (Eds.). **Pragas agrícolas e florestais na Amazônia**. Macapá: Embrapa Amapá, p.597-606, 2016.

SOUZA, A.; GIUSTOLIN, T.; QUERINO, R. B.; ALVARENGA, C. Natural parasitism of lepidopteran eggs by *Trichogramma* species (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in agricultural crops in Minas Gerais Brazil. **Florida Entomologist**, v. 99, n. 2, p. 221-225, 2016.

STOUTHAMER, R.; LUCK, R. F.; HAMILTON, W. D. Antibiotics cause parthenogenesis *Trichogramma* (Hym.: Trichogrammatidae) to revert to sex. **Proc Natl Acad Sci USA**, 87, 2424–2427, 1990.

TALAMAS, E. J.; JOHNSON, N. F.; BUFFINGTON, M. L. Key to the Nearctic species of *Trissolcus* Ashmed, natural enemies of native and invasive stink bugs (Pentatomidae). **Journal of Hymenoptera Research**, v. 43, p. 45, 2015.

TÉRAN, F.O. Natural control of *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794) eggs in sugarcane fields of Sao Paulo. In: **Congress of the international society of sugar cane technologists**, 17. Philippines, 1980. Manila, ISSCT, v.2, p.1704-14, 1980.

VIANA, J. B. V. **Diversidade genética e identificação molecular de espécies do gênero *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) por meio de marcadores ribossômicos ITS2**. Dissertação (Mestrado em Genética e Melhoramento), UFPI, Teresina, PI, 2017.

VINSON, B. S. Comportamento de seleção hospedeira de parasitoides de ovos com ênfase na família Trichogrammatidae. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Ed). ***Trichogramma* e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: Fealq, p. 67-119, 1997.

ZACHRISSON, B. Avances en el control biológico de plagas de arroz (*Oryza sativa*), por medio de parasitoides oofagos, en Panamá. **Agricultural Research Institute of Panamá**, 2009.

ZACHRISSON, B.; POLANCO P.; OSORIO, P. Natural control of insect-pests in the rice agroecosystem, in panama and the complex of egg parasitoids, **Research Journal of Life Sciences, Bioinformatics, Pharmaceutical and Chemical Sciences**, 2017.

ZUCCHI, R. A.; QUERINO, R. B.; MONTEIRO, R. C. Diversity and hosts of *Trichogramma* in the New World, with emphasis in South America. In: CÔNSOLI, F. L.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds) **Egg parasitoids in agroecosystems with emphasis on *Trichogramma***. Springer, New York, pp. 219-236, 2010.

CAPÍTULO 2 - PARASITISMO E ASPECTOS BIOLÓGICOS DE PARASITOIDES DE OVOS EM *Diatraea saccharalis* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) E *Anagasta kuehniella* (LEPIDOPTERA: PYRALIDAE)

RESUMO

Objetivou-se com o presente estudo determinar o parasitismo e as características biológicas de *Trichogramma* spp. em ovos do hospedeiro natural, *Diatraea saccharalis* Fabricius (Lepidoptera: Crambidae) e do alternativo *Anagasta kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae). Os experimentos foram realizados separadamente para cada lepidóptero hospedeiro, onde foram oferecidos vinte ovos de *A. kuehniella* e *D. saccharalis* para cada fêmea do parasitoide, durante 24h, a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12h. Os parâmetros avaliados foram porcentagem de parasitismo, duração do período ovo-adulto, porcentagem de emergência, número de indivíduos emergidos por ovo, razão sexual e longevidade das fêmeas. Os resultados demonstraram diferenças significativas entre as espécies de *Trichogramma* somente na taxa de parasitismo e no período de desenvolvimento ovo-adulto em ambos hospedeiros. *Trichogramma galloi* apresentou maior aptidão em parasitar ovos dos hospedeiros natural e alternativo. O período médio de desenvolvimento ovo-adulto de *T. pretiosum*, *T. galloi* e *T. atopovirilia* em hospedeiro alternativo foram $9,18 \pm 0,10$, $9,60 \pm 0,11$ e $9,33 \pm 0,14$ dias, respectivamente, e, em hospedeiro natural, $10,81 \pm 0,12$, $10,50 \pm 0,22$ e $11,23 \pm 0,20$ dias, respectivamente. A porcentagem de emergência das espécies de *Trichogramma* foi acima de 90% para *A. kuehniella* e de 70% para *D. saccharalis*. O número de indivíduos emergidos por ovo variou entre $1,00 \pm 0,01$ a $1,03 \pm 0,01$ em hospedeiro alternativo e de $1,74 \pm 0,26$ a $1,90 \pm 0,14$ em hospedeiro natural. Em todas as espécies de *Trichogramma* foi observado uma proporção maior de fêmeas, em ambos hospedeiros. A longevidade das fêmeas de *T. pretiosum*, *T. galloi* e *T. atopovirilia* em *A. kuehniella* foi de $6,56 \pm 0,39$, $6,50 \pm 0,31$ e $6,83 \pm 0,45$ dias, respectivamente, e em *D. saccharalis* de $7,15 \pm 0,60$, $7,18 \pm 0,55$ e $7,00 \pm 0,58$ dias, respectivamente. Os resultados obtidos fornecem subsídios para o uso destas espécies em programas de controle biológico em cultivos de arroz onde *D. saccharalis* venham a ser praga-alvo.

Palavras-chave: Controle biológico, *Trichogramma*, biologia, criação massal.

ABSTRACT

The aim of this study was to determine the parasitism and biological characteristics of *Trichogramma* spp. in eggs of the natural host, *Diatraea saccharalis* Fabricius (Lepidoptera: Crambidae) and alternative host *Anagasta kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae). The experiments were performed separately for each host lepidopteran, where twenty eggs of *A. kuehniella* and *D. saccharalis* were offered to each female parasitoid for 24 hours at 25 ± 1 ° C, relative humidity of $70 \pm 10\%$ and 12h photophase. The parameters evaluated were percentage of parasitism, duration of the egg-adult period, percentage of emergence, number of individuals emerged per egg, sex ratio and longevity of females. The results showed significant differences between the *Trichogramma* species only in the parasitism rate and the egg-adult development period in both hosts. *Trichogramma galloi* showed greater ability to parasitize eggs from natural and alternative hosts. The mean egg-adult development period of *T. pretiosum*, *T. galloi* and *T. atopovirilia* in the alternate host were 9.18 ± 0.10 , 9.60 ± 0.11 and 9.33 ± 0.14 days, respectively, and in natural host 10.81 ± 0.12 , 10.50 ± 0.22 and 11.23 ± 0.20 days, respectively. The percentage of emergence of *Trichogramma* species was above 90% for *A. kuehniella* and 70% for *D. saccharalis*. The number of individuals emerged per egg ranged from 1.00 ± 0.01 to 1.03 ± 0.01 in an alternate host and from 1.74 ± 0.26 to 1.90 ± 0.14 in a natural host. In all species of *Trichogramma*, a larger proportion of females was observed in both hosts. The longevity of *T. pretiosum*, *T. galloi* and *T. atopovirilia* in *A. kuehniella* was 6.56 ± 0.39 , 6.50 ± 0.31 and 6.83 ± 0.45 days, respectively, and in *D. saccharalis* of 7.15 ± 0.60 , 7.18 ± 0.55 and 7.00 ± 0.58 days, respectively. The results provide subsidies for the use of these species in programs of biological control of the *D. saccharalis* become the target pest in rice.

Keyword: Biological control, *Trichogramma*, biology, mass rearings.

Lista de tabelas

Tabela 1. Componentes utilizados para dieta artificial de <i>Diatraea saccharalis</i> (Lepidoptera: Crambidae).....	75
Tabela 2. Média (\pm EPM) da porcentagem de parasitismo (%), duração do período ovo-adulto (dias), porcentagem de emergência (%), número de indivíduos por ovo, longevidade das fêmeas (dias) e razão sexual de <i>Trichogramma pretiosum</i> , <i>Trichogramma galloi</i> e <i>Trichogramma atopovirilia</i> em ovos de <i>Anagasta kuehniella</i> (25+1°C, UR: 70+10% e fotofase de 12h).	79
Tabela 3. Média (\pm EPM) da porcentagem de parasitismo (%), duração do período ovo-adulto (dias), porcentagem de emergência (%), número de indivíduos por ovo, longevidade das fêmeas (dias) e razão sexual de <i>Trichogramma pretiosum</i> , <i>Trichogramma galloi</i> e <i>Trichogramma atopovirilia</i> em ovos de <i>Diatraea saccharalis</i> (25+1°C, UR: 70+10% e fotofase de 12h).	80

Lista de figuras

Figura 1. Criação de <i>Anagasta kuehniella</i> . Adição de 1kg de dieta (97% de farinha de trigo integral + 3% levedura de cerveja (A); dieta compactada, contendo 0,3 g de ovos sobre a dieta (B); bandeja tampada, com abertura central de voile (C); sistema coletor (D); coleta dos adultos (E); gaiola de adultos sobre placa de plástico (F); câmara de aspiração para a coleta dos ovos (G); ovos presentes sobre a placa de plástico (H); peneiramento para a separação de impurezas e escamas do inseto (I); ovos limpos (G).	74
Figura 2. Criação de <i>Diatraea saccharalis</i> . Inoculação de larvas em dieta artificial (A); larva se alimentada da dieta artificial (B); desenvolvimento das pupas em gaiolas de PVC; adultos em gaiolas de oviposição (D); tratamento dos ovos de <i>D. saccharalis</i> em formoldeído (40%) a 0,2%, água destilada e, em solução de sulfato de cobre (1,0%) (E); ovos previamente tratados, mantidos em placa petri até a eclosão das larvas (F).	76

1 INTRODUÇÃO

A broca-do-colmo, *Diatraea saccharalis* Fabricius (Lepidoptera: Crambidae), é uma praga polífaga, sendo considerada uma ameaça para o rendimento de várias gramíneas. O arroz é considerado um de seus hospedeiros, e sua importância nessa cultura vem sendo evidenciado principalmente nas regiões Norte e Centro-Oeste do Brasil com prejuízos que podem variar de leves até a perda total de lavouras (FERREIRA; BARIGOSSI, 2002; FERREIRA et al., 2004; FRAGOSO et al., 2016). Em algumas regiões, o aumento no nível de dano ocasionado por esta praga vem sendo atribuído principalmente a expansão do milho e cana-de-açúcar, considerados seus hospedeiros primários (MARTINS et al., 2009).

Os danos causados por *D. saccharalis* ao arroz se dá pelas suas larvas, que ao eclodirem alimentam-se do tecido esponjoso e destroem os pontos de crescimento, provocando o sintoma conhecido como “coração morto”, e, quando ocorrem durante a fase reprodutiva da planta o ataque desta broca resulta na morte da folha bandeira e esterilidade das espiguetas, originando o sintoma conhecido por "panícula-branca" (FERREIRA et al., 2001).

O principal método de controle empregado para *D. saccharalis* no Brasil é o biológico (NAVA et al., 2009), isso se deve principalmente pelos inúmeros inimigos naturais entre parasitoides, predadores e entomopatógenos (fungos, bactérias, vírus etc.) que atacam esta praga em condições naturais (PINTO et al., 2006a). Entretanto, em algumas espécies de parasitoides existe a possibilidade de serem multiplicadas em laboratório e liberadas em campo, tornando estas, mais viáveis como agentes de controle biológico deste lepidóptero (GALLO et al., 2002).

Dentre os parasitoides, as espécies que parasitam ovos são consideradas importantes agentes de controle de *D. saccharalis*, uma vez que são capazes de regular esses insetos em seu ambiente natural, reduzindo a densidade das populações e conseqüentemente os danos às plantas hospedeiras (FRITZ et al., 2008). Além do que, a fase de ovo é considerada fator determinante para o crescimento populacional desta broca (BOTELHO, 1985).

No Brasil, sete espécies de parasitoides de ovos são relatadas naturalmente em *D. saccharalis*, sendo que, seis delas são pertencentes ao gênero *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (DIAS et al., 2011; QUERINO;

ZUCCHI, 2011, 2016). Espécies desse gênero estão entre as mais estudadas e utilizadas dentro de programas de controle biológico no mundo (QUERINO; ZUCCHI, 2011). Entre elas, *Trichogramma galloi* Zucchi ganha destaque no controle desta broca-do-colmo no país, isso se deve principalmente pela sua especificidade por ovos desta praga, uma vez que em campo somente ocorre naturalmente em ovos de *D. saccharalis* (PARRA, 2010; QUERINO; ZUCCHI, 2011; PARRA et al., 2014; SOUZA et al., 2016; QUERINO et al., 2016).

As informações sobre a atuação de parasitoides de ovos no controle de *D. saccharalis* em arroz são incipientes, restritas somente a ocorrência natural de *T. pretiosum* (QUERINO; ZUCCHI, 2011; QUERINO et al., ZUCCHI, 2016). Entretanto, o uso destes inimigos naturais no controle deste lepidóptero em arroz é promissor, visto que, sua atuação eficiente é evidenciada em outras culturas, como na cana-de-açúcar, onde *T. galloi* chega a ser liberado em aproximadamente 500.000 ha para o controle de *D. saccharalis* (PINTO et al., 2006b).

Para que se tenha êxito na condução de programas de controle biológico com estes parasitoides de ovos, são necessários inúmeros estudos, entre eles, os que avaliam o parasitismo e as características biológicas dos parasitoides em ovos de hospedeiros natural e alternativo. Ressalta-se que as características físico-químicas particulares de cada hospedeiro podem afetar tanto a aceitação quanto a adaptação da espécie e/ou linhagem do parasitoide, interferindo nas características biológicas e na sua agressividade em campo (MONGE et al., 1999).

Neste contexto, objetivou-se com o presente estudo avaliar o parasitismo e aspectos biológicos de parasitoides em ovos do hospedeiro natural, *D. saccharalis* e do alternativo, *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae), com o intuito de fornecer subsídios para a utilização destas espécies de parasitoides em programas de controle biológico desta broca-do-colmo na cultura do arroz.

2 MATERIAL E MÉTODOS

Os ensaios realizados no presente estudo foram conduzidos no Laboratório de Fitossanidade da Embrapa-Meio Norte, em Teresina, Piauí.

2.1 Criação de insetos

2.1.1 Criação de *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) (Lepidoptera: Pyralidae)

Por se tratar do hospedeiro alternativo mais adequado e utilizado para a produção de *Trichogramma* spp. em laboratório, *A. kuehniella* foi escolhida para a multiplicação destes parasitoides e para a realização dos experimentos.

O fluxograma de criação e estimativa de produção em pequena escala de ovos de *A. kuehniella* foram realizados seguindo metodologias e orientações propostas por Parra (1989) e Parra et al. (2014).

Para o desenvolvimento larval e pupal foram utilizadas bandejas de material plástico transparente (33 cm de comprimento x 21,8 cm de largura x 10,3 cm de altura), onde foi adicionado 1 kg de dieta artificial (farinha de trigo integral e levedura de cerveja) (Figura 1A) e “inoculado” 0,3 g de ovos de *A. kuehniella* na dieta previamente compactada (Figura 1B). As bandejas tinham tampas com abertura central revestida por camada de voil, sendo que o espaço entre a tampa e a bandeja foi vedado para evitar a fuga das larvas da traça e o ataque de possíveis inimigos naturais (Figura 1C).

Após a emergência, os adultos eram coletados da bandeja por meio de um sistema feito de garrafa plástica acoplado a um aspirador (Figura 1D, E), sendo em seguida, transferidos para gaiolas de oviposição feitas de PVC, tampadas com uma tela anti-afídeo (Figura 1F). As gaiolas eram colocadas sobre uma placa de plástico para facilitar a retirada dos ovos, que eram coletados diariamente.

O processo de separação das escamas das asas do inseto presentes nos ovos foi realizado por meio de uma câmara de sucção de ar (Figura 1G). Os ovos presentes na placa de plástico (Figura 1H) foram submetidos a um processo de peneiramento sucessivo (Figura 1I), a fim de eliminar o material pulverulento presentes nos ovos, sendo utilizado para a limpeza final chumaços de algodão hidrófilo.

Os ovos obtidos durante a criação de *A. kuehniella* (Figura 1J) eram utilizados para a continuidade da criação em laboratório, para a multiplicação de *Trichogramma* spp. e para a realização dos experimentos.

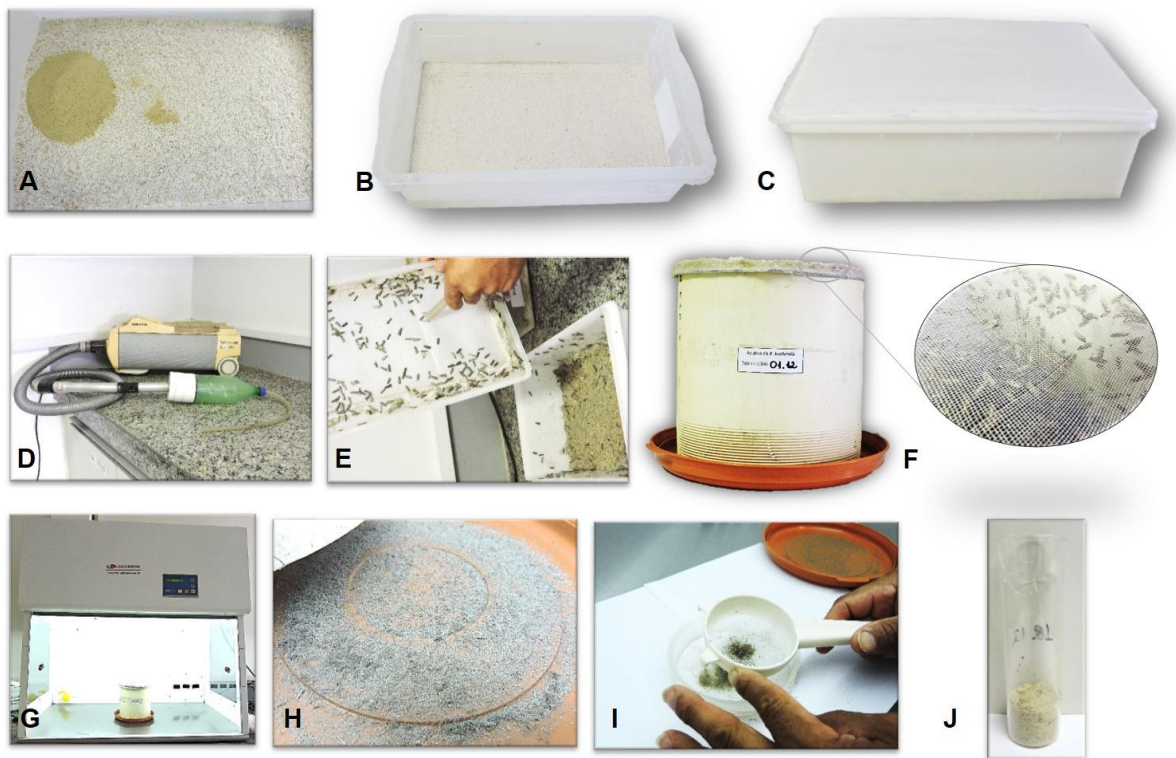


Figura 1. Criação de *Anagasta kuehniella*. Adição de 1kg de dieta (97% de farinha de trigo integral + 3% levedura de cerveja (A); dieta compactada, contendo 0,3 g de ovos sobre a dieta (B); bandeja tampada, com abertura central de voile (C); sistema coletor (D); coleta dos adultos (E); gaiola de adultos sobre placa de plástico (F); câmara de aspiração para a coleta dos ovos (G); ovos presentes sobre a placa de plástico (H); peneiramento para a separação de impurezas e escamas do inseto (I); ovos limpos (G).

2.1.2 Criação de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae)

A criação foi iniciada a partir de ovos provenientes da criação estoque do Laboratório de Biologia de Insetos, do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da ESALQ-USP.

Logo após a eclosão, as larvas foram transferidas para tubos de vidro (2,5 cm de diâmetro x 8 cm de altura) esterilizados, contendo \pm 10 ml dieta artificial segundo Hensley e Hammond (1968) adaptada (ágar substituído pela caragininina) (Tabela 1), sendo inoculada quatro lagartas por tubo (Figura 2A). Após a inoculação, os tubos eram cobertos com algodão hidrófilo esterilizado, acondicionado em suportes de plásticos e mantidos a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 5\%$ e fotofase de 12h, até a formação de pupas (Figura 2A, B).

Tabela 1. Componentes utilizados para dieta artificial de *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Cambridae).

COMPONENTES	QUANTIDADE
Germe de trigo	15,00g
Farelo de soja	54,00g
Açúcar	52,50g
Sais de Wesson	7,50g
Ácido Ascórbico	1,90g
Cloreto de Colina	0,40g
Vita gold	0,40ml
Solução Vitamínica ¹	11,30ml
Metil parahidroxibenzoato (Nipagin)	3,00g
Formaldeído (40%)	0,75ml
Antibiótico – Tretex	0,13g
Caragenina	12,00g
Água destilada	900ml

¹niacinamida: 1,00g; pantotenoto de cálcio: 1,00g; riboflavina: 0,50g; tiamina: 0,25g; piridoxina: 0,25g; ácido fólico: 0,10g; biotina: 0,02mg; vitamina B12 (1000 mg/mL):2,00mL.

As pupas formadas eram retiradas dos tubos com dieta e, em seguida, eram separadas por sexo e colocadas em placas de Petri forradas com papel filtro umedecido. As placas de petri contendo as pupas foram colocadas em gaiolas feitas de PVC (10 cm de diâmetro x 20 cm de altura), e na parte superior tais gaiolas eram forradas com outra placa de Petri (Figura 2C).

Após a emergência, os adultos eram mantidos em gaiolas (Figura 2D) (20 casais por gaiola) semelhantes as descritas anteriormente, revestidas internamente com papel sulfite, que servia de substrato de oviposição para as fêmeas, sendo trocados diariamente. Para a alimentação desses adultos foram oferecidos chumaços de algodão embebidos com água destilada.

As posturas presentes no papel sulfite eram separadas com o auxílio de uma tesoura, sendo em seguida, tratadas com formaldeído (40%) a 0,2%, água destilada e, em solução de sulfato de cobre (1,0%), todos por dois minutos, a fim de evitar o desenvolvimento de micro-organismos contaminantes (Figura 2E). As posturas obtidas eram em parte destinadas para a manutenção da criação em laboratório e a outra parte para a realização dos experimentos. As posturas destinadas para a continuidade da criação eram colocadas em placas de Petri, previamente forradas

com papel filtro umedecido com sulfato de cobre (1,0%) (Figura 2F) e mantidas a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 5\%$ e fotofase de 12h, até a eclosão das larvas.

As larvas obtidas eram inoculadas em dieta artificial, iniciando-se uma nova geração de *D. saccharalis*.

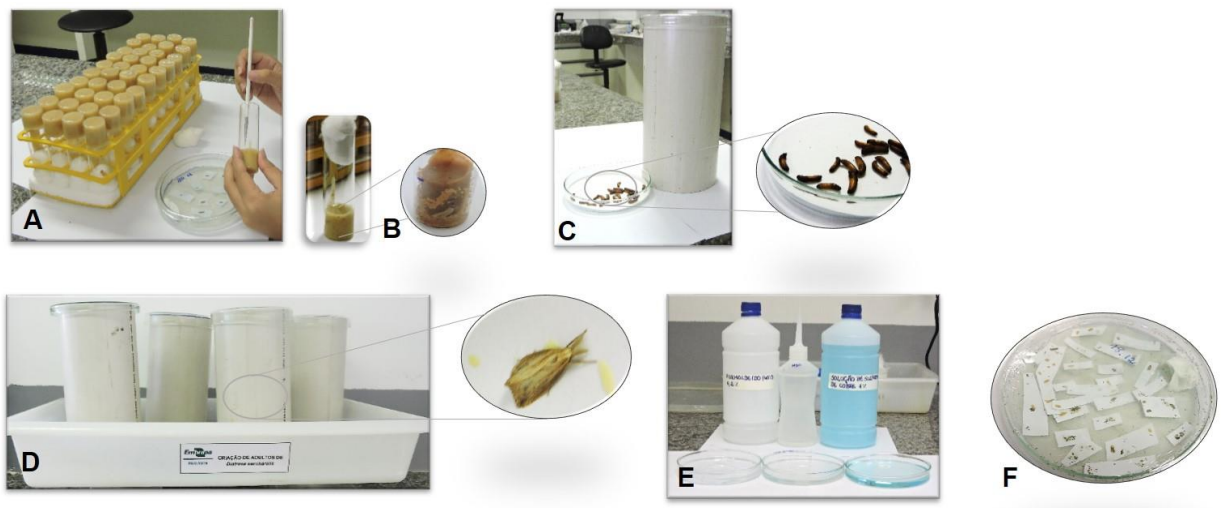


Figura 2. Criação de *Diatraea saccharalis*. Inoculação de larvas em dieta artificial (A); larva se alimentada da dieta artificial (B); desenvolvimento das pupas em gaiolas de PVC; adultos em gaiolas de oviposição (D); tratamento dos ovos de *D. saccharalis* em formoldeído (40%) a 0,2%, água destilada e, em solução de sulfato de cobre (1,0%) (E); ovos previamente tratados, mantidos em placa petri até a eclosão das larvas (F).

2.1.3 Criação e manutenção de *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae)

As espécies de *Trichogramma* foram provenientes de ovos de *D. saccharalis* em cultivos de arroz, em Teresina-PI, exceto *T. galloi* que foi obtido junto a empresa BUG Agentes Biológicos, sendo que também foi obtido em ovos deste lepidóptero.

Para a criação e multiplicação das espécies de *Trichogramma* em laboratório foram utilizados ovos de *A. kuehniella* com até 24 horas de desenvolvimento embrionário, onde estes, eram colocados em tiras de cartolina (2 cm de diâmetro x 7 cm de altura), utilizando-se cola atóxica (10%) e, em seguida, inviabilizados por exposição à lâmpada germicida (luz ultravioleta) por 45 minutos em uma distância de 15 cm da fonte de luz (STEIN; PARRA, 1987b).

Após serem inviabilizados, os ovos de *A. kuehniella* eram oferecidos para fêmeas dos parasitoides recém-emergidas, para serem submetidos ao processo de

parasitismo por 24 horas em tubos de vidro (2,5 cm de diâmetro x 8 cm de altura), sendo mantidos em BOD reguladas em $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12h. No interior dos tubos, com o auxílio de um estilete, era adicionado gotículas de mel puro para a alimentação dos parasitoides.

Passado o período de parasitismo as cartelas eram retiradas e transferidas para o interior de um outro tubo de vidro, sendo mantidos nas mesmas condições descritas anteriormente para o desenvolvimento dos parasitoides.

Os parasitoides obtidos eram utilizados para a continuidade da criação em laboratório e para a realização dos experimentos.

2.2 Aspectos biológicos de *Trichogramma* spp. sobre ovos de *Diatraea saccharalis* e *Anagasta kuehniella*

Os experimentos foram instalados separadamente para cada lepidóptero hospedeiro, seguindo sempre o mesmo procedimento. O delineamento utilizado foi o inteiramente casualizado (DIC), sendo os tratamentos (3) constituídos pelas espécies de *Trichogramma*, *T. pretiosum*, *T. atopovirilia* e *T. galloi*, utilizando-se vinte repetições, com uma fêmea por repetição.

Para os ensaios com *D. saccharalis*, os ovos eram previamente tratados com formaldeído (40%) a 0,2%, água destilada e solução de sulfato de cobre (1%), por um período de 2 minutos em cada solução.

Para os ensaios com *A. kuehniella* os ovos eram colocados em retângulos de cartolina azul celeste, utilizando-se cola atóxica (10%) e, em seguida, eram inviabilizados por exposição à lâmpada germicida (luz ultravioleta), por 45 minutos.

Os parasitoides utilizados nos ensaios eram mantidos em ovos do hospedeiro alternativo (*A. kuehniella*), sendo que para a realização da biologia sobre ovos de *D. saccharalis*, esses parasitoides foram mantidos por uma geração em ovos deste lepidóptero, com o objetivo de eliminar possíveis alterações causadas pelo condicionamento pré-imaginal, devido a criação em *A. kuehniella* por várias gerações.

Vinte fêmeas com até 24 horas de idade foram isoladas em tubos de ensaio (12 mm de diâmetro x 75 mm de comprimento) vedados com filme plástico de PVC, contendo em seu interior gotículas de mel puro para alimentação dos parasitoides. Nos ensaios foram oferecidos 20 ovos de cada hospedeiro (*D. saccharalis* ou *A. kuehniella*) com até 24h de desenvolvimento embrionário, para cada fêmea.

O parasitismo foi permitido por 24 horas, sendo que após esse período, as fêmeas eram retiradas dos tubos e os ovos dos hospedeiros mantidos em BOD reguladas a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotofase de 12h. Após a emergência dos adultos, era realizada a caracterização biológica dos parasitoides de ovos mantidos em cada hospedeiro, sendo observados os seguintes parâmetros biológicos: porcentagem de parasitismo; duração do desenvolvimento (ovo-adulto); porcentagem de emergência (viabilidade); número de indivíduos por ovo; longevidade das fêmeas e razão sexual, calculada a partir da fórmula:

$$rs = \frac{\text{n}^\circ \text{ de fêmeas}}{(\text{n}^\circ \text{ de fêmeas} + \text{n}^\circ \text{ de machos})}$$

O sexo dos indivíduos foi determinado por meio do dimorfismo sexual presente nas antenas (BROWER; STERN, 1966).

A porcentagem de parasitismo foi calculada através da relação do número total de ovos e o número total de ovos parasitados, em cada repetição.

A duração do desenvolvimento (ovo-adulto) foi determinada por meio de observações diárias da emergência dos parasitoides.

A avaliação da porcentagem de emergência dos parasitoides foi realizada com o auxílio de estereomicroscópio, relacionando o número de orifícios de saída dos adultos com o número de ovos parasitados.

O número de indivíduos por ovo foi determinado por meio da contagem do número de parasitoides emergidos dividido pelo número de ovos com orifício de saída dos parasitoides.

Os dados obtidos durante o experimento foram submetidos à análise de variância e, as médias comparadas pelo teste de Tuckey ($P > 0,05$), utilizando o programa ASSISTAT versão 7.7 (SILVA; AZEVEDO, 2016).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Porcentagem de Parasitismo (%)

Todas as espécies de *Trichogramma* estudadas aceitaram os ovos dos hospedeiros natural e alternativo, no entanto, diferenças significativas foram observadas na taxa de parasitismo em ambos hospedeiros (Tabelas 2, 3).

Em ovos do hospedeiro alternativo, *A. kuehniella*, *T. galloi* apresentou a maior taxa de parasitismo (93,25%), diferindo estatisticamente das demais espécies. *Trichogramma pretiosum* e *T. atopovirilia* apresentaram taxa de parasitismo de 63,50% e 45,00%, respectivamente, em ovos deste hospedeiro, não diferindo entre si estatisticamente (Tabela 2).

Tabela 2. Média (\pm EPM) da porcentagem de parasitismo (%), duração do período ovo-adulto (dias), porcentagem de emergência (%), número de indivíduos por ovo, longevidade das fêmeas (dias) e razão sexual de *Trichogramma pretiosum*, *Trichogramma galloi* e *Trichogramma atopovirilia* em ovos de *Anagasta kuehniella* (25+1°C, UR: 70+10% e fotofase de 12h).

Parâmetros	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Trichogramma galloi</i>	<i>Trichogramma atopovirilia</i>
Parasitismo (%)	63,50 \pm 8,01b	93,25 \pm 1,27a	45,00 \pm 9,27b
Período ovo-adulto	9,18 \pm 0,10b	9,60 \pm 0,11a	9,33 \pm 0,14ab
Emergência (%)	98,06 \pm 0,01a	97,55 \pm 0,01a	96,32 \pm 0,02a
Indivíduos/ovo	1,03 \pm 0,01a	1,02 \pm 0,01a	1,00 \pm 0,01a
Razão sexual	0,83 \pm 0,02a	0,82 \pm 0,02a	0,69 \pm 0,08a
Longevidade ♀	6,56 \pm 0,39a	6,50 \pm 0,31a	6,83 \pm 0,45a

¹Médias seguidas de mesma letra na linha, não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

Quando mantido em ovos do hospedeiro natural, *D. saccharalis*, *T. pretiosum* apresentou taxa de parasitismo de 30,88%, o qual não diferiu estatisticamente das demais espécies estudadas, em contrapartida, entre *T. galloi* e *T. atopovirilia* foram observadas diferenças significativas, os quais apresentaram taxas de parasitismo de 51,32% e 11,47%, respectivamente (Tabela 3).

Tabela 3. Média (\pm EPM) da porcentagem de parasitismo (%), duração do período ovo-adulto (dias), porcentagem de emergência (%), número de indivíduos por ovo, longevidade das fêmeas (dias) e razão sexual de *Trichogramma pretiosum*, *Trichogramma galloi* e *Trichogramma atopovirilia* em ovos de *Diatraea saccharalis* (25+1°C, UR: 70+10% e fotofase de 12h).

Parâmetros	<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Trichogramma galloi</i>	<i>Trichogramma atopovirilia</i>
Parasitismo (%)	30,88 \pm 6,04ab	51,32 \pm 10,39a	11,47 \pm 3,90b
Período ovo-adulto	10,81 \pm 0,12ab	10,50 \pm 0,22b	11,23 \pm 0,20a
Emergência (%)	87,50 \pm 0,08a	81,78 \pm 0,01a	75,52 \pm 0,02a
Indivíduos/ovo	1,74 \pm 0,26a	1,90 \pm 0,14a	1,77 \pm 0,39a
Razão sexual	0,88 \pm 0,03a	0,93 \pm 0,02a	0,83 \pm 0,05a
Longevidade ♀	7,15 \pm 0,60a	7,18 \pm 0,55a	7,00 \pm 0,58a

¹Médias seguidas de mesma letra na linha, não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

É notável que em ovos do hospedeiro alternativo as espécies de *Trichogramma* apresentaram taxas de parasitismo superiores a que foi apresentada em ovos de *D. saccharalis*. A preferência por ovos de *A. kuehniella* pode estar relacionada a criação dos parasitoides neste hospedeiro por gerações sucessivas, demonstrando uma adaptação destas espécies para tal hospedeiro.

É relatado que espécies de *Trichogramma* quando mantidas por gerações sucessivas em ovos de hospedeiros alternativos apresentam posteriormente capacidade de parasitismo inferior em ovos de hospedeiros naturais (HASSAN; GUO, 1991; BERTIN et al., 2017). Entretanto, no presente estudo, as espécies de *Trichogramma* passaram por uma geração em ovos de *D. saccharalis* antes da realização do experimento, portanto, o condicionamento pré-imaginal causado por criação em hospedeiro alternativo pode não ser a causa para a diferença de parasitismo entre os hospedeiros estudados. No entanto, variações no potencial de parasitismo entre espécies/linhagens de *Trichogramma* é frequentemente relatada por diversos autores. Bueno et al. (2009) ao avaliarem doze linhagens de *T. pretiosum* observaram variação de parasitismo de 31,5% a 81,6% em ovos de *Chrysodeixis includens*. Valente et al. (2016) reataram uma melhor aceitação por parte de *T.*

galloi em ovos *Diatraea flavipennella* do que em ovos de *D. saccharalis*. Portanto, os resultados obtidos na presente pesquisa, sugerem que a maior aceitação dos parasitoides por ovos do hospedeiro alternativo pode estar associada as características biológicas das espécies/linhagens estudadas.

Período de desenvolvimento (ovo-adulto)

Em *A. kuehniella*, o período médio de desenvolvimento ovo-adulto das espécies de parasitoides foi em cerca de 9 dias, sendo que, somente foram observadas diferenças significativas entre *T. pretiosum* (9,18 dias) e *T. galloi* (9,60 dias) (Tabela 2). Já em *D. saccharalis*, somente foram encontradas diferenças estatísticas entre *T. galloi* e *T. atopovirilia*, na qual apresentaram desenvolvimento de 10,50 e 11,23 dias, respectivamente (Tabela 3).

As diferenças encontradas entre as espécies de *Trichogramma* podem ser relacionadas às características nutricionais do ovo do hospedeiro, que possivelmente favorece as espécies/linhagens mais adaptadas ao parasitismo.

Porcentagem de Emergência (%)

Quando provenientes de ovos dos hospedeiros natural e alternativo as espécies de *Trichogramma* estudadas não apresentaram diferenças significativas entre si. No entanto, ao comparar a emergência de cada espécie quanto ao seu hospedeiro de origem, ambas apresentaram viabilidade superior a 90% quando provenientes de ovos de *A. kuehniella* (Tabela 2), e, em *D. saccharalis* foi observado uma variação de 75,52% a 87,50% (Tabela 3), sendo notável a diferença de emergência proporcionada pela alteração de hospedeiro.

Porém, tal diferença, não compromete o uso destas espécies de parasitoides em ovos de *D. saccharalis*, visto que vários fatores, podem ser responsáveis por tal alteração, tais como, as características fisiológicas dos ovos de *D. saccharalis*, que apresentam camadas distintas, se comparado a ovos de outras espécies, como *A. kuehniella*, bem como, pela elevada quantidade de aerópilas, torna-o mais susceptível ao ressecamento e com isso causando alterações na viabilidade (PARRA et al., 1999).

Número de indivíduos por ovo

O número de indivíduos emergidos por ovo de *T. pretiosum*, *T. galloi* e *T. atopovirilia* em ovos de *A. kuehniella* foi de 1,03, 1,02 e 1,00, respectivamente e, em *D. saccharalis* foi de 1,74, 1,90 e 1,77, respectivamente (Tabelas 2, 3). É notável que em ovos do hospedeiro natural, o número de parasitoides por ovo foi relativamente maior, tal alteração, ocorre principalmente em função do volume do ovo do hospedeiro (VINSON, 1997), assim, como os ovos de *D. saccharalis* são maiores que os de *A. kuehniella*, proporcionam então um desenvolvimento de maior número de indivíduos por ovo.

Razão sexual e Longevidade das fêmeas

Em cada espécie de *Trichogramma* estudada, foi observado uma proporção maior de fêmeas, em ambos hospedeiros, não apresentando diferenças entre si (Tabelas 2, 3). Tal característica é altamente vantajosa dentro de programas de controle biológico, pois indica um maior potencial para controlar efetivamente a praga alvo, uma vez que as fêmeas são as responsáveis por parasitar os ovos.

Além da razão sexual, a longevidade das fêmeas é outra característica biológica importante para programas de controle biológico, pois parasitoides mais longevos, permanecem em campo por um período mais longo, podendo ser mais efetivo na regulação populacional da praga. Assim, no presente estudo foi verificado que a longevidade das fêmeas de *T. pretiosum*, *T. galloi* e *T. atopovirilia* em *A. kuehniella* foi de 6,56, 6,50 e 6,83 dias, respectivamente, e em *D. saccharalis* de 7,15, 7,18 e 7,00 dias, respectivamente (Tabelas 2, 3).

Valores similares foram observados por Stein e Parra (1987a), na qual encontraram longevidade entre 6 e 7 dias, para *Trichogramma* sp. criado nos hospedeiros *A. kuehniella*, *Sitotoga cerealella* Olivier e *Plodia interpunctella* Hübner (Lepidoptera: Pyralidae).

4. CONCLUSÕES

- *Trichogramma galloi* apresenta melhor desempenho em parasitar ovos de *A. kuehniella* e *D. saccharalis*;
- *Trichogramma pretiosum* e *Trichogramma galloi* apresentam menor tempo de desenvolvimento ovo-adulto quando provenientes de *A. Kuehniella* e *D. saccharalis*, respectivamente;
- A porcentagem de emergência das espécies de *Trichogramma* parte de 90% em *A. kuehniella* e de 70% em *D. saccharalis*;
- O número de indivíduos de *Trichogramma* spp. emergidos por ovo é maior quando provenientes de *D. saccharalis* do que quando provenientes de *A. kuehniella*;
- As espécies de *Trichogramma* quando mantidas em ovos de *A. kuehniella* e *D. saccharalis* apresenta uma proporção maior de fêmeas;
- A longevidade das fêmeas de *Trichogramma* spp. quando provenientes de ovos de *A. kuehniella* é menor que as provenientes de *D. saccharalis*.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BERTIN, A.; PAVINATO, V. A. C.; PARRA, J. R. P. Fitness-related changes in laboratory populations of the egg parasitoid *Trichogramma galloi* and the implications of rearing on factitious hosts. **BioControl**, v. 62, n. 4, p. 435-444, 2017.
- BOTELHO, P. S. M. **Tabela de vida ecológica e simulação da fase larval de *Diatraea saccharalis* (Fabricius 1794) (Lepidoptera: Pyralidae)**. 110 f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, SP, 1985.
- BOWEN, W. R.; STERN, V. M. Effect of the temperature on the production of males and sexual mosaics in a uniparenteral race of *Trichogramma semifumatum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 59, n. 4, p. 823-834, 1966.
- BUENO, R. C. O. F.; PARRA, J. R. P.; BUENO, A. F.; HADDAD, M. L. Desempenho de Tricogramatídeos como potenciais agentes de controle de *Pseudoplusia includens* Walker (Lepidoptera: Noctuidae). **Neotropical Entomology**, v. 38, n. 3, p. 389-394, 2009.
- DIAS, N. S.; BROGLIO-MICHELETTI, S. M.; MORAES, N. R. F.; SILVA, S. C.; SANTOS, J. M.; PEIXOTO, D. O. L.; COSTA, V. A. Ocorrência de *Telenomus alecto* Crawford, 1914 (Hymenoptera: Scelionidae) em ovos de *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae) em cana-de-açúcar no estado de Alagoas, Brasil. **Idesia (Arica)**, v. 29, n. 3, p. 95-97, 2011.
- FERREIRA, E.; BARRIGOSI, J. A. F. Orientações para o controle da broca-do-colmo em arroz. Embrapa Arroz e Feijão. **Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, 2002.
- FERREIRA, E.; BARRIGOSI, J. A. F.; SANTOS, A. B. Yield losses by stem borer (*Diatraea saccharalis* Fab. 1794) (Lepidoptera: Pyralidae) in upland rice genotypes. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 34, n. 2, p. 99, 2004.
- FERREIRA, E.; BRESEGHELLO, E. F.; CASTRO, M.; BARRIGOSI, J. A. F. Broca-do-colmo nos agroecossistemas de arroz do Brasil. **Embrapa Arroz e Feijão. Documentos**, 2001.
- FRAGOSO, D. B.; BARRIGOSI, J. A. F.; LACERDA, M. C.; CARDOSO, E. A.; ARCHANGELO, E. R.; SILVA, R. Z. Pragas de grandes culturas- Arroz. In: SILVA, N.M. et al. (Eds.). **Pragas agrícolas e florestais na Amazônia**. Macapá: Embrapa Amapá, p. 269-291, 2016.
- FRITZ, L. L.; HEINRICHS, E. A.; PANDOLFO, M.; SALLES, S. M. Agroecossistemas orizícolas irrigados: inseto- praga, inimigos naturais e manejo integrado. **Oecologia Brasiliensis**, v. 12, n. 4, p. 10, 2008.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BATISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMI, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia Agrícola**. São Paulo: FEALQ, 920p, 2002.

- HASSAN, S. A. M.; GUO, F. Selection of effective strains of egg parasites of the genus *Trichogramma* (Hym. Trichogrammatidae) to control the European corn borer *Ostrinia nubilalis* Hb. (Lep., Pyralidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 111, n. 1-5, p. 335-341, 1991.
- MARTINS, J. D. S.; BARRIGOSI, J. A. F.; OLIVEIRA, J. V.; CUNHA, U. S. Situação do manejo integrado de insetos-praga na cultura do arroz no Brasil. **Embrapa Clima Temperado-Documentos (INFOTECA-E)**, 2009.
- NAVA, D. E.; PINTO, A. S.; SILVA, S. D. A. **Controle biológico da broca da cana-de-açúcar**. 320p, 2009.
- PARRA, J. R. P. Egg parasitoid commercialization in the New World, pp. 373– 378 In: CÔNSOLI, F. L., PARRA, J. R. P., ZUCCHI, R. A., **Egg Parasitoids in Agroecosystems with Emphasis on *Trichogramma***. Springer, Dordrecht, p. 373-388, 2010.
- PARRA, J. R. P., COELHO JR, A.; GEREMIAS, L. D.; BERTIN, A. V.; RAMOS, C. J. **Criação de *Anagasta kuehniella*, em pequena escala, para produção de *Trichogramma***, Piracicaba, Ocasio, 2014.
- PARRA, J. R. P.; LOPES, J. R. S.; SERRA, H. J. P.; SALES, JR. Metodologia de criação de *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) para produção massal de *Trichogramma* spp. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 18, n. 2, p. 403-415, 1989.
- PARRA, J. R. P.; MILANO, P.; CÔNSOLI, F. L.; ZERIO, N. G.; HADDAD, M. L. Efeito da nutrição de adultos e da umidade na fecundidade de *Diatraea saccharalis* (Fabr.) (Lepidoptera: Crambidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**. v. 28, n. 1, p. 49-57, 1999.
- PINTO, A. S.; CANO, M. A. V.; SANTOS, E. M. A broca da cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis*. In: PINTO, A. S. **Controle de pragas da cana-de-açúcar**. Sertãozinho: Biocontrol, 64p. (Boletim Técnico Biocontrol, n.1), 2006a.
- PINTO, A. S.; GARCIA, J. F.; BOTELHO, P. S. Controle biológico de pragas da cana-de-açúcar. In: PINTO A. S., NAVA D. E., ROSSI M. M., MALERBO-SOUZA D. T. **Controle biológico de pragas na prática**. 1. Ed. Barueri, Prol Editora Gráfica, p.287, 2006b.
- QUERINO, R. B.; SILVA, N. N. P.; ZUCCHI, R. A. Parasitismo natural por *Trichogramma* spp. em agroecossistemas do Meio-Norte, Brasil. **Ciência Rural**, v. 46, n. 9, p. 1521-1523, 2016.
- QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R. A. **Guia de identificação de *Trichogramma* para o Brasil**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2011.
- QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R.A. *Trichogramma* na Amazônia - Visão geral e potencialidades. In: SILVA, N. M. et al. (Eds.). **Pragas agrícolas e florestais na Amazônia**. Macapá: Embrapa Amapá, p.597-606, 2016.

SILVA, F. A. S.; AZEVEDO, C. A. V. **The Assistat Software Version 7.7 and its use in the analysis of experimental data.** Afr. J. Agric. Res. Vol. 11(39), pp. 3733-3740, 29 September. DOI: 10.5897/AJAR2016.11522, 2016.

SOUZA, A.; GIUSTOLIN, T.; QUERINO, R. B.; ALVARENGA, C. Natural parasitism of lepidopteran eggs by *Trichogramma* species (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in agricultural crops in Minas Gerais Brazil. **Florida Entomologist**, v. 99, n. 2, p. 221-225, 2016.

STEIN, C. P.; PARRA, J. R. P. Aspectos biológicos de *Trichogramma* sp. em diferentes hospedeiros. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 16, n. 1, p. 163-171, 1987a.

STEIN, C. P.; PARRA, J. R. P. Uso da radiação para inviabilizar ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller, 1879) visando estudos com *Trichogramma* spp. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 16, n. 1, p. 229-231, 1987b.

VALENTE, E. C. N.; BROGLIO, S. M. F.; PASSOS, E. M.; LIMA, A. S. T. Performance of *Trichogramma galloi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on eggs of *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 4, p. 293-300, 2016.

VINSON, S. B. Comportamento de seleção hospedeira de parasitoide de ovos com ênfase na família Trichogrammatidae. In: PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. **Trichogramma e o controle biológico**. Piracicaba: FEALQ, 1997. 324 p.