BIOECOLOGIA DE *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE), PRAGA DO SISTEMA RADICULAR DA SOJA [*Glycine max* (L.) Merrill, 1917].

BRÁULIO SANTOS

Engenheiro Agrônomo

Orientador: Prof. Dr. José Roberto Postali Parra

Dissertação apresentada à Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", da Universidade de São Paulo, para obtenção do título de Mestre em Ciências, Área de Concentração: Entomologia.

P I R A C I C A B A

Estado de São Paulo - Brasil

Setembro de 1992

Ficha catalográfica preparada pela Seção de Livros da
Divisão de Biblioteca e Documentação - PCAP/USP

Santos, Bráulio
S237b Bioecologia de Phyllophaga cuyabana (moser, 1918) (Coleoptera: Scarabaeidae). praga do sistema radicular da soja (Glycine max (L.) Merrill, 1917). Piracicaba, 1992.
111p.

Diss.(Mestre) - ESALQ
Bibliografia

1. COró-da-soja - Bioecologia 2. Soja - Raiz - Praga I. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiróz, Piracicaba

CDD 632.76

BIOECOLOGIA DE *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE), PRAGA DO SISTEMA RADICULAR DA SOJA [*Glycine max* (L.) Merrill, 1917].

Bráulio Santos

Aprovada em: 20/10/1992

Comissão julgadora:

Prof. Dr. José Roberto Postali Parra	ESALQ/USP
Prof. Dr. Paulo Sérgio Machado Botelho	UFSCar
Dr. José Roberto Salvadori	EMBRAPA/CNPT

Prof. Dr. José Roberto Postali Parra

Orientador

À **SILVANA**,

pelo carinho, dedicação e estímulo;

Aos meus pais, **AGRICOLA E GERALDO**,

que nunca mediram esforços para proporcionar a melhor formação para mim,

DEDICO.

AGRADECIMENTOS

Ao Dr. José Roberto Postali Parra, Professor Associado do Departamento de Entomologia da ESALQ/USP, pela excelente orientação e constante estímulo na execução deste trabalho;

Aos professores do Departamento de Entomologia da ESALQ/USP, pelos ensinamentos recebidos. Ao prof. Dr. Roberto Antonio Zucchi pela colaboração no envio dos insetos para identificação;

À Organização das Cooperativas do Estado do Paraná (OCEPAR), pela oportunidade de realização do Curso de Pós-graduação e à CAPES pela concessão de bolsa de estudo durante o curso;

Ao Engº Agrº Ivo Marcos Carraro, diretor do Programa de Pesquisa da OCEPAR, pelo insentivo e colaboração para a realização deste curso;

À Cooperativa Agropecuária Mourãoense (COAMO), entreposto de Boa Esperança, Paraná, pela valiosa colaboração nos trabalhos de campo;

Ao Engº Agrº Cláudio Nachi, funcionário do quadro técnico da COAMO de Boa Esperança, Paraná, e ao Técnico agrícola Romildo Donizete da Silva, do Setor de Entomologia da OCEPAR, pelo inestimável esforço e colaboração na execução dos trabalhos de campo;

À Engª Agrª Lenita Jacob de Oliveira, entomologista da EMBRAPA/CNPSO., pela colaboração durante a realização desta pesquisa;

À profa. Dra. Maria José Ap. Hebling-Beraldo, do Depto. de Zoologia do Instituto de Biociências da UNESP de Rio Claro, São Paulo, pela valiosa colaboração para realização desta pesquisa;

À profa. Dra. Marisa Ap. Regitano dÀrce, do Departamento de Ciência e Tecnologia Agroindustrial da ESALQ/USP, pela valiosa colaboração;

Ao Dr. Miguel Angel Morón, pesquisador do Instituto de Ecologia do México, pela identificação da espécie *Phyllophaga cuyabana* (Coleoptera: Scarabaeidae) utilizado nesta pesquisa;

Às bibliotecárias Kátia M.P. de Andrade e Eliana M.G. Sabino, pela revisão das referências bibliográficas;

Ao funcionário do Depto. de Entomologia da ESALQ/USP, Heraldo Negri de Oliveira pelo trabalho fotográfico;

Aos colegas do curso de Pós-graduação em Entomologia, pelo companheirismo e amizade.

ÍNDICE

Página

LISTA DE TABELAS ix

LISTA DE FIGURAS xiii

RESUMO xvi

SUMMARY xix

1. INTRODUÇÃO 01

2. REVISÃO DE LITERATURA 03

2.1. Aspectos taxonômicos 05

2.2. Aspectos bioecológicos do gênero *Phyllophaga* 06

2.3. Diapausa larval no gênero *Phyllophaga* 12

2.4. Técnicas de criação 12

2.5. Amostragens 13

2.6 Danos causados na soja 15

2.7 Alternativas de controle 16

3. MATERIAL E MÉTODOS 18

3.1. Campo experimental 19

3.2. Criação estoque 24

3.3. Estudos em campo 24

3.3.1. Dinâmica populacional de *P. cuyabana* e sua distribuição no solo 24

3.3.2. Determinação do número de instares de *P. cuyabana* 27

3.4. Estudos em laboratório 27

3.4.1. Diapausa larval 27

3.4.1.1. Teor de lipídeos totais 28

3.4.1.2. Metabolismo respiratório 29

3.4.2. Fase de pupa de *P. cuyabana* 31

3.4.2.1. Efeito da umidade do solo sobre a duração e viabilidade da fase pupal 31

3.4.3. Fase adulta de *P. cuyabana* 32

3.4.3.1. Aspectos biológicos..... 32

3.4.3.2. Aspectos do comportamento de *P. cuyabana* 36

3.4.3.2.1. Efeito de luzes de diferentes comprimentos de onda na atração dos adultos..... 36

3.4.3.2.2. Influência do fotoperíodo na atividade de vôo 38

3.4.4. Fase de ovo de *P. cuyabana* 39

3.4.4.1. Efeito da temperatura do solo sobre a viabilidade e duração ... 39

3.4.4.2. Efeito da umidade do solo sobre a viabilidade e duração ... 41

3.4.4.3. Absorção de água pelo ovo du-

rante o período embrionário..... 42

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO 43

4.1. Estudos em campo 43

4.1.1. Dinâmica populacional de *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) e sua localização no solo 43

4.1.1.1. Fase larval 43

4.1.1.2. Fase de pupa 53

4.1.1.3. Fase adulta 53

4.1.1.3.1. Atividade de vôo e comportamento de cópula 55

4.1.1.4. Fase de ovo 58

4.1.2. Determinação do número de ínstares de *P. cuyabana* 59

4.2. Estudos em laboratório 64

4.2.1. Diapausa larval de *P. cuyabana* 64

4.2.2. Efeito da umidade do solo na duração e viabilidade da fase pupal de *P. cuyabana* 68

4.2.3. Fase adulta de *P. cuyabana* 70

4.2.3.1. Período de maturação sexual... 70

4.2.3.2. Período de pré-oviposição 70

4.2.3.3. Período de oviposição e capacidade de postura 71

4.2.3.4. Acasalamento 74

4.2.3.5. Longevidade 75

4.2.3.6. Atração de *P. cuyabana* por luzes de diferentes comprimentos de onda 78

4.2.3.7. Efeito do fotoperíodo sobre o comportamento de vôo de *P. cuyabana* 83

4.2.4. Fase de ovo de *P. cuyabana* 85

4.2.4.1. Período de incubação e viabilidade em diferentes temperaturas do solo 85

4.2.4.2. Determinação das exigências térmicas 87

4.2.4.3. Período de incubação e viabilidade sob diferentes umidades do solo 89

4.2.4.4. Absorção de água pelo ovo durante o período embrionário 91

4.3. Considerações gerais 92

5. CONCLUSÕES 96

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS 99

LISTA DE TABELAS

TABELA Nº		Página
01	Análise granulométrica de um Latossolo Roxo Álico A coletado no campo experimental. Boa Esperança, Paraná, 1991	20
02	Análise química de um latossolo Roxo Álico A coletado no campo experimental. Boa Esperança, Paraná, 1991	20
03	Retenção de água (MPa) em um Latossolo Roxo Álico A. Boa Esperança, Paraná, 1991 ..	21
04	Número médio de larvas de *P. cuyabana*/ amostra[1], em diferentes profundidades do solo. Boa Esperança, Paraná, 1990/91	47
05	Temperatura média mensal de diferentes camadas do solo. Boa Esperança, Paraná,1990/91	48
06	Umidade média mensal de diferentes camadas do solo. Boa Esperança, Paraná, 1990/91 ..	49
07	Densidade populacional média/ amostra* das	

diferentes fases de *P. cuyabana* no campo. Boa Esperança, Paraná, 1990/91 50

08 Densidade populacional e profundidade de postura de *P. cuyabana*. Boa Esperança, Paraná, novembro de 1991 59

09 Largura média da cápsula cefálica dos instares larvais de *P. cuyabana* obtidas no campo 61

10 Número de câmaras observadas, profundidade média, dimensões das câmaras e percentual da população de *P. cuyabana* em diapausa nos meses de maio a setembro. Boa Esperança, Paraná, 1991 66

11 Duração (dias) e viabilidade (%) da fase pupal de *P. cuyabana* em diferentes níveis de umidade de um Latossolo Roxo Álico A. Temperatura 25°C, escotofase: 24 horas ... 69

12 Período médio de maturação sexual e de pré-oviposição de *P. cuyabana* em um Latossolo Roxo Álico A. Temperatura 25°C, umidade do

solo 30% 71

13 Número médio de ovos por fêmea de *P. cuyabana*, em um Latossolo Roxo Álico A. Temperatura 25°C, umidade do solo 30% 73

14 Número médio de acasalamentos e tempo de duração da cópula de *P. cuyabana*, em casa-de-vegetação. Temperatura 25 ± 2°C 75

15 Número de dias de vôo e longevidade de *P. cuyabana* em casa-de-vegetação. Temperatura 25 ± 2°C, umidade do solo 30 ± 2% 77

16 Número médio (%) de fêmeas, casais e machos de *P. cuyabana* atraídos por lâmpadas de diferentes comprimentos de ondas. Temperatura 25°C, U.R. 60 ± 10% 79

17 Influência do horário na porcentagem de atração de machos, fêmeas e casais de *P. cuyabana*, por lâmpada de cor amarela. Temperatura 25 ± 1°C, U.R. 60 ± 10% 82

18 Efeito do fotoperíodo (escotofase:fotofa-

se) sobre as atividades de vôo de *P. cuyabana*. Temperatura 25°C, U.R. 60 ± 10%. 84

19 Período médio de incubação (dias) e viabilidade de ovos (%) de *P. cuyabana*, sob diferentes temperaturas de um Latossolo Roxo Álico A. Umidade do solo 30% 86

20 Temperatura base (tb), constante térmica (K), equação da velocidade de desenvolvimento (1/D) e coeficiente de determinação (R^2) para a fase de ovo de *P. cuyabana* ... 87

21 Período médio de incubação (dias) e viabilidade de ovos (%) de *P. cuyabana* em diferentes níveis de umidade de um Latossolo Roxo Álico A. Temperatura do solo 25°C ... 90

LISTA DE FIGURAS

FIGURA Nº Página

01 Curva de compactaçao de um Latossolo Roxo Álico A, submetido ao plantio direto, em duas épocas de amostragens (julho e dezembro/1991). Densidade do solo acima de 1.2 g/cm³, entre 10 e 20 cm, indicam a compactação. Boa Esperança, Paraná, 1991 22

02 Distribuição do volume dos constituintes do solo submetido ao plantio direto, em duas épocas de amostragens (julho e dezembro/1991). A redução da porcentagem de macroporos entre 10 e 20 cm indica uma camada de compactação. Boa Esperança, Paraná, 1991 23

03 Recipiente utilizado para estudar a fase de pupa. A abertura central no solo, corresponde à câmara pupal 33

04 Flutuação populacional da fase larval de *P. cuyabana* em diferentes profundidades do solo. Boa Esperança,Paraná,dez/1990 a dez/91. 51

05 Ciclo biológico (adulto - adulto) anual e densidade populacional de *P. cuyabana* no campo. Boa Esperança, Paraná, dez/1990 a dez/1991) 52

06 Curva de distribuição de freqüências de larguras de cápsulas cefálicas de *P. cuyabana*, coletadas no campo. As setas indicam os ínstares 62

07 Porcentagem de lipídeos totais (A) e metabolismo respiratório (B) de larvas de terceiro instar de *P. cuyabana*, antes e durante a diapausa 66

08 Câmara formada no solo pela larva de terceiro instar de *P. cuyabana* para entrar em diapausa (o inseto aí permanece até a emergência) 67

09 Ritmo de postura de *P. cuyabana* 73

10 Sobrevivência de machos(A) e fêmeas (B) de *P. cuyabana*, criados em solo cultivado com soja. Valores observados e estimados pela

equação de Weibull.Temperatura 25±2°C, fotoperíodo natural, novembro-dezembro/1991. 76

11 Percentual de adultos de *P. cuyabana* atraídos por lâmpadas de diferentes comprimentos de ondas. Temperatura 25°C, U.R. 60 ± 10% 81

12 Efeito do horário sobre a captura de *P. cuyabana*, por lâmpada de cor amarela. Temperatura 25°C, U.R. 60 ± 10% 83

13 Tempo e velocidade de desenvolvimento da fase de ovo de *P. cuyabana*, em função da temperatura 88

14 Aumento de peso dos ovos de *P. cuyabana* durante o período de incubação. Temperatura 25°C, U.R. 100% 92

15 Representação esquemática do ciclo anual de *P. cuyabana* no solo e sua associação com a cultura agrícola predominante. Boa Esperança, Paraná, 1990/91 95

BIOECOLOGIA DE *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE), PRAGA DO SISTEMA RADICULAR DA SOJA [*Glycine max* (L.) Merrill, 1917].

Autor: Bráulio Santos

Orientador: Prof. Dr. José Roberto Postali Parra

RESUMO

Foram realizados estudos bioecológicos com *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) (Coleoptera: Scarabaeidae), objetivando definir o seu ciclo biológico durante o ano e fornecer informações para o seu manejo e/ou controle na cultura da soja. Os estudos foram realizados no campo, em Latossolo Roxo Álico A (Rhodic Hapludox), em Boa Esperança, região Oeste do Paraná e em laboratório, no Departamento de Entomologia da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (ESALQ), da Universidade de São Paulo (USP), no período compreendido entre dezembro de 1990 a dezembro de 1991.

No campo, determinou-se que *P. cuyabana* teve uma geração durante o ano de 1991 (ciclo univoltino). Os ovos foram colocados predominantemente até 10 cm de

profundidade nos meses de novembro e início de dezembro. A fase larval, com três ínstares, ocorreu desde novembro até setembro e pôde ser dividida em dois períodos: fase ativa, marcada pelos danos econômicos causados, com a população vivendo na região de maior concentração de raízes da soja, que serviram como alimento e a fase de diapausa, que ocorreu no terceiro instar, no período de maio a setembro, sendo caracterizada pelo acúmulo de lipídeos, menor metabolismo respiratório e a população vivendo em câmaras individuais em maiores profundidades no solo. Nestas câmaras os insetos viveram também durante a fase de pupa e o período teneral, nos meses de setembro e outubro. As revoadas ocorreram no mês de novembro, sempre no crepúsculo e início da noite, terminando até às 24:00 horas.

Em laboratório, o período de incubação foi afetado pela temperatura e decresceu com a elevação térmica. As exigências térmicas da fase de ovo foram de 195,9 graus dias e a temperatura base foi de 13,1°C. A umidade do solo entre 28,5 e 33,0% não alterou significativamente o período de incubação, porém em condições extremas de seca e umidade (23,4 e 43,2%, respectivamente) houve 100% de mortalidade. Durante o período embrionário houve absorção de água, e os ovos tiveram o peso e tamanho aumentados. A duração do período pupal foi afetada pela umidade, sendo mais curta no solo

com maior umidade (38,7%). Em gaiolas, o período de revoada durou 12 dias. A capacidade de postura foi de 8,8 ovos por fêmea, colocados principalmente até o quinto dia. Os adultos foram mais atraídos pela luz amarela, sendo que o período de maior atração ocorreu no horário das 19:00 às 21:00 horas. A luz afetou o comportamento dos insetos, inibindo a sua saída do solo.

BIOECOLOGY OF *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) Coleoptera: Scarabaeidae), PEST OF SOYBEAN [*Glycine max* (L.) Merrill, 1917] ROOT SYSTEM.

Author : Bráulio Santos

Adviser: Prof. Dr. José Roberto Postali Parra

SUMMARY

Bioecological studies with *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) were undertaken with the purpose of defining its biological cycle during the year and providing information for the management and/or control of this insect in soybean crops. The studies were conducted in the field, in Rhodic Hapludox soil, in Boa Esperança, western Paraná, and in the laboratory in the Department of Entomology of Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (ESALQ) of the University of São Paulo (USP), in the period from December 1990 to December 1991.

In the field it was determined that *P. cuyabana* had one generation during the year. The eggs were predominantly laid to a depth of 10 cm, in the months of November and early December. The larval phase, with three

instars, occurred from November to September and could be divided into two periods: a- the active phase, marked by the economic damages caused, with the population living in the region of the highest soybean root concentration, which served as their food, and b- the diapause phase, which occurred in the third instar, in the period from May to September and which was characterized by the accumulation of lipids, lower respiratory metabolism, and the population living in individual chambers, deeper in the soil. The insects also lived in these chambers in the pupal phase and the teneral period, in the months of September and October. Flights occurred in the months of November always at dusk and early night, and ended by midnight.

In the laboratory the incubation period was affected by temperature, decreasing with higher temperatures. The thermal requirements of the egg phase were 195.9 degrees day and the threshold temperature was 13.1°C. Soil humidity between 28,5 and 33,0% did not significantly alter the incubation period, however in extreme drought and humidity conditions (23.4 and 43.2%, respectively) mortality was 100%. During the embrionary period there was water absorption and the eggs gained weight and increased in size. The duration of the pupal period was affected by humidity, being shorter with higher humidity (38.7%). In cages, the flight period lasted 12

days. Egg-laying capacity was 8.8 eggs per female, and eggs were laid mainly up to the 5th day. Adults were more attracted by yellow light, and the greatest attraction occurred from 7:00 p.m. to 9:00 p.m. Light affected insect behavior, inhibiting their coming out to soil surface.

1. INTRODUÇÃO

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill, 1917] no Brasil é atacada por várias espécies de insetos que podem causar sérios prejuízos econômicos (GAZZONI, 1983). Os métodos alternativos de controle têm sido bastante utilizados nesta cultura, integrados em excelentes programas de manejo de pragas, que incluem, principalmente, métodos biológicos (MOSCARDI, 1983 e CORRÊA-FERREIRA, 1986). Assim como em outras culturas agrícolas, estes avanços ocorreram para controle de pragas da parte aérea, havendo poucos estudos para insetos da parte subterrânea (GASSEN, 1989).

O controle efetivo dos insetos rizófagos é dificultado, pois o solo onde eles vivem também deve ser levado em consideração. Desta forma, além do aspecto entomológico, um interrelacionamento cultura-solo-inseto deve ser analisado para o seu controle.

Vários insetos de solo que não eram considerados pragas, vêm aumentando de importância nos últimos anos, provavelmente devido às mudanças de técnicas de cultivo da soja. Assim, *Sternechus subsignatus* Boheman,

1836, tornou-se recentemente praga séria em áreas tradicionais de cultivo de soja no Sul do Brasil (HOFFMANN-CAMPO, 1989); *Myochrous armatus* Baly, 1865 tem causado danos significativos no Mato Grosso do Sul (ROEL & DEGRANDE, 1986) e no Paraná, uma espécie de Scarabaeidae vêm aumentando sua área de ocorrência, com ataques que chegam a destruir completamente algumas lavouras (NACHI, 1989). Recentemente esta praga foi identificada como *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918).

O presente trabalho tem por objetivo estudar a bioecologia de *P. cuyabana* (Coleoptera: Scarabaeidae), baseando-se em pesquisas de campo (biologia, dinâmica populacional e comportamento) e de laboratório (biologia, diapausa, comportamento e efeito da temperatura e fotoperíodo no seu desenvolvimento). Pretende-se assim definir o seu ciclo biológico durante o ano e fornecer informações para o seu manejo e/ou controle, desde que este inseto vem se constituindo em sério problema para o cultivo da soja em sistema de plantio direto e convencional na região Oeste do Estado do Paraná.

2. REVISÃO DE LITERATURA

O gênero *Phyllophaga* foi proposto por Harris em 1827, para agrupar algumas espécies neárticas até então incluídas no gênero *Melolontha* Fabricius, 1775. Entretanto, por não ter sido feita a definição genérica, outros autores ignoraram este nome considerando-o "nomen nudum". Em 1916, R.D. Glasgow revalidou o nome *Phyllophaga* baseando-se no princípio da prioridade e argumentando que Harris havia relacionado este nome com uma série de espécies válidas. Esta argumentação não foi aceita de imediato, sobretudo por autores europeus (MORÓN, 1986).

A partir de 1935, com a publicação de novos trabalhos, chaves de classificação e catálogos, além dos estudos das formas larvais desenvolvidos por diversos autores (RITCHER, 1966), obtiveram-se importantes

informações para estabelecer possíveis relações inter e intraespecíficas das espécies deste gênero. Desta forma, a validade do nome *Phyllophaga*, foi definitivamente aceita (LUGINBILL & PAINTER, 1953; BLACKWELDER, 1957; PETERSON, 1960; RITCHER, 1966 e MORÓN, 1986).

PIKE et alii (1976) fizeram uma compilação bibliográfica sobre a literatura mundial (de 1775 a 1975) do gênero *Phyllophaga*, na qual reuniram 680 trabalhos e puderam demonstrar a diversidade de publicações que abordam este complexo grupo de insetos. Esta revisão mostrou que a literatura existente refere-se às espécies neárticas, sendo raros os trabalhos publicados sobre as espécies de *Phyllophaga* da América do Sul.

No Brasil, os entomologistas que venham a desenvolver pesquisas científicas com espécies deste gênero e outros escarabeídeos certamente terão como primeiro problema a taxonomia. Segundo COSTA et alii (1988) os estudos sobre coleopteros da região Neotropical são ainda incipientes.

De acordo com Morón[1] para uma identificação correta das espécies de melolontíneos neotropicais, são necessárias revisões monográficas atualizadas de quase toda a fauna de Scarabaeoidea da América Central e do Sul, desde

---

[1] MORÓN, M.A. (Instituto de Ecologia, A.C., Veracruz, México) Correspondência pessoal, 1992.

que são poucos os trabalhos recentes, com chaves e análises das genitálias para vários gêneros.

A espécie *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) (Coleoptera, Scarabaeidae) é nativa do Brasil e foi coletada originalmente em Cuyaba (MOSER, 1918). Na literatura científica não consta nenhuma informação sobre a sua biologia e comportamento, mesmo porque sua importância como praga na agricultura brasileira é recente.

2.1. Aspectos taxonômicos

O gênero *Phyllophaga* pertence a superfamília Scarabaeoidea e é geralmente incluído na família Scarabaeidae, subfamília Melolonthinae (LUGINBILL & PAINTER, 1953; PETERSON, 1960; PIKE et alii, 1976; GORDON & ANDERSON, 1981). As pesquisas atuais baseadas em novas recompilações bibliográficas e estudos morfológicos de caracteres mais seguros para a taxonomia, têm levado alguns autores a considerarem a família Melolonthidae (MORÓN, 1986).

No Brasil, tem-se dado preferência à utilização da família Scarabaeidae (COSTA et alii, 1988).

As sinonímias de *Phyllophaga* foram listadas por BLACKWELDER (1957): *Ancylonycha* Blanchard, 1845;

Lachnosterna Hope, 1837; *Stenothorax* Harris, 1826; *Eugastra* LeConte, 1856; *Endrosa* Le Conte, 1856; *Gynnis* Le Conte, 1856.

A taxonomia das larvas, quando possível, é realizada utilizando-se indivíduos do terceiro instar e baseia-se em características das mandíbulas e rástér (SANDERSON, 1958; PETERSON, 1960; RITCHER, 1966 e ROSANDER & WERNER, 1970). A identificação de adultos é baseada na genitália, principalmente do macho (LUGINBILL & PAINTER, 1953; CHALUMEAU & GRUNER, 1976; GORDON & ANDERSON, 1981).

2.2. Aspectos bioecológicos do gênero *Phyllophaga*

Os insetos deste gênero são holometabólicos, apresentando todas as fases de desenvolvimento (ovo, larva com três instares, pré-pupa, pupa e adulto) no solo (MORÓN, 1986).

A duração do ciclo biológico das espécies de *Phyllophaga* é influenciada pela temperatura e umidade. Nas regiões temperadas da América do Norte as espécies *Phyllophaga anxia* (LeConte, 1850); *Phyllophaga hirticula* (Knoch, 1801) e *Phyllophaga fusca* (Froelich, 1792) têm uma geração a cada três anos, enquanto que no Texas (EUA) a

espécie *Phyllophaga aequalis* (LeConte, 1854) apresenta ciclo anual (RITCHER, 1958). Em regiões secas da América Central este ciclo é de dois anos para *Phyllophaga elenans* (Saylor, 1838), sendo anual nas áreas úmidas para *Phyllophaga menetriese* (Blanchard, 1853) (KING, 1985). No México, *Phyllophaga tristis* (Fabricius, 1781) completa o ciclo biológico em 6 meses embora apresente apenas um geração por ano (MORÓN, 1986).

O local de postura para insetos deste gênero é influenciado por fatores químicos e físicos do solo e por práticas agronômicas. REINHARD (1940); HAMMOND (1948); POLIVKA, (1960); GAYLOR & FRANKIE, (1979) e KING, (1985) demonstraram que a oviposição pode ser inibida ou estimulada em função da temperatura, umidade, textura, pH, nível de compactação e cobertura vegetal do solo.

De um modo geral, os ovos das espécies do gênero *Phyllophaga* são colocados individualizados no solo, em profundidades variáveis de 2,5 a 15 cm (KING, 1984; FORSCHLER & GARDNER, 1990).

O número de ovos colocado por fêmea normalmente é muito baixo em todas as espécies. REINHARD (1940) observou em laboratório, a 26,7° C, uma média de postura de 59,3 ovos para *Phyllophaga lanceolata* (Saylor, 1825) e 53,0 para *Phyllophaga crinita* (Burmeister, 1855). Em Costa Rica, KING (1985) estudou o efeito da cobertura

vegetal de *Setaria* sp. sobre a oviposição de *P. menetriese*, registrando a média de 6,8 ovos nesta condição e de apenas 2,5 ovos por fêmea no solo sem cultivo.

De acordo com os resultados obtidos por REINHARD (1940) o período de incubação é variável com a espécie. Este autor registrou 19,3 e 12,7 dias de incubação para *P. lanceolata* e *P. crinita*, respectivamente, em temperatura de 26,7° C.

Geralmente as larvas de *Phyllophaga*, nos primeiros dias após a eclosão alimentam-se de matéria orgânica e raízes novas (KING, 1984). A partir da metade do primeiro ínstar iniciam o consumo de raízes, aumentando em média, 10 a 15 vezes o seu peso inicial. Durante o segundo e terceiro ínstar o incremento de peso, desde o início até o final do estádio, é de 5 a 7 e de 6 a 8 vezes, respectivamente (MORÓN, 1986).

A duração da fase larval é variável com o ciclo biológico (1 a 3 anos) da espécie. No Texas, EUA, REINHARD (1940) em estudos com *P. lanceolata*, espécie anual,registrou 51 dias para o primeiro e segundo ínstares. O terceiro ínstar teve a duração de 180 a 240 dias. No Canadá, LIM et alii (1981) em estudos com *P. anxia*, espécie com ciclo de três anos, observaram que o primeiro ínstar durou cerca de 2 meses, o segundo 11 e o terceiro em torno de 14 meses.

As larvas de *Phyllophaga* deslocam-se no perfil do solo em movimentos verticais e horizontais, influenciadas principalmente pela temperatura, umidade do solo, disponibilidade de alimentos e ciclo biológico, que agem de forma isolada ou combinada (McCOLLOCH et alii, 1928; IVES & WARREN, 1965; FORSCHLER & GARDNER, 1990). Este comportamento é importante, pois ele pode interferir diretamente nos métodos de controle da praga. De acordo com LIM et alii (1980) e BUENO et alii (1988) as larvas podem ser encontradas no solo entre 0 a 112 cm. As maiores profundidades são as "escolhidas" para o inseto entrar em diapausa.

O desenvolvimento da fase pupal de *Phyllophaga* se dá nas câmaras construídas pelas larvas de terceiro instar, em diferentes profundidades no solo (KING, 1984). Na Costa Rica, este autor registrou, no laboratório, uma duração de 34,4 dias a 23 ± 1,5°C para a fase pupal de *P. menetriese*. No México, de acordo com MORÓN (1986), a duração desta fase é de 30 a 45 dias, no outono, para *P. tristis* ou na primavera, para *P. lanceolata*.

Após a emergência, os adultos permanecem nas câmaras por um período que é variável com a espécie e as condições climáticas (LIM et alii, 1981; KING, 1984), ocorrendo aí a maturação sexual (MORÓN, 1986). Em Guadeloupe, GRUNER (1973) observou que a duração deste

período para *Phyllophaga pleei* (Blanchard, 1850) foi influenciada pela temperatura e umidade do solo. O autor registrou em solo com 30% de umidade, que nas temperaturas de 19, 24 e 29°C a maturação sexual ocorreu em 28,0; 23,5 e 15,4 dias, respectivamente. De maneira inversa, o aumeno da umidade do solo de 15 para 30%, em temperatura de 24°C, proporcionou a diminuição deste período de 23,5 para 17,1 dias, respectivamente.

Com as primeiras chuvas da primavera, os adultos respondem aos estímulos do ambiente e iniciam o período de revoadas, reprodução e alimentação (GRUNER, 1973; GAYLOR & FRANKIE, 1979; POTTER, 1981).

No Canadá, GUPPY (1982) estudou o efeito da intensidade luminosa e da temperatura sobre a atividade noturna dos adultos de *P. fusca* e *P. anxia* e observou que o fenômeno ocorreu diariamente com o final da luz do dia, aparentemente em resposta a rítmos endógenos acionados pela baixa luminosidade, desde que os adultos iniciavam a saída do solo com o decréscimo da luz de 96,9 lúmenes até 1,0 lux. Para este autor, a resposta dos insetos a este grande intervalo de variação deve estar relacionada com outros fatores, além da luz. Com relação à temperatura, o autor observou que as atividades de vôo sofreram maior influência das condições térmicas do solo do que as do ar, registrando-se que os insetos saíram do solo apenas com

temperaturas superiores a 10°C. Em laboratório o vôo foi interrompido fornecendo-se luz artificial.

Diversos autores trabalharam com coleta de adultos de *Phyllophaga* utilizando armadilhas luminosas providas de lâmpadas modelo F15T8 (ultra-violeta). Assim, GRUNER (1973) registrou que os picos de revoadas de *P. pleei* em Guadeloupe, ocorreram nos meses de abril e maio de 1970 a 1973. MORÓN (1986) usou este equipamento para coletas de adultos em estudos sobre a diversidade de espécies de *Phyllophaga* do México, utilizando também lâmpada incandescente amarela. No trabalho o autor não mencionou as espécies coletadas, referindo-se apenas ao gênero *Phyllophaga*.

STONE (1986) estudou o horário de coleta de *P. crinita* utilizando armadilha luminosa, e constatou que 55,4 % dos adultos foram coletados até 21:00 h; 13,5 % das 21:00 às 21:30 h; 6,9 % das 21:30 às 22:00 e 6% das 22:00 às 22:30h. Os demais insetos foram coletados até o final da madrugada.

TEETES et alii (1976) em levantamentos populacionais de *P. crinita* observaram que os machos representaram 90 % dos indivíduos coletados em armadilhas luminosas. Este resultado pode ser explicado pelas observações de KING (1984) de que durante o vôo os machos são mais ativos e percorrem maiores distâncias, enquanto as

fêmeas realizam vôos curtos, saindo na superfície do solo e pousando direto nas plantas, aí permanecendo até que ocorra o acasalamento.

2.3. Diapausa larval no gênero *Phyllophaga*

A diapausa larval constitui-se em importante mecanismo para sincronização do ciclo de vida dos escarabeídeos (FUJIYAMA, 1983).

Em *Phyllophaga* diversos autores referiram-se à diapausa como um mecanismo para sobreviver às baixas temperaturas e umidades do solo por ocasião do inverno (McCOLLOCH et alii, 1928; REINHARD, 1940; LIM et alii 1980; KING, 1984). Entretanto, a natureza deste fenômeno nos insetos que vivem no solo é muito pouco compreendida (FUJIYAMA, 1983).

Os parâmetros biológicos que normalmente podem caracterizar os insetos em diapausa, como o nível de alimentação, metabolismo respiratório, níveis de enzimas oxidativas, conteúdo de água do corpo e acúmulo de reservas energéticas (PARRA, 1979; TAUBER et alii, 1986) praticamente não são estudados neste grupo de insetos.

2.4. Técnicas de criação

São escassos os trabalhos na literatura que abordam técnicas de criação de *Phyllophaga*. Basicamente tem-se criado a fase larval utilizando-se caixas com solo cultivado principalmente com gramíneas (REINHARD, 1940; LIM et alii, 1980).

KING (1985) obteve ovos em laboratório criando os adultos de *Phyllophaga vicina* (Moser, 1918) em cilindros de 15 cm de diâmetro e 25 cm de altura, contendo solo úmido na base. Para alimentação dos adultos, dentro dos cilindros, foram colocadas folhas da leguminosa *Erythrina poeppigiana* (Walpers) Cook, 1901, sendo o solo trocado a cada 1 ou 2 dias e os ovos contados.

2.5. Amostragens

Um dos problemas enfrentado no estudo de insetos de hábito subterrâneo está relacionado com as amostragens, devido principalmente à barreira física que é imposta pelo solo.

De acordo com WALKER (1983) as amostragens de insetos subterrâneos podem ser feitas através de escavação ou utilização de um amostrador apropriado para coleta de solo, desde que se possa manter uma padronização para que os volumes extraídos sejam constantes nos

diferentes pontos. Segundo EASTMAN (1980) para se definir o tamanho e profundidade da unidade amostral, deve-se sempre levar em consideração a espécie do inseto e a sua densidade populacional.

A biologia de campo e dinâmica populacional de várias espécies de *Phyllophaga* foram estudadas nos EUA e Canadá por IVES & WARREN (1965); GUPPY & HARCOURT (1973); LIM et alii (1980) e LIM et alii (1982) que utilizaram amostras correspondentes a 0,09 m^2 e 30 cm de profundidade.

TEETES et alii (1976) estudaram a distribuição espacial e a biologia de *P. crinita* em lavoura de sorgo nos EUA, coletando 100 amostras por hectare. Para este fim tomaram como unidade amostral um quadrado de 30 cm^2, com 25 a 30 cm de profundidade.

KING (1985) utilizou como unidade amostral um quadrado de 50 cm de lado e 25 cm de profundidade em estudos sobre a densidade populacional e comportamento de *P. menetriese* em área de pousio.

WALKER (1983) descreveu dois métodos para a extração dos insetos da amostra do solo. Um método a seco, onde a amostra devidamente protegida, para não haver escape de indivíduos, é aquecida por uma lâmpada elétrica e os insetos são capturados em um coletor colocado abaixo da amostra. Outro método consiste na coleta dos insetos pela lavagem e peneiragem da amostra. Neste caso, para

facilitar a coleta, pode-se adicionar à água alguns agentes que promovem a flutuação dos insetos, como o sulfato de magnésio.

2.6. Danos causados na soja

A ocorrência de danos econômicos em soja foi relatada inicialmente nos EUA por Bigger[2] citado por EASTMAN (1980). Este autor constatou ataques de *Phyllophaga rugosa* (Melsheimer, 1846) em "reboleiras" dentro das lavouras. Os prejuízos foram maiores no sistema de rotação milho dois anos/ soja dois anos.

TURNIPSEED & KOGAN (1976) em uma revisão sobre entomologia da soja referiram-se a *Phyllophaga* spp. como praga ocasional em diversas partes do mundo.

No Tennessee (EUA), LENTZ (1985) relatou a ocorrência de *Phyllophaga congrua* (LeConte, 1856) e *Phyllophaga implicita* (Horn, 1887) atacando soja cultivada em monocultura. Segundo este autor estas pragas normalmente ocorrem quando o cultivo desta leguminosa é feito em sucessão ao milho.

No Brasil, desde 1985/86 vem aumentando a

---

[2]BIGGER, J.H. Biology and control of *Phyllophaga rugosa* on soybeans. **Proceedings North Cent. Branch Entomological Society of America.** 8: 29-30, 1953.

área de incidência e os danos causados à soja por larvas de uma espécie de escarabeídeo na região Oeste do Paraná. Na safra agrícola de 1988/89, ocorreram grandes prejuízos em diversas lavouras, tendo sido registrado perda total em algumas áreas (NACHI, 1989). Esta espécie tem ocorrido indistintamente em áreas de plantio direto e convencional, e os danos são mais pronunciados na soja plantada mais tarde. De acordo com OLIVEIRA & HOFFMANN-CAMPO (1992) os danos podem também atingir lavouras de trigo plantadas mais cedo (final de março).

2.7. Alternativas de controle

OLIVEIRA et alii (1991) avaliaram o efeito de diferentes sistemas de preparo do solo sobre a população de *P. cuyabana*. Testaram o efeito do plantio direto, grade aradora e niveladora, escarificador e arado de disco e aiveca. Em outro ensaio, utilizaram os mesmos implementos e acrescentaram os inseticidas clorpirifós etílico CE (480 g i.a./ha.), carbaril SC (800g i.a./ha) e ciflutrina CE (15g i.a./ha). Dentre os tratamentos, os melhores resultados foram obtidos através da aração com implemento de disco e aiveca, com 80 e 47 % de controle, respectivamente. Nenhum dos inseticidas utilizados aumentou a eficiência dos

tratamentos.

De acordo com OLIVEIRA et alii (1991) e OLIVEIRA & AMARAL (1992) a utilização do controle químico para combater as formas larvais de *P. cuyabana*, em soja, até o momento, não tem apresentado resultados satisfatórios.

Algumas alternativas para o manejo de *P. cuyabana* através de práticas culturais foram estudadas por HOFFMANN-CAMPO et alii (1991) e OLIVEIRA & HOFFMANN-CAMPO (1991). Os resultados preliminares indicaram que o plantio precoce realizado no terceiro decêndio de outubro, pode reduzir os níveis de danos na soja.

3. MATERIAL E MÉTODOS

A presente pesquisa foi conduzida no período compreendido entre dezembro de 1990 e dezembro de 1991.

Os estudos sobre dinâmica populacional e biologia de campo de *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) (Coleoptera: Scarabaeidae) foram realizados no município de Boa Esperança, Paraná, latitude 24° Sul e longitude 53° Oeste, em uma área plantada com soja cultivar OCEPAR-9, em sistema de plantio direto nas safras agrícolas de 1990/91 e 1991/92. Na safra de inverno de 1991 foi plantado trigo cultivar ANAHUAC, também em sistema de plantio direto.

As demais etapas do trabalho foram realizadas no laboratório de Biologia de Insetos do Departamento de Entomologia da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (ESALQ) da Universidade de São Paulo (USP), em Piracicaba, São Paulo.

3.1. Campo experimental

Para a realização dos levantamentos populacionais e estudos biológicos de *P. cuyabana*, delimitou-se uma área de 1 hectare, num local que, desde a safra de soja de 1985/86, tem sido registrada a presença desta praga causando danos à esta cultura.

O solo foi classificado como "Latossolo Roxo Álico A moderado, textura argilosa fase floresta subtropical perinifólia relevo suave ondulado", de acordo com EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (1984). No sistema americano foi classificado como "Rhodic Hapludox" (ESTADOS UNIDOS. Department of Agriculture. Soil Survey Staff, 1990).

Foram realizadas análises granulométrica, química e de compactaçao do solo (Tabelas 1 e 2, Figuras 1 e 2) no Laboratório de Solos da OCEPAR/PESQUISA em Cascavel,Paraná. No mês de janeiro de 1991, foram coletadas amostras para determinação da retenção de água do solo, no Departamento de Física e Meteorologia da ESALQ/USP, de acordo com método descrito por RICHARDS (1965). Com estes dados obtiveram-se as tensões com que a água é retida no solo, e conseqüentemente seus percentuais (Tabela 3). Os resultados obtidos foram utilizados para ajustar a umidade nos experimentos envolvendo estudos biológicos em laboratório.

Tabela 1. Análise granulométrica de um Latossolo Roxo Álico A coletado no campo experimental. Boa Esperança, Paraná, 1991.

profundidade	argila (%)	silte (%)	areia (%)
0 - 20 cm	66	15	19

Tabela 2. Análise química de um Latossolo Roxo Álico A coletado no campo experimental. Boa Esperança, Paraná, 1991.

profundidade	pH	% de carbono
0 - 10 cm	4,7	2,1
10 - 20 cm	4,5	2,2
20 - 30 cm	4,1	1,6

Tabela 3. Retenção de água (MPa) em um Latossolo Roxo Álico A. Boa Esperança, Paraná, 1991.

Potencial mátrico (MPa)	umidade (g/g)	umidade do solo (%)
-10,0	0,432	43,2
-30,6	0,387	38,7
-81,6	0,330	33,0
-306,0	0,306	30,6
-1030,0	0,285	28,5
-1530,0	0,234	23,4

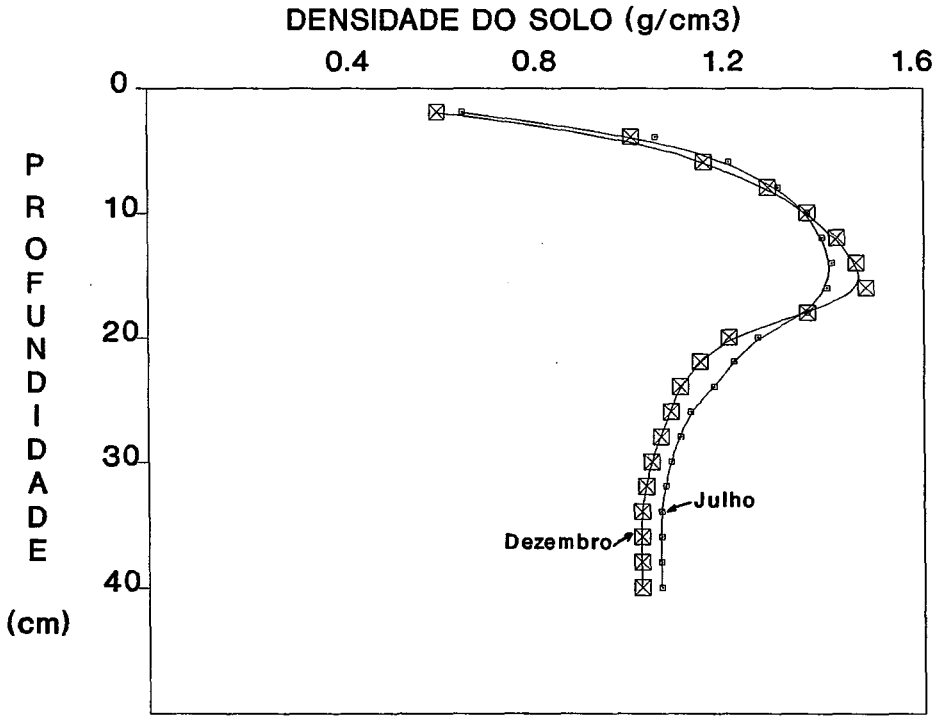
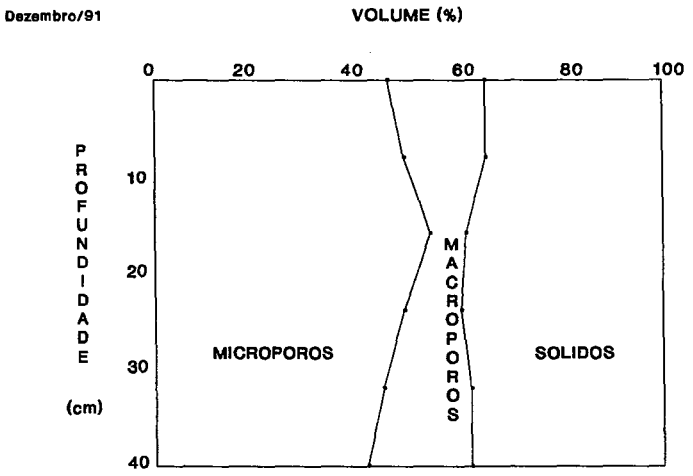


Figura 1. Curva de compactação de um Latossolo Roxo Álico A, submetido ao plantio direto, em duas épocas de amostragens (julho e dezembro/1991). Densidade do solo acima de 1,2 g/cm³, entre 10 e 20 cm, indicam a compactação. Boa Esperança, Paraná, 1991.



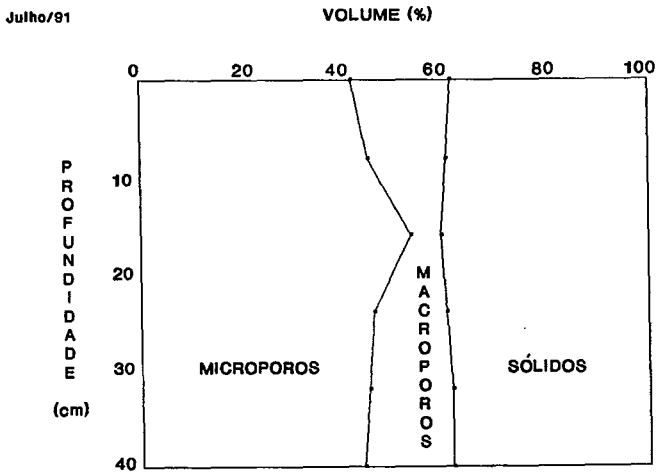


Figura 2. Distribuição do volume dos constituintes do solo submetido ao plantio direto, em duas épocas de amostragens (julho e dezembro/1991). A redução da porcentagem de macroporos entre 10 e 20 cm indica uma camada de compactação. Boa Esperança, Paraná, 1991.

3.2 Criação estoque

Para o início das pesquisas relacionadas com a biologia no laboratório, foram coletados ovos, larvas de primeiro instar e adultos no campo experimental, em dezembro de 1990. Estes materiais foram transportados em caixas de isopor (50 l) contendo solo do campo experimental. A criação foi mantida em casa-de-vegetação modelo PAD-FAN, regulada para 25±2°C com fotoperíodo natural durante o ano inteiro. Devido a grande mortalidade da fase larval, periodicamente foram introduzidas larvas coletadas no campo experimental. A criação foi realizada em caixas plásticas (30x45 cm com 15 cm de altura) contendo solo do campo experimental cultivado com plantas de soja.

Os adultos foram criados em caixas semelhantes, no interior de gaiolas de madeira (40x50 cm e 40 cm de altura), cobertas com tela de náilon .

3.3 Estudos em campo

3.3.1. Dinâmica populacional de *P. cuyabana* e sua distribuição no solo

Para realizar o levantamento populacional e

definir a época de aparecimento das diversas fases do ciclo de *P. cuyabana*, foram realizadas amostragens quinzenais e em certas épocas do ano, para detectar o início e final de uma determinada fase do inseto, reduziu-se este período para cinco dias.

A unidade amostral usada nos levantamentos populacionais, foi um quadrado de 50 cm de lado e 30 cm de profundidade, escavado no solo. Esta profundidade foi estratificada em 0-5 cm, 5-10 cm, 10-15 cm e 15-30 cm, para registrar o local ocupado pelas diferentes fases. A última camada (15-30 cm) foi maior por ser uma faixa de solo explorada pelo inseto apenas durante a diapausa.

Nestes levantamentos, foram amostrados 22 pontos, ao acaso. Este número de amostras foi determinado no programa de análise estatística "SAMPLING"[*], que baseou-se nas estatísticas básicas do ensaio piloto, sob a orientação do setor de Bioestatística do Departamento de Entomologia da ESALQ/USP.

A área desta unidade amostral foi definida por duas estruturas metálicas vazadas, de 50 cm de lado e 5 e 10 cm de altura. O solo foi coletado com auxílio das ferramentas agrícolas enxadão e pá de jardinagem, sendo transferido para uma peneira metálica com 50 cm de diâmetro

---

[*] LASLEY, S.E. & BARFIELD, C.S. **Sampling**, Universidade da Flórida, USA, 1986.

e malha de 0,15 cm (para coleta de ovos e larvas de primeiro ínstar) e 0,5 cm (para coleta das demais formas biológicas).

Além da densidade populacional e época de ocorrência das fases, foram registrados os seguintes parâmetros:

a- Fase de ovo

profundidade de postura

b- Fase de larva

distribuição no solo, número de ínstares, mortalidade e diapausa

c- Fase de pupa

localização no solo e mortalidade

d- Fase adulta

local de postura, comportamento de vôo, acasalamento, localização no solo.

Para observar o efeito da temperatura e umidade do solo sobre as fases de *P. cuyabana*, em cada camada da unidade amostral foi tomada a temperatura, com um termômetro "Incotherm" (provido de escala de -10 à 60° C) e determinada a umidade usando a metodologia descrita por GARDNER (1965). Além destes parâmetros, obtiveram-se dados climatológicos em um posto meteorológico da Cooperativa Agropecuária Mourãoense, de Boa Esperança, situada a uma

distância máxima de 10 Km da área experimental.

3.3.2. Determinação do número de ínstares de *P. cuyabana*

Visando a determinação do número de ínstares de *P. cuyabana*, procedeu-se à coleta quinzenal de 60 larvas para medição da largura das cápsulas cefálicas (DYAR, 1890). As larvas foram colocadas em álcool 70% e levadas ao laboratório, onde foram realizadas as medições com auxílio de um medidor de cápsula cefálica modelo "WILD T4P 325400" acoplado a um microscópio "WILD M3".

Optou-se por se fazerem as medições de cápsulas cefálicas com material de campo, devido às dificuldades iniciais de criação da fase larval de *P. cuyabana* em laboratório.

3.4. Estudos em laboratório

3.4.1. Diapausa larval

Visando comprovar a existência de diapausa no terceiro ínstar de *P. cuyabana*, foram analisados dois fatores, dentre os vários aspectos que a caracterizam nos

insetos (PARRA, 1979): teor de lipídeos totais e metabolismo respiratório.

3.4.1.1. Teor de lipídeos totais

Os testes foram realizados no Departamento de Ciência e Tecnologia Agroindustrial da ESALQ/USP, Piracicaba, São Paulo, utilizando-se larvas de terceiro ínstar coletadas no campo e mantidas em "freezer".

Em cada teste de extração de óleo foram utilizadas três larvas recém descongeladas, pesadas e trituradas em almofariz com areia grossa lavada para montar o cartucho de extração com papel de filtro. A extração foi conduzida em extrator de Soxhlet com uma mistura de clorofórmio-metanol (2 partes de clorofórmio para 1 de metanol em volume). O solvente foi volatilizado em evaporador rotativo, à vácuo, a 60° C. Os balões foram levados à estufa, resfriados em dessecador e pesados até peso constante.

O teor de lipídeos totais foi determinado através da fórmula:

$$\text{Lipídeo (\%)} = \frac{\text{(Peso do balão + óleo) - Tara do balão}}{\text{Matéria seca larval}} \times 100$$

Concomitantemente foi conduzida uma determinação do percentual de matéria seca em estufa a 100 ± 2° C por 15 horas e pesagem até peso constante.

Desta forma, foram comparados os teores de lipídeos totais em larvas ativas e supostamente em diapausa, coletadas quinzenalmente, entre março a abril e maio a setembro de 1991, respectivamente.

3.4.1.2. Metabolismo respiratório

A pesquisa foi conduzida no Departamento de Zoologia do Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista Julio de Mesquita Filho (UNESP) de Rio Claro, São Paulo.

As medidas de consumo de oxigênio foram realizadas quinzenalmente, utilizando-se larvas de terceiro ínstar coletadas no campo antes e durante a diapausa, e levadas para o laboratório, onde foram mantidas em caixas plásticas contendo solo cultivado com soja. As caixas foram acondicionadas em câmara climatizada regulada a 18° C e fotofase de 14 horas. Esta temperatura foi semelhante à do solo no campo experimental no período da análise que correspondeu aos meses de abril a setembro de 1991.

Para realizar a pesquisa foi utilizado um respirômetro de Warburg e técnica descrita por UMBREIT et alii (1972): a temperatura do banho foi mantida a 18° C, sendo utilizados seis frascos de Warburg, com volumes variando de 31,7944 ml a 32,4866 ml. Para absorção do gás carbônico produzido na respiração foi colocado no "braço" de cada frasco 0,5 ml de KOH 16 %. No interior de cada frasco foram colocados 3,5 cm^3 de solo autoclavado, com 30,6 % de umidade (3.1, Tabela 3). Foi colocada uma larva em cada frasco. Preparados os conjuntos, foram levados ao "banho" e mantidos por 15 minutos para estabilização do sistema. Após este período, a cada quinze minutos, durante uma hora, foram procedidas leituras na coluna manométrica do conjunto. Para a determinação do volume corpóreo de cada larva, foi utilizado um tubo de centrífuga, graduado em milímetros, ao qual foi adicionado água. A larva foi mergulhada e a medida excedente foi considerada como volume do inseto. O peso corpóreo foi obtido em balança "MICRONAL B360". O cálculo do consumo de oxigênio foi realizado utilizando-se fórmulas descritas por UMBREIT et alii (1972).

Além das análises de laboratório, foram feitas observações sobre o comportamento das larvas antes e durante a diapausa no campo, para complementar as informações sobre este fenômeno em *P. cuyabana*. Assim,

foram observados: formação de câmaras no solo, alimentação do inseto (estimada através de danos provocados na cultura de trigo instalada no campo) além da duração da diapausa e período de ocorrência.

Estes aspectos complementares foram observados durante as amostragens de rotina (3.3.1). Para registrar a profundidade em que a população se estabeleceu durante a diapausa, no mês de junho de 1991 foram abertas seis trincheiras medindo 1,0 x 1,2 m de largura e 1,5 m de profundidade, medindo-se a distância da superfície até as câmaras.

3.4.2. Fase de pupa de *P. cuyabana*

3.4.2.1. Efeito da umidade do solo sobre a duração e viabilidade da fase pupal.

Foram utilizadas pupas do dia, obtidas na criação estoque (3.2) e individualizadas em recipientes plásticos (8,0 cm altura x 6,5 cm diâmetro), contendo 180 g de solo autoclavado e com a umidade ajustada para 28.5, 33.0 e 38.7 %, baseando-se na capacidade de retenção de água do solo (3.1, Tabela 3).

Em cada recipiente foi colocado uma pupa no

fundo de uma abertura no solo (5 cm de profundidade x 2,5 cm de diâmetro) coberta com papel alumínio para impedir a entrada de luz (Fig 3). Os recipientes foram tampados e mantidos em câmara climatizada regulada para 25° C e fotofase de 14 horas, sendo diariamente pesados para controle da umidade, em base de massa. Devido as perdas mostrarem-se desprezíveis até o 5º dia, optou-se por fazer o controle (pesagem) a cada 2 dias. A partir do 15º dia foram realizadas observações diárias para registrar a emergência dos adultos.

O delineamento estatístico utilizado foi de blocos inteiramente casualizados, sendo cada tratamento (umidade) composto de 40 repetições. Os resultados foram submetidos a análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

3.4.3. Fase adulta de *P. cuyabana*

3.4.3.1. Aspectos biológicos

Em casa-de-vegetação, com temperatura de 25 ± 2°C, foram analisados os seguintes parâmetros biológicos: período de maturação sexual, período de pré-oviposição, oviposição, acasalamento, atividade de vôo e longevidade

Figura 3. Recipiente utilizado para estudar a fase de pupa. A abertura central no solo, corresponde à câmara pupal.

Para se obterem dados sobre período de maturação sexual, atividade de vôo, acasalamento e longevidade, foram utilizadas cinco gaiolas revestidas com tela de náilon (malha 0,3 cm) com uma porta lateral para manipulação dos insetos. No interior de cada gaiola foi colocada uma caixa plástica (30 x 45 cm x 15 cm de altura) contendo solo do campo experimental com umidade de 30 ± 2%. Nestas caixas, previamente foram cultivadas 5 plantas de soja cultivar OCEPAR-9. O ajuste da umidade foi feito diariamente por irrigação com 450 ml de água (de acordo com testes preliminares) e conferida periodicamente através da secagem de amostras em estufa a 115° C por 24 horas (GARDNER, 1965).

Em cada gaiola foram colocados 8 casais, todos recém emergidos, obtidos na criação estoque ou provenientes da pesquisa com a fase pupal. A separação dos sexos foi feita na fase de pupa, baseando-se na presença da "ampola genital" (MORÓN, 1986), que são projeções na região esternal do 9º segmento abdominal do macho (Vanin[4]). Os adultos foram individualiados no solo, em câmaras semelhantes às descritas no ítem 3.4.2.1.

Os dados foram obtidos através de

---

[4] VANIN, S.A. (Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo, São Paulo) Correspondência pessoal, 1992.

observações diárias a partir das 19:00 horas. Foi considerado que o inseto atingiu a maturidade sexual quando realizou o primeiro vôo. Os indivíduos coletados neste dia foram sexados com base no comprimento e formato das lamelas das antenas (em média 1,39 mm de comprimento nos machos e 1,10 mm nas fêmeas) (MORÓN, 1986). Os machos foram marcados no élitro esquerdo com esmalte verde e amarelo e as fêmeas no élitro direito com esmalte branco e amarelo. As observações foram realizadas com auxílio de luz gerada por bateria de 3,5 volts (lanterna).

As curvas de sobrevivência dos adultos de *P. cuyabana* foram estimadas através da distribuição de Weibull (SGRILLO, 1982).

Para determinar o período de pré-oviposição e capacidade de postura de *P. cuyabana*, utilizaram-se vinte casais da criação estoque, coletados durante a cópula, no primeiro dia de vôo e individualizados em gaiolas de PVC (20cm de altura x 10 cm de diâmetro) fechadas nas extremidades superior e inferior com polietileno preso por fita adesiva. O experimento foi conduzido sob temperatura de 25 ± 1°C, e fotofase de 14 horas. Em cada gaiola foram colocadas 500 gramas de solo com umidade ajustada para 30,6% (3.1, Tabela 3). Diariamente, o solo foi coletado e peneirado (peneira de 30 cm diâmetro e malha de 0,15 cm) para contagem do número de ovos.

Em cada gaiola foi colocada uma planta de soja (15-20 dias da germinação) contida em um tubo de vidro (8,5 x 2,8 cm) com água para manter a sua turgidez.

3.4.3.2. Aspectos do comportamento de *P. cuyabana*

Foram analisados alguns aspectos relacionados com os efeitos da luz sobre a atração e atividade de vôo, objetivando a coleta de dados básicos para futuras pesquisas sobre o monitoramento de adultos de *P. cuyabana*.

3.4.3.2.1. Efeito de luzes de diferentes comprimentos de onda na atração dos adultos.

O teste foi realizado em aparelho de formato hexagonal descrito por BOTELHO et alii(1973), confeccionado de material galvanizado, no qual das faces do polígono saem tubos com diâmetro de 15 cm e comprimento de 64 cm. Na parte central existe uma abertura circular para colocação dos insetos. As entradas para os tubos são fechadas por uma placa de vidro que impede os insetos de deixarem a arena central. Em cada extremidade dos tubos foi acoplado um saco de polietileno onde eram capturados os indivíduos atraídos.

A 10 cm desta extremidade existe uma placa metálica funcionando como tampa. As lâmpadas foram colocadas próximas às extremidades dos tubos. No centro da arena (abertura circular) foram liberados 100 indivíduos.

Previamente fez-se um teste utilizando-se 12 lâmpadas modelo F15T8 com as especificações: R (vermelha), VG (verde vegetal), DL (luz do dia), G (verde), BLB e BL (ultra-violeta), UBL (ultra-azul), G (amarela), W (branca), PL (luz de planta), CG (verde fria), B (azul). Nesta fase do experimento foram liberados 50 casais na arena e selecionaram-se as 6 lâmpadas mais atrativas, as quais foram utilizadas na segunda etapa onde avaliou-se a atração de machos, fêmeas e casais, separadamente.

Devido ao fato das luzes convergirem para o centro da arena através dos tubos do aparelho, o que poderia promover uma mistura de cores, que afetaria os insetos, a disposição das lâmpadas foi alterada a cada repetição (coleta de dados), formando seis combinações diferentes (BOTELHO et alii, 1973). O experimento foi delineado em blocos ao acaso, com quatro repetições. As observações foram realizadas das 19:00 às 24:00 horas, sendo os dados registrados em intervalos de 1 hora.

3.4.3.2.2. Influência do fotoperíodo na atividade de vôo.

Visando avaliar a resposta dos adultos diante de alterações no horário e duração da fotofase, foram realizados testes no qual o fotoperíodo foi produzido por conjuntos de três lâmpadas modelo luz do dia de 20 W, associadas a duas lâmpadas incandescentes de 60 W, que forneceram cerca de 19.000 lúmenes/m^2 , valores próximos ao comprimento de onda emitido pelo sol.

Os conjuntos foram instalados em prateleiras de aço com duas subdivisões (110 x 30 cm e 80 cm de altura). Para cada tratamento utilizaram-se 10 gaiolas confeccionadas de tubos de PVC (20 x 10 cm) revestidas externamente com papel preto e fechadas na base com polietileno colado por fita adesiva e na parte superior por tecido de filó (malha de 0,3 cm) preso por elástico. Em cada gaiola foram colocadas 500 gramas de solo com umidade de 30,6 ± 2% (3.1, Tabela 3). A superfície do solo ficou a 60 cm da fonte de luz.

Os tratamentos (fotoperíodos) utilizados foram:

Luz / Escuro	
0 / 24	escuridão total
24 / 0	luminosidade total
14 / 10	fotofase das 8:00 - 22:00 h
13 / 11	" 8:00 - 21:00 h
14 / 10	fotofase de campo ~5:30 - 19:30 h

O teste foi realizado em duas etapas consecutivas, com e sem alimento, tendo a duração de 48 horas cada uma. A temperatura da sala foi mantida em 25±1° C e UR de 60±10%. Como fonte de alimento utilizou-se planta de soja com 15-20 dias da germinação, colocada em tubo de vidro (8,5 x 2,8 cm) com água para manter a sua turgidez.

Foram estudadas 10 repetições de cada tratamento, sendo colocados 10 adultos em cada gaiola. Avaliou-se o efeito do fotoperíodo sobre machos, fêmeas e casais, separadamente. Foram observados: horário e número de indivíduos que saíram do solo.

3.4.4. Fase de ovo de *P. cuyabana*

3.4.4.1. Efeito da temperatura do solo sobre a viabilidade e duração

Foram avaliados a viabilidade e o período de incubação sob diferentes temperaturas do solo. Os ovos foram obtidos na criação estoque, sendo que devido à baixa capacidade de postura de *P. cuyabana* desconsiderou-se a idade das fêmeas.

O delineamento estatístico utilizado foi de blocos inteiramente casualizados, com 10 repetições. Foram utilizados 100 ovos divididos em grupos de 10 em cada caixa plástica (6,0 cm de diâmetro x 2,0 cm de altura) e mantidos em câmaras climatizadas com fotofase de 14 horas e reguladas para as temperaturas: 18, 20, 22, 25, 30 e 32° C.

As caixas plásticas foram preenchidas com 30 gramas de solo autoclavado e com umidade ajustada para 30,6 % (3.1, Tabela 3). Os ovos receberam tratamento para desinfecção superficial através da imersão em soluções de formaldeído (0,2%), água destilada e sulfato de cobre (1,0%) em seqüência, permanecendo por dois minutos em cada uma delas (ARAÚJO, 1987). Após este tratamento, os ovos foram colocados em fileiras a cerca de 0,3 cm de profundidade e cobertos com solo. As caixas tampadas e vedadas com fita adesiva para evitar perda de umidade foram pesadas diariamente para detectar perda de água. Como a perda diária de água foi desprezível nos primeiros dias, a partir do 5º dia optou-se pela pesagem a cada dois dias. A partir do 10º dia, as caixas foram abertas diariamente para

registrar a eclosão das larvas.

A partir dos resultados obtidos, foram calculadas as exigências térmicas da fase de ovo, determinando-se a temperatura base (tb) e a constante térmica (K) pelo método da hipérbole (HADDAD & PARRA, 1984).

3.4.4.2. Efeito da umidade do solo sobre a viabilidade e duração

A pesquisa foi conduzida em câmara climatizada regulada para 25°C e fotofase de 14 horas. A umidade foi ajustada de acordo com a capacidade de retenção de água do solo determinada em câmara de Richards. Testou-se o efeito das seguintes umidades do solo: 23,4; 28,5; 33,0; 38,7 e 43,2% (3.1, Tabela 3). O ajuste das umidades foi feito com antecedência de 24 horas para estabilização do sistema, e a metodologia foi a mesma adotada em 3.4.4.1.

Os resultados obtidos nos experimentos de efeito da temperatura e umidade sobre a fase de ovo foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

3.4.4.3. Absorção de água pelo ovo durante o período embrionário

O fato de terem sido observados ovos com tamanhos e formas diferentes no campo, deu origem a suspeitas de possíveis misturas de espécies de escarabeídeos na área experimental. Estas observações foram feitas posteriormente na criação estoque, em ovos da mesma fêmea, confirmando alterações mórficas dos ovos. Assim, uma das hipóteses formuladas foi de que o ovo, ao longo do desenvolvimento embrionário, absorveria água e mudaria de forma, pois aumentaria seu volume. Desta forma, foram coletados 70 ovos de fêmeas de *P. cuyabana* e procedidas as pesagens individuais a cada dois dias, a partir de 24 horas da postura. Os ovos foram colocados em grupos de 10 em placas de Petri, contendo uma camada de algodão hidrófilo esterilizado e umedecido com água destilada para que a umidade relativa dentro das placas atingisse 100%. As placas foram vedadas, cobertas com papel alumínio e mantidas em câmara climatizada regulada a 25° C. Os pesos foram obtidos em balança de precisão " METTLER AC100 ".

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Estudos em campo

4.1.1. Dinâmica populacional de *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) e sua distribuição no solo

4.1.1.1. Fase larval

Houve variação no número de larvas coletadas em função da profundidade do solo e época do ano. Durante o período compreendido entre dezembro de 1990 a abril de 1991, que correspondeu à duração do primeiro e segundo instar e à fase ativa do terceiro, as larvas viveram preferencialmente na camada do solo entre 0-10 cm de profundidade, havendo uma alternância de localização destas formas entre 0-5 cm e 5-10 cm, dependendo do mês (Tabela 4

e Figura 4). Assim, em dezembro de 1990 e janeiro de 1991, a maioria da população se concentrava entre 5-10 cm (10,2 e 9,5 larvas/amostra, respectivamente). Em fevereiro, ocorreu um deslocamento para a superfície e a maioria foi encontrada entre 0-5 cm (4,9 larvas/amostra). Entre março e abril novamente a faixa de 5-10 cm foi a que apresentou maior número de formas larvais (3,0 e 1,7 larvas/amostra, respectivamente).

Os registros de temperatura e umidade do solo, coletados neste período (dezembro de 1990 a abril de 1991) indicaram que as variações destes parâmetros, nas quatro faixas analisadas, não foram, aparentemente, tão grandes a ponto de determinarem tais oscilações na distribuição da população no solo (Tabelas 5 e 6). É possível que apenas entre 0-5 cm, nos meses de dezembro e janeiro, as temperaturas muito elevadas tenham feito com que as larvas se deslocassem para a camada inferior (Tabela 5).

O que aparentemente determinou a maior freqüência de larvas nos primeiros 10 cm, foi a presença de uma camada de compactação entre 10-20 cm (3.1, Figuras 1 e 2). Como conseqüência, as raízes de soja ficavam mais na superfície servindo como alimento às larvas. Foi observado, durante a realização das amostragens, que as larvas localizadas na camada compactada do solo (10-20 cm)

necessitavam escavar galerias (túneis) para se movimentarem, fato não registrado onde não havia compactação, indicando uma inadequação destas camadas mais profundas ao inseto. No entanto, deve ser salientado que um possível efeito desta compactação do solo sobre a movimentação das larvas de *P. cuyabana* necessita ser melhor estudado para obtenção de resultados conclusivos.

No período de maio a setembro de 1991, a despeito da disponibilidade de alimento (presença da cultura do trigo) a população se estabeleceu principalmente na camada de 15-30 cm, onde a temperatura e umidade foram mais constantes (Tabelas 4 a 6 e Figura 4), e sendo, aparentemente, mais importantes do que a compactação do solo, anteriormente referida. Um outro aspecto que caracteriza este deslocamento é que nesta época as larvas encontram-se no terceiro ínstar, sendo portanto mais robustas e com maior capacidade de escavar o solo.

Na geração subseqüente, nos levantamentos populacionais realizados em novembro e dezembro de 1991 constatou-se a preferência das larvas de *P. cuyabana* pelas camadas superficiais (0-10 cm) no início do seu desenvolvimento (Tabela 4), coincidindo com os resultados obtidos com a geração anterior.

Deve ser salientado que os registros térmicos e níveis de umidade do solo foram determinados

apenas nos dias de amostragens, podendo não representar as médias a que os insetos ficaram expostos ao longo dos meses.

Considerando-se a população total de larvas por unidade amostral (0,25 m^2 x 30 cm de profundidade) registrou-se que o maior nível populacional ocorreu em dezembro e janeiro (19,6 e 17,4 larvas/amostra, respectivamente) (Tabela 7 e Figura 5). Houve grande mortalidade até abril, mês no qual foram encontradas 3,6 larvas/amostra, ocorrendo então uma estabilização até o final da fase larval. Desta forma, baseando-se nas amostragens, pôde-se estimar que a mortalidade da fase larval de *P. cuyabana* no campo foi de 80,1%, desde que a população média inicial de 19,6 larvas/ amostra foi reduzida para 3,9 larvas no final deste estágio (Tabela 7 e Figura 5).

FORSCHLER & GARDNER (1990) revisaram a literatura científica sobre a biologia e distribuição do gênero *Phyllophaga* do sudeste dos Estados Unidos e concluíram que a mortalidade anual, no campo, foi de 85,0 a 90,0% ocasionada, principalmente, pela ação de predadores, parasitóides, patógenos (principalmente fungos), clima e canibalismo. No presente trabalho, as causas desta mortalidade não foram avaliadas, sugerindo-se pesquisas neste sentido.

Tabela 4. Número médio de larvas de *P.cuyabana*/amostra[1], em diferentes profundidades do solo. Boa Esperança, Paraná, 1990/91

Profund. do solo (cm)	Número médio de larvas/amostra[2]												
	DEZ	JAN	FEV	MAR	ABR	MAI	JUN	JUL	AGO	SET	OUT	NOV[5]	DEZ
0-5	8,1[3]b[4]	4,9b	4,9a	1,0b	1,2b	0,7b	0c	0c	0c	0c	0	3,4a	10,2b
5-10	10,2a	9,5a	3,9b	3,0a	1,7a	1,1a	0,6b	0c	0c	0c	0	2,0b	12,0a
10-15	1,3c	2,7c	1,9c	1,3b	0,7c	1,0a	0,9b	0,8b	0,7b	0,9b	0	0c	0,9c
15-30	0d	0,3d	0,2d	0c	0d	1,0a	1,8a	2,8a	2,7a	3,0a	0	0c	0c
C.V.(%)	34,9	25,9	17,5	11,5	9,1	12,3	11,8	10,6	9,7	8,4		22,9	15,3

[1] $0,25m^2$ x 0,30m de profundidade

[2] Dados originais transformados em $\sqrt{x + 0,6}$;

[3] Médias originais;

[4] Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade;

[5] Geração subsequente.

Tabela 5. Temperatura (ºC) média mensal[1] de diferentes camadas do solo. Boa Esperança, Paraná, 1990/91.

Profund. do solo (cm)	Temperatura (ºC)												
	DEZ	JAN	FEV	MAR	ABR	MAI	JUN	JUL	AGO	SET	OUT	NOV	DEZ
0-5	30,1	31,0	28,2	25,5	22,8	18,0	20,0	18,8	25,0	21,6	27,3	28,0	28,5
5-10	27,1	28,1	25,9	24,8	22,0	17,8	18,0	16,5	20,8	21,3	26,6	27,3	27,5
10-15	26,1	26,1	25,2	24,2	22,0	18,0	18,0	16,0	18,0	19,8	25,3	25,3	26,1
15-30	26,1	26,0	25,1	24,0	22,0	18,0	18,0	17,0	18,0	19,5	25,0	25,0	26,0

[1] Médias obtidas através de leituras quinzenais

Tabela 6. Umidade média (%) mensal[1] de diferentes camadas do solo. Boa Esperança, Paraná, 1990/91.

Profund. do solo (cm)	Umidade (%)												
	DEZ	JAN	FEV	MAR	ABR	MAI	JUN	JUL	AGO	SET	OUT	NOV	DEZ
0-5	33,8	29,0	28,3	28,7	24,4	23,7	25,7	26,7	23,9	23,0	28,0	31,5	32,9
5-10	34,3	31,0	30,0	31,0	25,8	27,5	26,7	29,2	26,7	26,0	30,4	32,8	33,0
10-15	35,0	32,0	31,5	31,6	27,5	29,3	29,2	28,5	29,6	29,6	31,9	33,3	33,8
15-30	-	-	-	30,0	27,0	29,7	29,1	31,2	30,8	30,4	30,7	32,8	33,0

[1]Médias obtidas através de leituras quinzenais

Tabela 7. Densidade populacional média/amostra[1] das diferentes fases de *P.cuyabana* no campo. Boa Esrança, Paraná, 1990-91.

Fases	Meses												
	DEZ	JAN	FEV	MAR	ABR	MAI	JUN	JUL	AGO	SET	OUT	NOV	DEZ
Ovo	3,7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20,5	1,8
Larva	19,6	17,4	10,9	5,3	3,6	3,8	3,3	3,6	3,4	3,9[2]	0	5,4	23,1
Pupa	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3,9	0	0
Adulto	2,8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7,9	1,7

[1] $0,25m^2$ x 0,30m de profundidade

[2] número médio de larvas e pupas conjuntamente

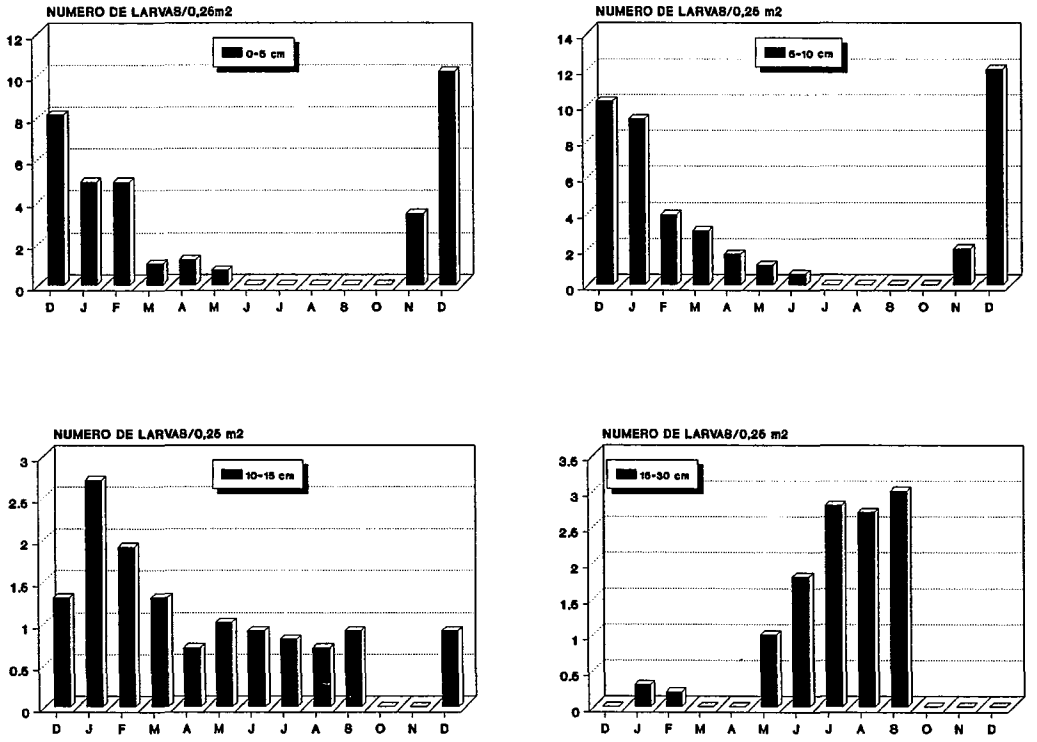


Figura 4. Flutuação populacional da fase larval de *P. cuyabana* em diferentes profundidades do solo. Boa Esperança, Paraná, dez/1990 a dez/1991.

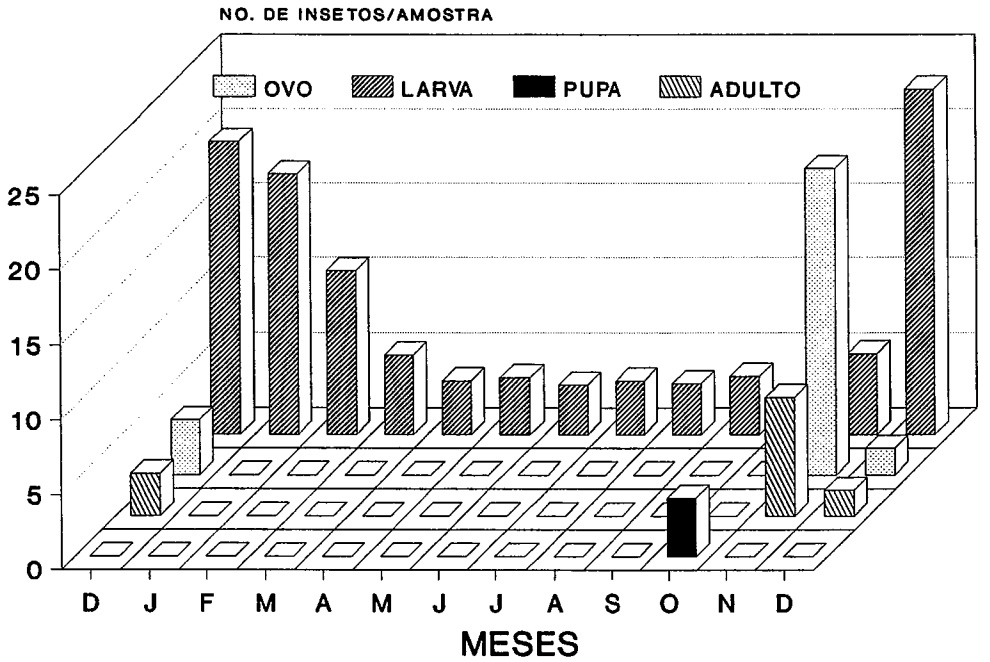


Figura 5. Ciclo biológico (adulto-adulto) anual e densidade populacional de *P. cuyabana* no campo. Boa Esperança, Paraná, dez/1990 a dez/1991.

4.1.1.2. Fase de pupa

As larvas de *P. cuyabana* entraram em diapausa no terceiro instar, em câmaras formadas a cerca de 21,0 cm de profundidade (4.2.1) e no início de setembro entraram em pré-pupa, transformando-se em pupa a partir da segunda quinzena deste mês.

As pupas foram encontradas no campo entre 10 de setembro e 23 de outubro, dentro das mesmas câmaras onde, na fase larval, entraram em diapausa (Figura 15). A duração média da fase foi estimada em 35 dias, considerando-se a data de aparecimento das primeiras pupas até os primeiros adultos.

A densidade populacional de pupas foi constante em setembro e outubro, com uma média de 3,9 indivíduos por amostra, em ambos os meses (Tabela 7), dando indícios de que há uma baixa mortalidade pupal.

4.1.1.3. Fase adulta

A emergência dos primeiros adultos foi registrada em 18 de outubro, e no dia 23 deste mês constatou-se que 80 % das pupas já haviam se transformado em adultos.

Após a emergência, os adultos permaneceram nas câmaras pupais por um período de aproximadamente 10 a 15 dias (Figura 15). De acordo com MORÓN (1986) este comportamento é comum no gênero *Phyllophaga*, correspondendo ao período de maturação sexual.

O início das atividades de vôo, ou revoadas, foi registrado no dia 2 de novembro, coincidindo com a ocorrência de precipitação pluviométrica de 49 mm entre os dias 1 e 2 deste mês. A relação entre o início do período de vôo de *Phyllophaga* com a ocorrência de chuvas, foi relatada nos estudos realizados por GRUNER (1973) com *Phyllophaga pleei* (Blanchard, 1850) em Guadeloupe, por KING (1984) em trabalhos com *Phyllophaga menetriese* (Blanchard, 1853) em Costa Rica e por MORÓN (1986) que no México estudou diversas espécies deste gênero.

O número médio de adultos encontrados no solo em dezembro de 1990 foi de 2.8/amostra (Tabela 7 e Figura 5). Em novembro e dezembro de 1991, registraram-se 7.9 e 1.7 adultos, respectivamente. Devido ao fato de não ter sido registrado o início das revoadas em 1990 não foi possível estabelecer comparações entre as duas gerações de adultos.

4.1.1.3.1. Atividade de vôo e comportamento de cópula

As revoadas se constituem em importante mecanismo de sobrevivência neste grupo de insetos. Nesta ocasião ocorrem os acasalamentos e buscas por novos locais de reprodução. É também o único momento que estes insetos saem do solo, o que certamente tem grande importância nas relações intra e interespecíficas.

Em novembro de 1991 este comportamento foi diário, sempre no crepúsculo e início da noite, com os adultos saindo à superfície do solo, inicialmente os machos, imediatamente seguidos pelas fêmeas. Nos primeiros 30 a 40 minutos, observou-se intensa atividade de vôo, com a presença de milhares de indivíduos. A constatação de que uma parte da população permaneceu no solo durante este período, mostrou que, em termos individuais, os vôos ocorreram em dias alternados.

As fêmeas ao saírem do solo faziam vôos curtos, procurando fixar-se em qualquer substrato acima da superfície, principalmente em plantas. Uma vez pousadas permaneciam praticamente imóveis até a chegada do macho para a cópula.

Tão logo pousavam nas plantas, em geral, as fêmeas mantinham erguido o terceiro par de pernas, acima

dos élitros, exteriorizando parte interna da genitália. O macho, tem o hábito de voar vários metros antes de iniciar a cópula e ao se aproximar, iniciava intenso batimento de asas antes de pousar sobre a fêmea, geralmente apoiando-se no par de pernas que ela mantivera erguido. Havia um ritual de reconhecimento que durava poucos segundos, feito através das antenas estendidas e com as lamelas abertas, com movimentos rápidos sobre a cabeça e a região do protórax da fêmea. Após este rápido reconhecimento, o macho podia iniciar a cópula ou procurar outra fêmea. Iniciado o acasalamento, o macho mantinha-se preso à fêmea apenas pelo aparelho reprodutor, não se apoiando em nenhum outro substrato.

Após a cópula, geralmente os machos caíam direto no solo. As fêmeas, normalmente permaneciam por um período curto nas plantas, podendo eventualmente se alimentar.

Era comum ocorrer um aglomerado de machos sobre uma fêmea, aí permanecendo mesmo após o início da cópula por um determinado macho. Em casa-de-vegetação foi observado que ambos os sexos realizaram várias cópulas e em condição de confinamento as fêmeas copularam com o mesmo macho mais de uma vez.

De acordo com MORÓN (1986), geralmente o ferômonio sexual nos insetos do gênero *Phyllophaga* é

produzido pela fêmea e em algumas espécies pode ser emitido já no interior do solo, levando a uma aglomeração de machos em determinados pontos da superfície, até que apareça uma fêmea para cópula.

O consumo de alimento, quando ocorreu, foi desprezível mesmo nas plantas que abrigaram dezenas de indivíduos em uma noite. Foi observado que muitas fêmeas alimentaram-se durante e após a cópula. Não se observou fêmeas alimentando-se antes da cópula.

As atividades de vôo tiveram início por volta das 18:30 horas, durante o crepúsculo, atingindo o pico de atividade e de número de indíviduos após 10 minutos. A duração deste fenômeno foi muito curta, encerrando-se depois de 30 a 40 minutos. O retorno para o solo era iniciado após a cópula, não passando das 24:00 horas.

Em 1991 as revoadas começaram no dia 2 de novembro e duraram cerca 30 dias, decrescendo a partir do décimo quinto dia. Na primeira semana de dezembro ainda eram encontrados adultos no solo, embora sem apresentar atividade noturna de vôo. Cabe mencionar que em dezembro de 1990 estas atividades noturnas se estenderam até o final da primeira quinzena, não sendo registrado o seu início.

Em observações fora do campo experimental pôde-se verificar que os adultos se concentraram em

diversas espécies de plantas arbóreas. Nestes locais as posturas foram efetuadas em grandes quantidades entre 0-40 cm de profundidade no solo.

A compreensão do comportamento de *P. cuyabana* durante as revoadas foi relevante por permitir a coleta de informações que irão auxiliar a traçar metas com vistas ao controle e/ou manejo desta praga na cultura da soja.

4.1.1.4. Fase de ovo

Os ovos foram encontrados no campo a partir do segundo dia de revoada. O número médio em dezembro de 1990 foi 3,7 ovos /amostra e em novembro de 1991 foi de 20.5/amostra, registrando-se 1,8 em dezembro (Tabela 7 e Figura 5).

O período de incubação no campo foi de aproximadamente 14 dias, desde que os primeiros ovos foram encontrados em 4 de novembro e as primeiras larvas no dia 18 deste mês. Os ovos foram colocados individualizados em pequenas câmaras moldadas pela fêmea . A profundidade de postura variou de 3-15 cm, sendo que a maioria (65%) foi colocado entre 5-10 cm (Tabela 8).

Tabela 8. Densidade populacional e profundidade de postura de *P. cuyabana*. Boa Esperança, Paraná, novembro de 1991.

Profund. (cm)	Número médio de ovos/amostra[1]
0 - 5	5,1 b[2]
5 - 10	13,3 a
10 - 15	2,1 b
15 - 30	0 c
C.V.(%)	39,5

[1] Número médio de ovos no mês de novembro de 1991;

[2] Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

4.1.2 Determinação do número de ínstares de *P. cuyabana*.

Devido ao prolongado período de duração da fase larval de *P. cuyabana*, cerca de 9,5 meses, e pelo fato de não se dominar completamente a técnica de criação em

laboratório, alguns aspectos da fase larval foram obtidos com indivíduos do campo.

O número de ínstares foi determinado com base nas medições das larguras de cápsulas cefálicas de larvas coletadas quinzenalmente, desde a primeira semana de dezembro de 1990 até setembro de 1991. Com os resultados obtidos constatou-se a ocorrência de três ínstares (Tabela 9 e Figura 6). Obteve-se um coeficiente de determinação (R^2) igual a 99,99%.

Estes dados coincidem com os de LIM et alii (1980) e MORÓN (1986) que citaram a ocorrência de três ínstares nas espécies de *Phyllophaga*.

A largura média das cápsulas cefálicas do primeiro e segundo ínstar foi de 1,74 e 3,02 mm, respectivamente. Para o terceiro ínstar obteve-se a média de 5,17 mm (Tabela 9). Este crescimento aumentou em largura numa razão de 1,74 do primeiro para o segundo ínstar e em 1,71 deste para o terceiro. Estes valores estão de acordo com a regra de Dyar (DYAR, 1890), segundo a qual as cápsulas cefálicas crescem em progressão geométrica, aumentando em largura a cada ecdise, numa razão constante e em média de 1,4, aceitando-se uma variação de 1,1 até 1,9. Esta regra, feita inicialmente para Lepidoptera tem sido adotada para outras Ordens de insetos, inclusive Coleoptera (PARRA & HADDAD, 1989).

Tabela 9. Largura média da cápsula cefálica dos ínstares larvais de *P. cuyabana* obtidas no campo.

Ínstar	Largura da cápsula cefálica (mm)	Intervalo de variação (mm)	Razão de crescimento
I	1,74 ± 0,10	1,53 - 2,05	1,74
II	3,02 ± 0,09	2,77 - 3,28	1,71
III	5,17 ± 0,20	4,50 - 5,59	
Média da razão de crescimento			1,72

Os valores obtidos assemelham-se aos que foram referidos por MORÓN (1986) para outras espécies deste gênero. Segundo o autor a cápsula cefálica do primeiro ínstar de *Phyllophaga vetula* (Horn, 1887) possui em média 1,7 mm de largura e o segundo estádio de *Phyllophaga brevidens* (Bates, 1888), 2,9 mm. O autor não citou as medidas para os demais ínstares.

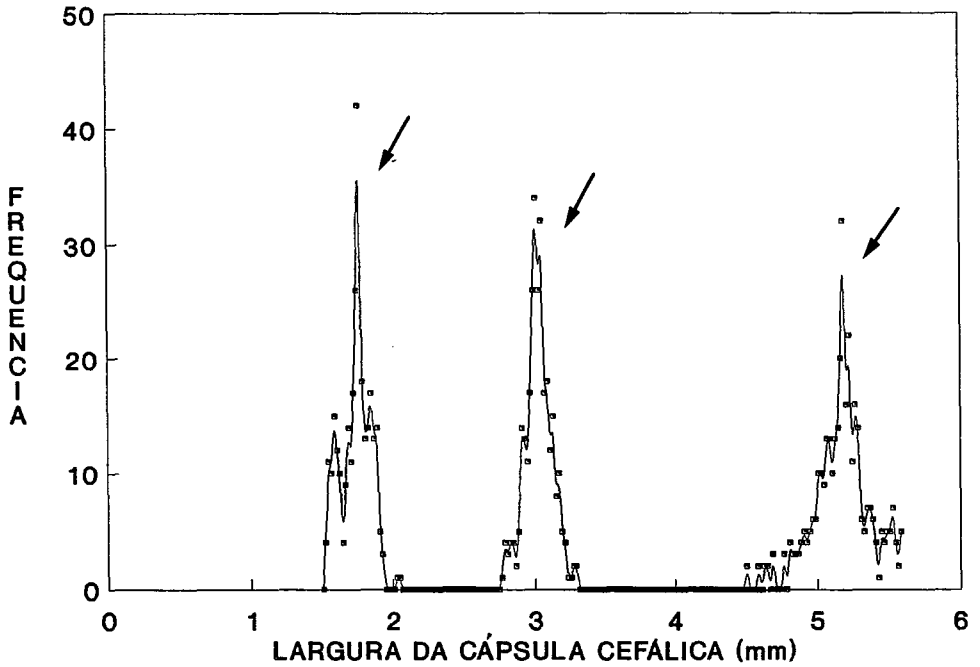


Figura 6. Curva de distribuição de freqüências de larguras de cápsulas cefálicas de *P. cuyabana*, coletadas no campo. As setas indicam os ínstares

Baseando-se nos levantamentos que registraram o aparecimento das primeiras larvas em 18 de novembro e larvas um pouco maiores em 15 de dezembro e

levando-se em consideração a medição das larguras das cápsulas cefálicas destas larvas (Tabela 9), pôde-se concluir que a duração tanto do primeiro, como do segundo ínstar é de cerca de 30 dias.

O terceiro ínstar apareceu a partir de 19 de janeiro e foi o mais longo, com duração estimada em aproximadamente 220 dias. Destes, nos primeiros 90 dias as larvas viveram na camada de solo entre 0-10 cm, alimentando-se intensamente e acumulando reservas energéticas. A partir do mês de maio, 100% da população entrou em diapausa por cerca de 130 dias. O período de diapausa foi seguido pela pré-pupa, caracterizada pela flacidez do corpo dos insetos. Em casa de vegetação este período foi estimado em 7 dias.

É conveniente salientar que a duração dos estádios larvais de *P. cuyabana* deve ser confirmada em estudos futuros sob condições controladas de laboratório, desde que os dados desta pesquisa foram estimados a nível de campo, com precisão limitada, pois as amostragens foram realizadas em intervalos de 15 dias.

4.2. Estudos em laboratório

4.2.1. Diapausa larval de *P. cuyabana*

Com os valores obtidos para o teor de lipídeos totais e metabolismo respiratório de larvas de terceiro instar ativas e em diapausa pôde-se caracterizar a ocorrência deste fenômeno em *P. cuyabana* (Figura 7).

Registrou-se maior percentual de lipídeos totais nas larvas de diapausa (24,5 %), quando comparados com os teores existentes em larvas ativas (16,9 %). Estes resultados concordam com a citação de TAUBER et alii (1986) de que geralmente o alimento ingerido pelos insetos antes de entrar em diapausa é utilizado para acumular reservas energéticas, principalmente na forma de gorduras, que serão consumidas durante este estado até a reprodução.

Durante o período de atividade normal as larvas apresentaram intenso metabolismo respiratório, com um consumo médio de 117,5 mm^3 de oxigênio/grama/hora, enquanto no período de diapausa decresceu para 57,9 mm^3/ grama/ hora.

Estes resultados seguem a tendência geral que ocorre em insetos em diapausa. De acordo com TAUBER et alii (1986) no início do período de indução da diapausa, o

metabolismo respiratório dos insetos declina até atingir determinada taxa, quando então ocorre uma estabilização até o seu final.

Paralelamente foram realizadas observações no campo para registrar alterações do comportamento das larvas com relação à diapausa.

Após cerca de 90 dias, alimentando-se normalmente no campo, as larvas se deslocaram para maiores profundidades no solo, a partir de abril e início de maio. As larvas para entrarem em diapausa construíram câmaras individuais onde permaneceram inativas por cerca de 130 dias (Figura 8). Ao final deste período, entraram em pré-pupa antes de transformarem-se em pupas, a partir da segunda quinzena de setembro. A profundidade média de localização das câmaras foi de 21,0 cm (Tabela 10). A temperatura média nesta região do solo foi de 18,1°C (intervalo de variação de 17,0 a 19,5°C) e a umidade média foi de 30,2% (intervalo de variação de 29,1 a 31,2%) (4.1.1, Tabelas 5 e 6).

Este comportamento das larvas de *P. cuyabana*, assemelha-se com o que ocorre nas demais espécies deste gênero. De acordo com McCOLLOCH et alii (1928); REINHARD (1940); LIM et alii (1980) e MORÓN (1986), por ocasião do inverno estes insetos localizam-se em regiões mais profundas do solo, onde entram em diapausa.

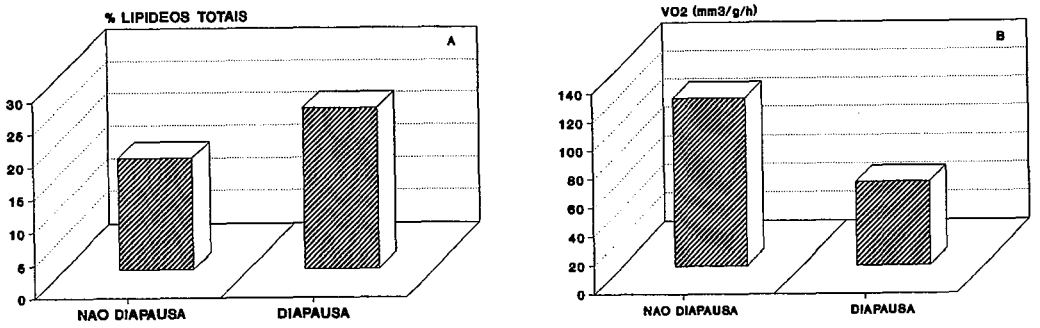


Figura 7. Porcentagem de lipídeos totais (A) e metabolismo respiratório (B) de larvas de terceiro ínstar de *P. cuyabana*, antes e durante a diapausa.

Tabela 10. Número de câmaras observadas, profundidade média, dimensões das câmaras e percentual da população de *P. cuyabana* em diapausa nos meses de maio a setembro. Boa Esperança, Paraná, 1991.

Nº de câmaras	Profundidade média (cm)	Intervalo de variação(cm)	Tamanho médio (cm)	% em diapausa
42	21,0 ± 4,9	12,0 a 27,0	2,82 x 1,83	100

Figura 8. Câmara formada no solo pela larva de terceiro instar de *P. cuyabana* para entrar em diapausa (o inseto aí permanece até a emergência).

4.2.2. Efeito da umidade do solo na duração e viabilidade da fase pupal de *P. cuyabana*

A umidade do solo afetou a duração da fase pupal, não tendo contudo efeito na sua mortalidade. Assim, não houve diferença da duração desta fase nas menores umidade do solo (28,5 e 33,0%). Entretanto no limite superior de umidade (38,7%), houve redução significativa na duração deste período (Tabela 11).

A viabilidade foi semelhante nas três umidades estudadas. Embora a maior umidade tenha reduzido a duração da fase pupal, houve, neste tratamento, 12% de deformações nas asas dos adultos. Este índice diminuiu para 3 e 2 %, respectivamente a 33,0 e 28,5 % de umidade no solo.

Não existem, na literatura, trabalhos associando estes parâmetros, neste grupo de insetos, para que sejam estabelecidas comparações ou conclusões. Um outro aspecto a ser considerado é que a câmara pupal, em laboratório, foi construída artificialmente, o que pode ter levado a resultados não totalmente comparáveis aos da natureza.

Tabela 11. Duração (dias), viabilidade (%) da fase pupal e deformação de adultos (%) de *P. cuyabana* em diferentes níveis de umidade de um Latossolo Roxo Álico A. Temperatura 25°C; escotofase: 24horas.

Umidade do solo (%)	Duração (dias)	Viabilidade (%)	Deformação (%)
28,5	27,4 ± 3,1 a	77,5 a	2
33,0	28,1 ± 3,0 a	75,0 a	3
38,7	25,2 ± 2,3 b	60,0 a	12
C.V. (%)	11,5	24,7	

4.2.3. Fase adulta de *P. cuyabana*

4.2.3.1. Período de maturação sexual

O período de maturação sexual ocorreu dentro das câmaras pupais (Figura 8) e teve a duração média de 11,8 dias, para machos e fêmeas conjuntamente (Tabela 12). Este período é muito variável nas diversas espécies deste gênero. Em Guadeloupe, GRUNER (1973) registrou uma duração de 17 a 24 dias em estudos com *P. pleei* e no Canadá, LIM et alii (1981) observaram a ocorrência de 5 meses para *Phyllophaga anxia* (Le Conte, 1850).

4.2.3.2 Período de pré-oviposição

Os acasalamentos de *P. cuyabana* ocorreram desde o primeiro dia de vôo. Algumas fêmeas ovipositaram após a primeira cópula e outras somente depois de realizarem dois acasalamentos.

O período médio de pré-oviposição foi de 1,4 dias (para 12 fêmeas) com um intervalo de variação de 1 a 3 dias (Tabela 12)

Tabela 12. Período médio de maturação sexual e de pré-oviposição de *P. cuyabana* em um Latossolo Roxo Álico A. Temperatura 25°C, umidade do solo 30%.

Maturação sexual(dias)	Intervalo de variação	Período de pré-oviposição(dias)	Intervalo de variação(dias)
11,8[1]	7 a 16	1,4 ± 0,6[2]	1 a 3

[1] Média de 30 machos e 30 fêmeas

[2] Média de 12 fêmeas

4.2.3.3. Período de oviposição e capacidade de postura

Nas condições desta pesquisa, foi observado que dentre as 12 fêmeas que realizaram posturas, algumas delas não se alimentaram. Entretanto, o período de oviposição e o número de ovos colocados foram semelhantes às demais fêmeas. Deve-se mencionar que em pesquisas futuras, faz-se necessário separar os grupos de adultos, com e sem alimento, para que se possam tirar conclusões seguras. O baixo consumo de alimentos foi observado também

no campo experimental, onde não foi registrado danos na soja. Entretanto, na literatura, há vários registros da ocorrência de danos provocados por adultos de várias espécies de *Phyllophaga* (LUGINBILL & PAINTER, 1953; LIM et alii, 1980; MORÓN, 1986; FORSCHLER & GARDNER, 1990).

O período de oviposição durou 11,0 dias, sendo que o número médio de ovos por fêmea foi de 8,8 considerando-se apenas as 12 fêmeas que fizeram postura e 5,3 incluindo-se as que não ovipositaram (4 morreram nos primeiros dias e 4 tiveram longevidade normal, mas não ovipositaram) (Tabela 13).

O ritmo de postura indicou que o maior percentual dos ovos foi colocado nos primeiros 5 dias (Figura 9).

Com relação à capacidade de postura de *P. cuyabana*, houve uma diferença muito grande entre as fêmeas que ovipositaram, havendo um intervalo de variação de 3 a 14 ovos colocados. Não existem na literatura trabalhos semelhantes com esta espécie, para que se possam estabelecer comparações. Desta forma, a capacidade de postura deste inseto deve ser objeto de futuras pesquisas, embora a metodologia utilizada tenha se mostrado adequada para *P. cuyabana*.

Tabela 13. Número médio de ovos por fêmeas de *P. cuyabana*, em um Latossolo Roxo Álico A. Temperatura 25°C, umidade do solo 30%.

Número de ovos por fêmea			
média[1]	I.V.[2]	média[3]	I.V.
8,8 ± 3,3	3 a 14	5,3 ± 4,7	0 a 14

[1] Média relativa às fêmeas que ovipositaram (n=12)

[2] Intervalo de variação

[3] Média relativa a todas as fêmeas (n=20)

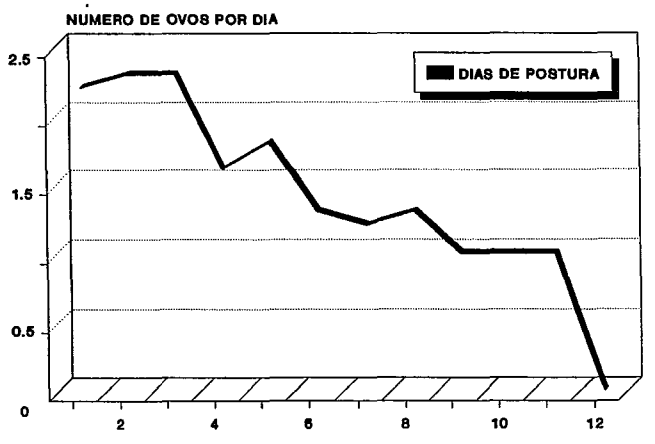


Figura 9. Rítmo de postura de *P. cuyabana*.

4.2.3.4. Acasalamento

As observações feitas no campo e em casa-de-vegetação indicaram que a reprodução é uma das principais razões das revoadas de *P. cuyabana*, desde que a alimentação dos adultos mostrou-se desprezível neste período.

O tempo de duração da cópula foi longo e durou, em média, 72,0 minutos (Tabela 14). Foi observado que os machos e as fêmeas acasalaram apenas uma vez durante a revoada de um determinado dia.

O período de cópula de *Phyllophaga* é variável com a espécie. MORÓN (1986) registrou a duração de 4 a 7 minutos em *Phyllophaga macrophylla* (Bates, 1988), espécie com vôo diurno. GUPPY (1982) observou um período de 180 a 195 minutos de cópula para *P. anxia* e *P. fusca*, espécies com vôo noturno.

O número médio de acasalamentos em gaiolas foi de 3,8 para machos e 3,9 para fêmeas (Tabela 14). Entretanto, deve ser salientado que a proporção de machos e fêmeas observados pode não representar a proporção ideal para a espécie, desde que este é um parâmetro que pode afetar a atividade reprodutiva de insetos (PETERS & BARBOSA, 1977). De acordo com MORÓN (1986), em diversas espécies de *Phyllophaga*, existe uma grande variação na

relação sexual, podendo ser encontrados de 6 a 15 machos para cada fêmea. Na presente pesquisa não foi determinada a razão sexual de *P. cuyabana*.

Tabela 14. Número médio de acasalamentos e duração da cópula (minutos) de *P. cuyabana*, em casa-de-vegetação. Temperatura 25 ± 2° C.

Número de acasalamentos ♂	♀	I.V.*	Duração da cópula (min)	I.V.
3,8±1,1	3,9±1,2	2 - 6	72,0 ± 15,4	39 - 125

* Intervalo de variação

4.2.3.5. Longevidade

A determinação da longevidade de *P. cuyabana* foi dificultada pelo fato de que, nas condições experimentais, grande parte da população morreu no solo. Assim, a longevidade média foi estimada baseando-se em alguns indivíduos que morreram fora do solo, registrando-se

a média de 25,6 dias para 15 machos e 23,1 dias para 11 fêmeas (Tabela 15).

As curvas de sobrevivência de machos e fêmeas obedeceram a distribuição de Weibull (Figura 10), podendo-se desta forma, fazer uma estimativa da sua mortalidade.

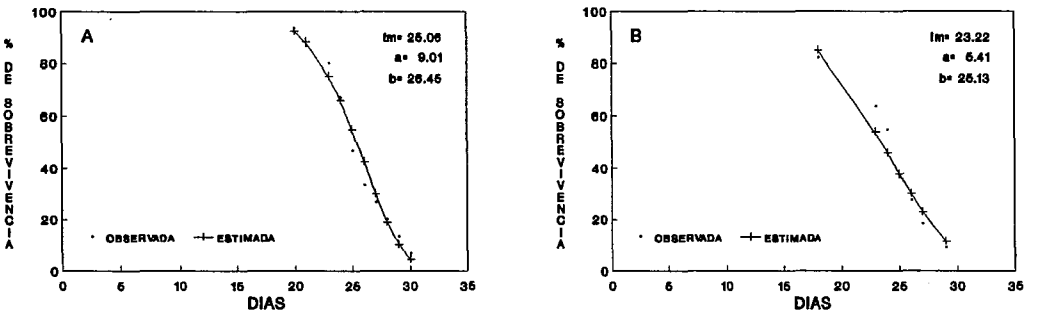


Figura 10. Sobrevivência de machos (A) e fêmeas (B) de *P. cuyabana*, criados em solo cultivado com soja. Valores observados e estimados pela equação de Weibull. Temperatura 25±2°C, fotoperíodo natural, novembro/dezembro-1991.

A longevidade de *Phyllophaga* é muito variável nas diferentes espécies. Em Guadeloupe, GRUNER (1973) registrou que as fêmeas de *P. pleei* viveram de 60 a 72 dias e os machos menos de 60 dias.

O período de revoada durou 12 dias e os machos saíram do solo, em média, 9,8 vezes e as fêmeas 7,7. Esta atividade não foi diária para o mesmo indivíduo, havendo alternância nos dias de vôo (tabela 15).

Tabela 15. Número de dias de vôo e longevidade de *P. cuyabana* em casa de vegetação. Temperatura 25 ± 2° C, umidade do solo 30 ± 2 %.

	Dias de vôo	I.V.*(dias)	Longevidade	I.V.
Macho	9,8 ± 2,5	7 - 14	25,6 ± 3,2	20-32
Fêmea	7,7 ± 1,5	5 - 10	23,1 ± 3,8	18-29

* Intervalo de variação

Em virtude de ter sido observado que o número de dias de vôo (Tabela 15) foi maior que o de acasalamentos (Tabela 14), e que a alimentação dos adultos foi desprezível, pode-se supor que as revoadas se constituem em um importante mecanismo de dispersão de *P. cuyabana*.

4.2.3.6. Atração de *P. cuyabana* por luzes de diferentes comprimentos de onda

O número de adultos atraído por lâmpadas de diferentes cores foi significativamente maior na amarela. Neste caso, os machos foram mais atraídos do que as fêmeas, sendo que do total de machos, 37,2% foram atraídos, contra apenas 16,2% de fêmeas (Tabela 16). Para casais, houve uma atração de 29,3% e neste caso, além do efeito da luz, existiu a atração sexual dos machos pelas fêmeas, uma vez que foram observados acasalamentos entre os indivíduos capturados. As demais lâmpadas comparadas não foram eficientes na atração de *P. cuyabana* (Tabela 16 e Figura 11).

Os dados obtidos indicaram que existe um potencial para utilização de lâmpada de cor amarela para estudos futuros sobre dinâmica populacional e monitoramento de adultos de *P. cuyabana*.

O horário de exposição dos insetos à luz influenciou no número de indivíduos capturados. Nos testes realizados com a lâmpada amarela (a mais eficiente), os machos e fêmeas foram mais atraídos entre 19:00-20:00 horas, num total de 38,0 e 41,1% de atração, respectivamente. Após este período, o percentual de capturas foi decrescente até as 24:00 horas. Com casais os

valores foram estatisticamente semelhantes entre 19:00-21:00 horas, indicando mais uma vez, a interação luz x atração sexual (Tabela 17 e Figura 12).

Tabela 16. Número médio (%) de fêmeas, casais e machos de *P. cuyabana* atraídos por luz de diferentes comprimentos de ondas. Temperatura 25°C, U.R. 60 ± 10%.

Luz	Porcentagem de indivíduos atraídos		
	Fêmeas	Casais	Machos
G (amarela)	16,2 a[1]	29,3 a	37,2 a
UBL (ultra-azul)	3,5 bc	4,7 bc	2,8 b
BLB (ultra-violeta)	2,8 bc	4,8 bc	2,5 b
BL (ultra-violeta)	4,5 b	5,8 b	2,3 b
PL (luz de planta)	1,8 c	3,1 c	3,3 b
W (branca)	3,0 bc	3,7 c	4,5 b
C.V. (%)	18,4	9,6	23,8

[1]. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, ao nível de 5 % de probabilidade.

Os resultados obtidos no laboratório refletem o comportamento de *P. cuyabana* em condições de campo, pois o fato dos machos serem mais atraídos do que as fêmeas está relacionado com a maior atividade que estes apresentam durante as revoadas, notadamente em busca da fêmea (cópula) (4.1.1.3.1). Este comportamento dos machos de *P. cuyabana* assemelha-se ao de outras espécies deste gênero (TEETES et alii, 1976; GUPPY, 1982).

A maior atração nas coletas entre 19:00 e 20:00 horas é um reflexo da intensa atividade de vôo que ocorre diariamente no crepúsculo e início da noite em condições de campo.

Resultados semelhantes foram obtidos nos EUA por STONE (1986) que registrou a influência do horário sobre as coletas de *P. crinita*. O autor usou armadilha luminosa com luz ultra-violeta, no campo, e coletou 55,4% dos indivíduos até as 21:00 horas, 13,5% entre 21:00 e 21:30 h, 6,9% das 21:30 as 22:00 e 6% das 22:00 as 22:30h; o percentual restante foi coletado até o final da madrugada.

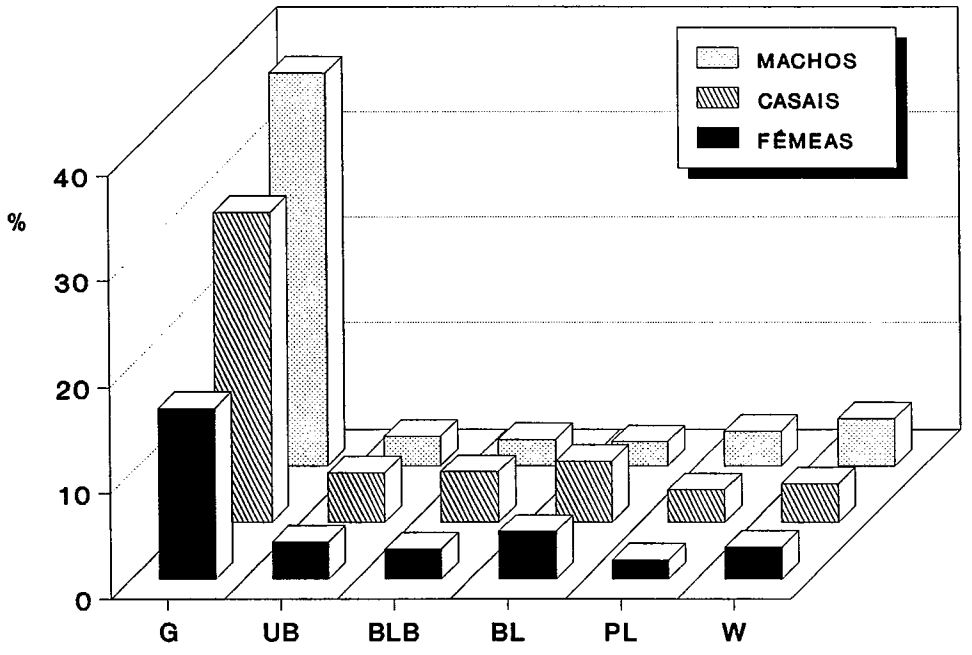


Figura 11. Percentual de adultos de *P. cuyabana* atraídos por lâmpadas de diferentes comprimentos de ondas. Temperatura 25°C, U.R. 60±10%.

Tabela 17. Influência do horário na porcentagem de atração de machos, fêmeas e casais de *P. cuyabana*, por lâmpada de cor amarela. Temperatura 25 ± 1°C, U.R. 60 ± 10%.

Horário	Porcentagem de indivíduos atraídos		
	Casal	Macho	Fêmea
19:00 - 20:00	31,0 a[1]	38,0 a	41,1 a
20:00 - 21:00	23,5 ab	30,3 b	28,6 b
21:00 - 22:00	20,0 b	17,7 c	20,3 b
22:00 - 23:00	16,5 bc	9,0 c	7,5 c
23:00 - 24:00	9,0 c	5,0 c	2,5 c
C.V. (%)	16,9	14,4	17,2

[1] Médias seguidas das mesmas letras não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

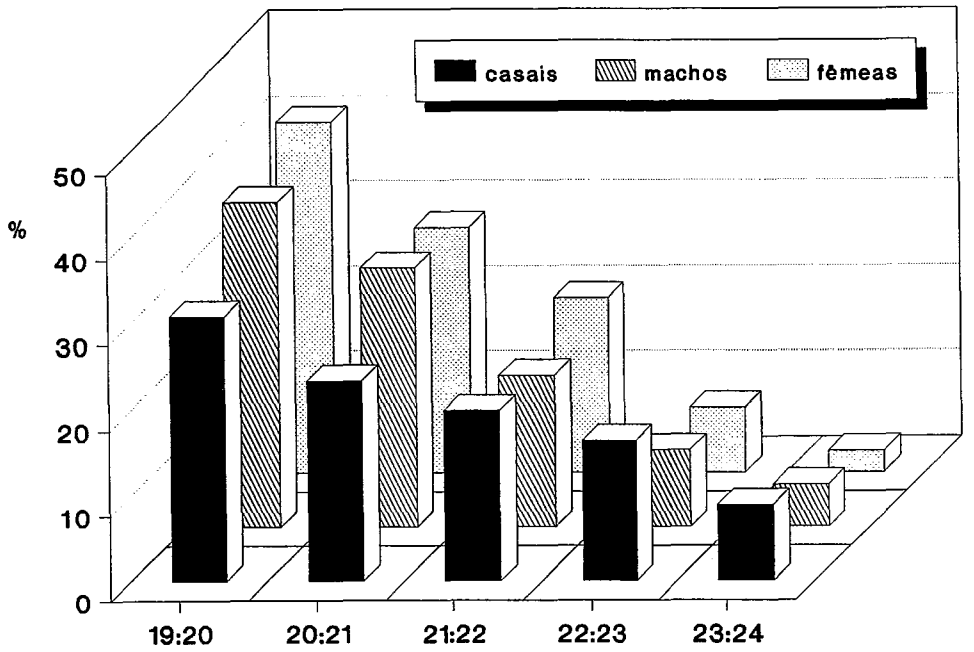


Figura 12. Efeito do horário sobre a captura de *P. cuyabana* por luz de cor amarela. Temperatura 25°C, U. R. 60 ± 10%.

4.2.3.7. Efeito do fotoperíodo sobre o comportamento de vôo de *P. cuyabana*

Foi observado que houve efeito da luz inibindo os adultos de saírem do solo para as atividades de vôo. Em todos os tratamentos, durante a fotofase, não foi obervada a presença de indivíduos fora do solo, de modo que a alteração do horário de início da escotofase, em relação à natureza (campo experimental), proporcionou que os insetos saíssem do solo apenas com a ausência da luz

(Tabela 18), indicando que não existe um "relógio biológico" que condiciona este comportamento. A diferença numérica entre tratamentos, durante a escotofase, é explicada pelo comportamento dos adultos de *P. cuyabana*, que saem do solo em dias alternados (4.2.3.5).

Tabela 18. Efeito do fotoperíodo (escotofase:fotofase) sobre as atividades de vôo de *P. cuyabana*. Temperatura 25°C, U.R. 60 ± 10%.

Foto-período	% de indivíduos fora do solo		
	ESCOTOFASE		FOTOFASE
	Com alimento	Sem alimento	
0:24	43[1]	42	0
24:0	-	-	0
14:10[2]	39	36	0
13:11[3]	46	44	0
14:10[4]	45	48	0

[1] Média do número de machos, fêmeas e casais, conjuntamente

[2] Início da escotofase às 22:00 h

[3] Início da escotofase às 21:00 h

[4] Fotoperíodo semelhante ao do campo experimental

4.2.4. Fase de ovo de *P. cuyabana*

4.2.4.1. Período de incubação e viabilidade em diferentes temperaturas do solo.

O período de incubação foi afetado pela temperatura e decresceu com a elevação térmica. Foi observada diferença estatística entre todos os tratamentos. A maior duração para a fase foi registrada a 18° C (47,1 dias) e a menor ocorreu a 32° C (10,0 dias) (Tabela 19). Os resultados obtidos a 25 e 30° C, respectivamente 15 e 12,7 dias, foram os mais próximos aos registrados no campo (aproximadamente 14 dias) (4.1.1.4).

A porcentagem de eclosão foi significativamente reduzida nas temperaturas extremas (Tabela 19). A 18°C a viabilidade foi de 31% e o longo período de incubação proporcionou o crescimento de microrganismos patogênicos. A 32°C a viabilidade foi de 39% e a alta temperatura também favoreceu a incidência de patógenos, especialmente fungos. Em ambas as situações observou-se o aparecimento de ovos escuros inviáveis. A maior taxa de eclosão foi detectada a 25°C, que pode ser considerada a condição térmica ideal para a obtenção de larvas em criação em laboratório, considerando-se a duração e viabilidade do período.

Tabela 19. Período médio de incubação (dias) e viabilidade de ovos (%) de *P. cuyabana*, sob diferentes temperaturas de um Latossolo Roxo Álico A. Umidade do solo 30 %.

Temperatura (° C)	Intervalo de variação(dias)	Duração (dias)	Viabilidade (%)
18	43 a 54	47,1 ± 3,5 a[1]	31 c
20	25 a 33	28,6 ± 2,6 b	67 b
22	16 a 23	19,3 ± 2,3 c	77 ab
25	13 a 18	15,0 ± 1,1 d	85 a
30	11 a 16	12,7 ± 1,2 e	66 b
32	9 a 12	10,0 ± 0,6 f	39 c
C.V. (%)		4,58	18,17

[1] Médias seguidas das mesmas letras não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

4.2.4.2. Determinação das exigências térmicas

Pôde-se constatar que o limite térmico inferior de desenvolvimento da fase de ovo de *P. cuyabana* foi de 13,1° C, com uma exigência térmica de 195,9 graus dias para completar o período embrionário (Tabela 20 e Figura 13).

Tabela 20. Temperatura base (tb), constante térmica (K), equação da velocidade de desenvolvimento (1/D) e coeficiente de determinação (R^2) para a fase de ovo de *P. cuyabana*.

tb* (°C)	K (GD)**	Equação	R^2 (%)
13,1	195,9	1/D=-0,0666687 + 0,0051055 T***	96,5

* Calculado pelo método da hipérbole

** GD = graus dias

*** T = temperatura

Observou-se que em função da temperatura, a velocidade de desenvolvimento da fase ajustou-se ao modelo linear, obtido através da recíproca da equação da hipérbole (HADDAD & PARRA, 1984).

A determinação das exigências térmicas da fase de ovo poderá ser utilizada para a previsão de ocorrência de formas jovens de *P. cuyabana*, tomando-se por base a temperatura local. Assim, a definição da época de aparecimento de larvas de primeiro instar poderá facilitar a adoção de medidas de controle. Sugerem-se estudos em campo sobre este assunto, bem como as exigências térmicas das demais fases do inseto.

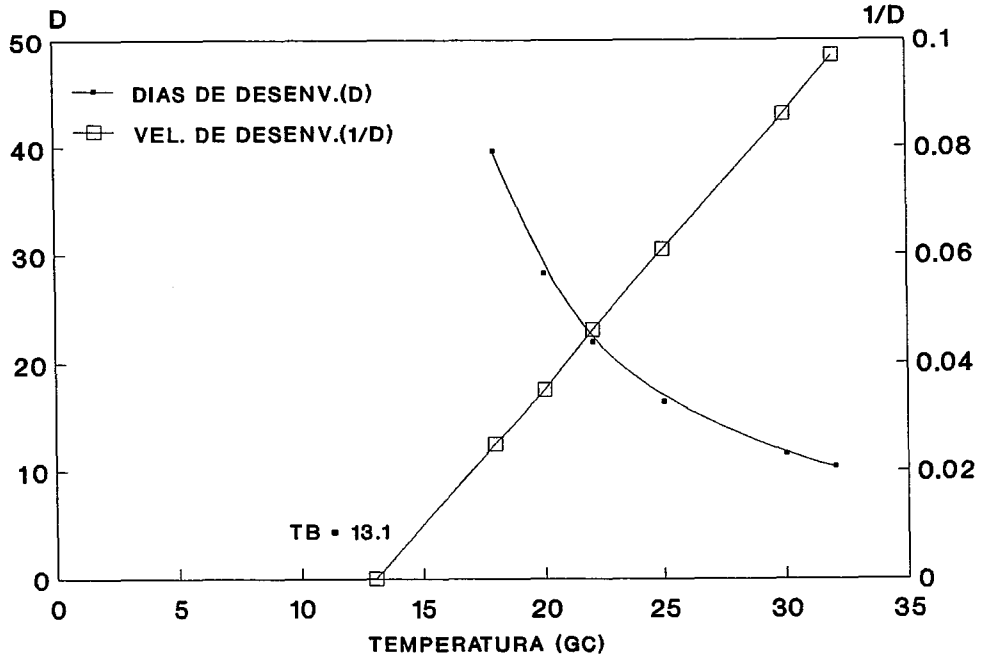


Figura 13. Tempo e velocidade de desenvolvimento da fase de ovo de *P. cuyabana*, em função da temperatura.

4.2.4.3. Período de incubação e viabilidade sob diferentes umidades do solo

O período de desenvolvimento embrionário de *P. cuyabana* não foi alterado significativamente no solo com 28,5 e 33,0 % de umidade. Nestas condições, a duração foi de 15,1 e 15,6 dias, respectivamente (Tabela 21). Com o aumento da umidade para 38,7%, ocorreu uma diminuição significativa do período de incubação, registrando-se a média de 12,8 dias.

As condições extremas, seca (23,4%) e excesso de umidade (43,2%) foram inadequadas para o desenvolvimento embrionário, ocorrendo inviabilidade de 100% dos ovos. No limite inferior de umidade, todos os ovos ressecaram durante a primeira semana do experimento e com o excesso de água ocorreram microrganismos e alta incidência de ovos escuros, inviáveis.

A porcentagem de eclosão foi semelhante (80 e 81 %) quando os ovos foram expostos a 28,5 e 33,0 % de umidade e decresceram significativamente (64%) com o acréscimo do teor de água do solo para 38,7% (Tabela 21).

As alterações de umidade do solo devem ser bastante importantes para o ciclo de *P. cuyabana*, pois as maiores umidades também reduziram o período pupal (4.2.2). Desta forma, o deslocamento do inseto no solo, durante o

ano, deve estar necessariamente relacionado à umidade e temperatura do solo. Conforme estabelecido no presente trabalho, condições extremas de umidade podem limitar o desenvolvimento biológico do inseto (Tabela 21).

Tabela 21. Período médio de incubação (dias) e viabilidade de ovos (%) de *P. cuyabana* em diferentes níveis de umidade de um Latossolo Roxo Álico A. Temperatura do solo 25° C.

Umidade (%)	Intervalo de variação	Duração (dias)	Viabilidade (%)
23.4	-	-	-
28.5	13 - 20	15,1 ± 1,4 a[1]	81 a
33.0	13 - 20	15,6 ± 1,1 a	80 a
38.7	10 - 17	12,8 ± 1,3 b	64 b
43.2	-	-	-
C.V. (%)		4,19	19,4

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

4.2.4.4 Absorção de água pelo ovo durante o período embrionário

Os ovos de *P. cuyabana* tiveram os pesos e tamanhos alterados durante o período de incubação (14,5 dias). A alteração de peso foi registrada em laboratório, obtendo-se um aumento médio de 2,9 vezes, desde o primeiro dia de postura (2,7 mg) até o penúltimo dia de incubação (7,7 mg) (Figura 14). O tamanho médio dos ovos aumentou de 2,51 x 1,53 mm (1º dia) para 2,83 x 2,22 mm (13º dia).

O aumento de tamanho em ovos deste gênero de inseto foi registrado por REINHARD (1940) no Texas, EUA. O autor observou que os ovos de *Phyllophaga lanceolata* (Saylor, 1825) aumentaram de 1,5 mm para 3,0 mm durante os primeiros dias de incubação.

Este é um aspecto importante nos levantamentos populacionais da espécie em condições de campo, pois dependendo da época, os ovos podem apresentar formas e tamanhos diferentes, sugerindo, se não houver o conhecimento adquirido na presente pesquisa, que tratam-se de espécies diferentes.

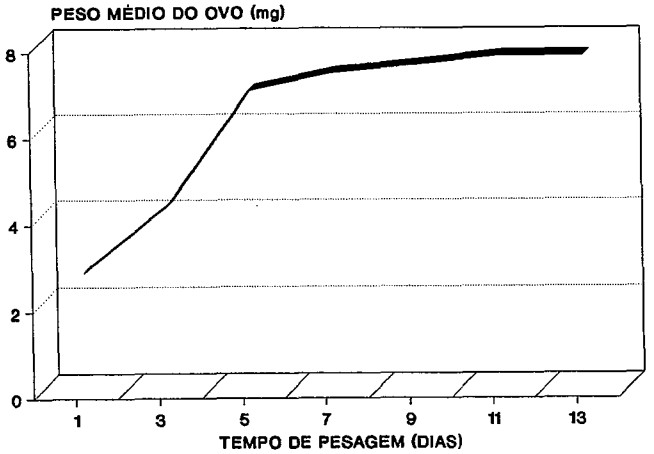


Figura 14. Aumento de peso dos ovos de *P. cuyabana* durante o período de incubação. Temperatura 25°C, U.R. 100%.

4.3. Considerações gerais

A pesquisa realizada sobre a distribuição temporal e vertical das fases de *P. cuyabana* indicou a ocorrência de um ciclo biológico univoltino (uma geração por ano), no qual as fases do inseto ocorreram em épocas bem definidas (Figura 15). Desta forma, nos meses de novembro e dezembro apareceram os adultos, ovos e larvas de primeiro e início do segundo instar, concomitantemente. A

partir de janeiro foram encontradas larvas de segundo e início do terceiro instar. De fevereiro até o início da segunda quinzena de setembro somente ocorreu o terceiro instar, sendo que a partir de maio 100% da população entrou em diapausa. No mês de outubro apareceram somente pupas. Os adultos foram encontrados a partir do final de outubro até início de dezembro, completando o ciclo do inseto.

Assim, para efeito de discussão dos resultados obtidos e sua aplicaçao no manejo desta praga, supõe-se que *P. cuyabana* possa ser vulnerável à determinadas medidas de controle, apenas em certas épocas do ano. Para tanto, deve-se considerar a programação da época de plantio da soja, realizando-se o plantio precoce, de tal forma que por ocasião das revoadas e início de oviposição, as plantas, já em desenvolvimento vegetativo, tenham maior capacidade de recuperação aos danos causados pelas larvas de *P. cuyabana* às raízes. Após a colheita da soja e antes que ocorra o deslocamento da população, para entrar em diapausa, em maiores profundidades, o preparo do solo poderá se constituir em um mecanismo potencial de controle. A partir do mês de maio, devido a localização mais profunda e pelo fato das larvas se encontrarem abrigadas em câmaras, supõe-se que seja dificil encontrar-se alguma medida efetiva de controle. Finalmente, com o surgimento dos adultos em revoadas, a partir de novembro,

poderá ser feito o controle com inseticidas seletivos e principalmente com feromônios sexuais. A utilização de lâmpadas de cor amarela, poderá indicar este momento de revoada, por serem bastante atrativas à *P. cuyabana* (4.2.3.6).

Cabe salientar que estas alternativas devem ser objeto de pesquisas para a sua real comprovação e utilização em programas de manejo e/ou controle desta praga da soja.

Verificou-se que a diapausa larval, efetivamente comprovada em laboratório, constitui-se em importante mecanismo de sobrevivência de *P. cuyabana* durante a época do ano em que a temperatura e umidade das camadas superficiais do solo, sejam inadequadas para o desenvolvimento do inseto. A mortalidade nesta época foi desprezível (4.1.1.1., Tabela 7).

Outros aspectos básicos, relacionados ao efeito da temperatura e umidade do solo sobre algumas fases do ciclo biológico de *P. cuyabana*, poderão também fornecer subsídios ao controle da praga, visando a previsão de sua ocorrência.

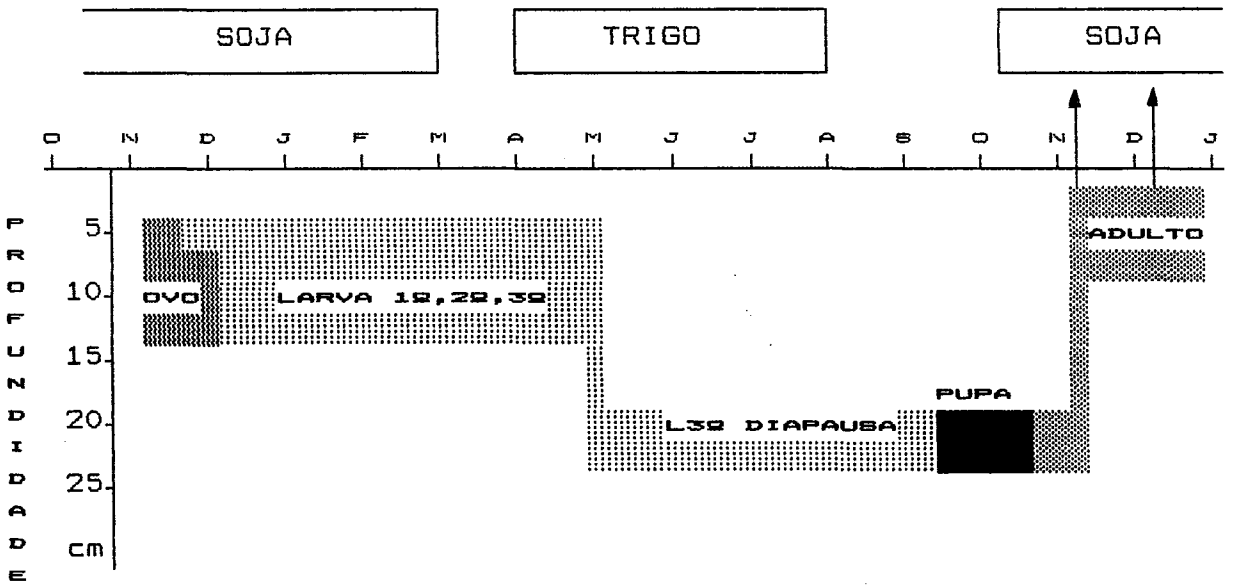


Figura 15 Representação esquemática do ciclo anual de *P. cuyabana* no solo e sua associação com a cultura agrícola predominante. Boa Esperança, Paraná, 1990/91. As setas indicam a época de saída dos adultos do solo.

5. CONCLUSÕES

Baseando-se nos resultados obtidos na presente pesquisa pôde-se concluir:

1. *Phyllophaga cuyabana* (Moser, 1918) é um inseto univoltino;

2. O período de incubação de *P. cuyabana* é afetado pela temperatura e decresce com a elevação térmica;

3. O limite térmico inferior de desenvolvimento da fase de ovo é de 13,1°C com exigências térmicas de 195,9 graus dias;

4. O período de incubação não varia em solo com 28,5 e 33,0% de umidade; entretanto o excesso (43,2%)ou falta de água (23,4%) no solo não permitiu o desenvolvimento do embrião de *P. cuyabana*;

5. Durante o período embrionário, o ovo absorve água, aumentando significativamente em peso e tamanho;

6. As larvas ativas vivem na região do solo explorada pelo sistema radicular da soja;

7. A fase larval, com três ínstares, é a

mais longa do ciclo biológico e ocorre desde novembro até setembro do ano seguinte;

8. A mortalidade larval no campo é alta, da ordem de 80,1%;

9. A diapausa no terceiro ínstar larval de *P. cuyabana*, constitui-se em importante mecanismo de sobrevivência da espécie, pois a mortalidade neste período, no campo é desprezível;

10. A diapausa larval é caracterizada pelo aumento do teor de lipídeos totais, menor metabolismo respiratório e pelo aprofundamento no solo, permanecendo em câmaras individuais de terra;

11. Na fase de pupa, os insetos vivem nas mesmas câmaras onde entraram em diapausa;

12. A umidade do solo afeta a duração da fase pupal, não tendo, entretanto, efeito na sua mortalidade;

13. O período de maturação sexual de *P. cuyabana* ocorre dentro das câmaras e é de 11,8 dias, sendo o período de pré-oviposição de 1,4 dias;

14. O período de oviposição de *P. cuyabana* é de 11 dias, sendo que cada fêmea coloca 8,8 ovos e a maior porcentagem de postura ocorre entre o primeiro e o quinto dias;

15. A duraçao da cópula de *P. cuyabana* é de 72,0 minutos;

16. O número médio de acasalamentos de *P. cuyabana* é de 3,8;

17. Durante o período de revoadas, os indivíduos saem do solo em dias alternados;

18. O período de revoadas, em gaiolas, dura 12 dias. Os vôos são realizados no crepúsculo e início da noite, têm duração de 30 a 40 minutos e os adultos retornam para o solo até as 24:00 horas;

19. A luz de cor amarela é a que exerce maior atração sobre os adultos de *P. cuyabana*;

20. O horário de maior atração dos adultos é das 19:00 às 21:00 horas;

21. A luz inibe a saída dos adultos de *P. cuyabana* do solo.

22. A curva de sobrevivência de *P. cuyabana* obedece a distribuição de Weibull.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ARAÚJO, J.R. **Guia prático para criação da broca da cana-de-açúcar e de seus parasitóides em laboratório.** Piracicaba. IAA/ PLANALSUCAR, 1987. 36p.

BLACKWELDER, R.E., comp. **Checklist of the coleopterous insects of Mexico, Central America, The West Indies and South America.** Washington, Smithsonian Institution, 1957. pt.2, p.223-7. (United States National Bulletin, 185).

BOTELHO, P.S.M.; SILVEIRA NETO, S.S.; SALLES, L.A.B.; BARBIN, D.; BORGES,C.G. Teste de atração de *Musca domestica* L. com luzes de diferentes comprimentos de onda. **O Solo**, Piracicaba, **65**(2): 42-5, 1973.

BUENO, R.; STONE, J.D.; HINOJOS, J. The vertical migration of white grubs after peak adult flight in West Texas. **The Southwestern Entomologist**, Weslaco, **13**(1):1-9, 1988.

CHALUMEAU, F. & GRUNER, L. Scarabaeoidea des Antilles Françaises, II partie: Melolonthinae et Rutelinae

(Coleoptera). **Annales de la Societe Entomologique de France**, Paris, **12**(1): 83-112, 1976.

CORRÊA-FERREIRA, B.S. Ocorrência natural do complexo de parasitóides de ovos de percevejos da soja no Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Porto Alegre, **15**(2): 189-99, 1986.

COSTA, C.; VANIN, S.A.; CASARI-CHEN, S.A. **Larvas de Coleoptera do Brasil.** São Paulo, Museu de Zoologia, 1988. 282p.

DYAR, H.G. The number of molts of lepidopterous larvae. **Psyche**, Cambrige, **5**: 420-2, 1890.

EASTMAN, C.E. Sampling phytophagous underground soybean arthropods. In: KOGAN,M. & HERZOG,D.C., ed. **Sampling methods in soybean entomology.** New York, Springer-Verlag, 1980. p.327-54.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. Servico Nacional de Levantamento de Solo. **Levantamento de reconhecimento dos Solos do Estado do Paraná.** Curitiba, 1984. 2v, 791p. (EMBRAPA/ SNLCS. Boletim Técnico,27).

ESTADOS UNIDOS. Department of Agriculture. Soil Survey Staff. **Keys to soil taxonomy.** 4.ed. Blacksburg, Virginia Polytechnic Institute and State University, 1990. 422p. (SMSS Technical Monographs, 19).

FORSCHLER, B.T. & GARDNER, W.A. A review of the scientific literature on the biology and distribution of the genus *Phyllophaga* (Coleoptera:Scarabaeidae) in the southestern United States. **Journal of Entomological S c i e n c e ,** Tifton, **25**(4): 628-51, 1990.

FUJIYAMA, S. The larval diapause of three scarabaeid and its function in their life cycles. In: BROWN, V.K. & HODEK, I., ed. **Diapause and life cycles strategies in insects.** The Hague, W. Junk, 1983. p.55-66.

GARDNER, W.H. Water content. In: BLACK, C.A., ed. **Methods of soil analysis.** Madison, Academic Press, 1965. cap.7, p. 82-127.

GASSEN, D.N. **Insetos subterrâneos prejudiciais às culturas no sul do Brasil.** Passo Fundo, EMBRAPA/CNPT, 1989. 45p. (EMBRAPA/ CNPT. Documentos, 13)

GAYLOR, M.J. & FRANKIE. G.W. The relationship of rainfall to adult flight activity and of soil moisture to oviposition behaviour and egg and first instar survival in *Phyllophaga crinita*. **Environmental Entomology**, Lanham, **8**(4): 591-4, 1979.

GAZZONI, D.L. Manejo de pragas da soja. In: VERNETT. J, coord. **Soja;** planta, clima, pragas e moléstias. Campinas, Fundação Cargill, 1983. v.1, p. 191-338.

GORDON, R.D. & ANDERSON, D.M. The species of Scarabaeidae (Coleoptera) associated with sugarcane in South Florida. **Florida Entomologist**, Winter Haven, **64**(1): 119-37, 1981.

GRUNER, L. Recherches sur le comportement, au cours de sa vie imaginale de *Phyllophaga pleei* Bl. (Coleoptera: Scarabaeidae). **Annales de Zoologie Ecologie Animale**, Petit Bourg, **5**(3): 385-424, 1973.

GUPPY, J.C. Effects of temperature and light intensity on nocturnal activity patterns of the northern june beetle, *Phyllophaga fusca* and the commom june beetle, *P. anxia* (Coleoptera: Scarabaeidae). **The Canadian Entomologist**, Ottawa, **114**: 1151-7, 1982.

GUPPY, J.C. & HARCOURT, D.G. A sampling plan for studies on the population dynamics of white grubs, *Phyllophaga* spp. (Coleoptera: Scarabaeidae). **The Canadian Entomologist**, Ottawa, **105**: 479-83, 1973.

HADDAD, M.L. & PARRA, J.R.P. **Métodos para estimar os limites térmicos e a faixa ótima de desenvolvimento das diferentes fases do ciclo evolutivo dos insetos.** Piracicaba, FEALQ, 1984. 12p.

HAMMOND, G.H. Soil pH and intensity of *Phyllophaga* infestation. **Annual Report of the Entomological Society of Ontario**, Ottawa, **79**: 13-9, 1948.

HOFFMANN-CAMPO, C.B. "**Tamanduá da soja**"; aspectos biológicos, danos e comportamentos. Londrina, EMBRAPA/CNPSo., 1989. n.p.

HOFFMANN-CAMPO, C.B.; OLIVEIRA, L.J.; GARCIA,A. Effects of cultural practices on population of subterraneous habit beetles. In: INTERNATIONAL PLANT PROTECTION CONGRESS, 12., Rio de Janeiro,1991. **Integrated management for crop protection**; oral and poster sessions. Rio de Janeiro, s.ed., 1991. n.p.

IVES, W.G.H. & WARREN, C.L. Sequencial sampling for white grubs. **The Canadian Entomologist,** Ottawa,**97**(2):596-604, 1965.

KING, A.B.S. Biology and identification of white grubs (*Phyllophaga*) of economic importance in Central America. **Tropical Pest Management,** London, **30**(1): 36-50, 1984.

KING, A.B.S. Factors affeting infestation by larvae of *Phyllophaga* spp. (Coleoptera: Scarabaeidae) in Costa Rica. **Bulletin of Entomological Research,** London, **75:** 417-27, 1985.

LENTZ. G.L. Occurrence of *Phyllophaga congrua* (LeConte) and *P. implicita* (Horn) (Coleoptera: Scarabaeidae) on soybeans. **Journal of the Kansas Entomological Society,** Lawrence, **54**(2): 202-6, 1985.

LIM, K.P.; STEWART, R.K.; YULE,W.N. A historical review of the bionomics and control of *Phyllophaga anxia* (LeConte) (Coleoptera: Scarabaeidae), with special reference to Quebec. **Annales de la Société Entomologique du Quebec,** Ste-Foy, **25:** 163-78, 1980.

LIM, K.P.; STEWART, R.K.; YULE,W.N. Spatial distribution of white grubs (*Phyllophaga anxia*: Coleoptera: Scarabaeidae) in two Quebec pasture soils, and optimun sample size to estimate population densities. **Annals of the Entomological Society of Quebec**, Ste-Foy, 27(3):176-83, 1982.

LIM, K.P.; YULE, W.N.; STEWART, R.K. Distribution and life history of *Phyllophaga anxia* (Coleoptera: Scarabaeidae), in southern Quebec. **Annals of the Entomological Society of Quebec**, Ste-Foy, **26**: 100-12, 1981.

LUGINBILL, P. & PAINTER, H.R. **May beetles of the United States and Canada.** Washington, USDA, 1953. 102p. (USDA. Technical Bulletin, 1060).

McCOLLOCH, J.W.; HAYES, W.P.; BRYSON, R.P. Hibernation of certain scarabaeids and their *Tiphia* parasites. **Ecology**, Tempe, **9**:34-42, 1928.

MORÓN, M.A. **El genero Phyllophaga en México**; morfologia, distribucion y sistematica supraespecifica (Insecta: Coleoptera). México, Instituto de Ecologia, 1986. 341p.

MOSCARDI,F. **Utilizacão de *Baculovirus anticarsia* para o controle da lagarta da soja, *Anticarsia gemmatalis*.** Londrina, EMBRAPA/ CNPSO, 1983. 13p. (EMBRAPA/CNPSO. Comunicado Técnico, 23).

MOSER,J. Neue arten der gattungen *Lachnosterna* Hope und *Phytalus* Er. (Col.). **Stettiner Entomologishe Zeitung.** Stettin, **79**:52, 1918.

NACHI, C. Diagnóstico. In: REUNIÃO SUL-BRASILEIRA DE INSETOS DE SOLO, 2., Londrina, 1989. **Ata.** Londrina, EMBRAPA/CNPSO, 1989. p. 9-15.

OLIVEIRA, L.J. & AMARAL, M.L.B. Pragas de hábito subterrâneo da soja. Situação atual e perspectivas de controle no Brasil. **Terra e Cultura**, Londrina, **15**:20-30, 1992.

OLIVEIRA, L.J. & HOFFMANN-CAMPO, C.B. Influência da época de semeadura sobre larvas de escarabeídeos (Coleoptera: Scarabaeidae). In: REUNIÃO SUL-BRASILEIRA DE INSETOS DE SOLO, 3., Chapecó, 1991. **Ata.** Chapecó, EMPASC, 1991. p.17.

OLIVEIRA, L.J. & HOFFMANN-CAMPO, C.B. Flutuação populacional e comportamento de larvas de escarabeídeos em soja. In: EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. CENTRO NACIONAL DE PESQUISA DE SOJA. **Resultados de Pesquisa de soja - 1989/90.** Londrina, 1992. (no prelo).

OLIVEIRA, L.J.; HOFFMANN-CAMPO, C.B.; CORSO, I. Efeito de diferentes sistemas de preparo de solo sobre larvas do coró-da-soja (Coleoptera: Scarabaeidae), em Boa Esperança, Paraná. In: REUNIÃO SUL-BRASILEIRA DE INSETOS DE SOLO, 3., Chapecó,1991. **Ata.** Chapecó, EMPASC, 1991. p.12

PARRA, J.R.P. **Biologia dos Insetos.** Piracicaba, ESALQ/ Departamento de Entomologia, 1979. 383p.

PARRA, J.R.P. & HADDAD, M.L. **Determinação do número de instares de insetos.** Piracicaba, FEALQ, 1989. 49p.

PETERS, T.M. & BARBOSA, P. Influence of population density on size, fecundity and developmental rate of insects in culture. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, **22:** 431-50, 1977.

PETERSON, A. Coleoptera. In:--------. **Larvae of insects;** Diptera, Neuroptera, Siphonaptera, Mecoptera, Trichoptera , Coleoptera. Michigan, Edwards Brothers,1960. pt.2, p.102-8.

PIKE, K.S.; RIVERS, R.L.; OSETO, C.Y.; MAYO, Z.B. **A world bibliography of the genus *Phyllophaga*.** Lincoln, University of Nebraska/Institute of Agriculture and Natural Reseources/ The Agriculture Experimental Station, 1976. 21p. (MP51).

POLIVKA, J.B. Grub population in turf varies with pH levels in Ohio soils. **Journal of Economic Entomology,** Lanham, **53**(5): 860-3, 1960.

POTTER, D.A. Seasonal emergence and flight of northern andsouthern masked chafers in relation to air and soil temperature and rainfall patterns. **Environmental Entomology,** Lanham, **10**: 793-7, 1981.

REINHARD, H.J. The life history of *Phyllophaga lanceolata* (Say) and *P. crinita* Burmeister. **Journal of Economic Entomology,** Lanham, **33**(3): 572-8, 1940.

RICHARDS, L.A. Physical condition of water in soil. In: BLACK,C.A., ed. **Methods of soil analysis.** Madison, Academic Press, 1965. cap.8., p.128-52.

RITCHER, P.O. Biology of Scarabaeidae. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, **3**:311-33, 1958.

RITCHER, P.O. Subfamily Melolonthinae. In:--------. **White grubs and their allies.** Corvallis, Editora Oregon State Univer. Press,1966. p.75-229. (Oregon State Monographs. Studies in Entomology, 4).

ROEL, A.R. & DEGRANDE, P.E. **Ocorrência do "cascudinho" (*Myochrous armatus*) Baly 1865 (Col. Chrysomelidae) na cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill) no município de São Gabriel do Oeste - MS.** Campo Grande, EMPAER, 1986. 13p. (EMPAER. Comunicado Técnico, 5)

ROSANDER, R.W. & WERNER, F.G. Larvae of some Arizone species of *Phyllophaga* (Coleoptera:Scarabaeidae).**Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, **63**(4): 1136-42, 1970.

SANDERSON, M.W. Faunal affinities of Arizona *Phyllophaga*, with notes and descriptions of new species. **Journal of the Kansas Entomological Society**, Lawrence, **31**(2): 158-73, 1958.

SGRILLO, R.B. A distribuição de Weibull como modelo de sobrevivência de insetos. **Ecossistema**, Espírito Santo do Pinhal, **7**(1): 9-13, 1982.

STONE, J.D. Time and height of flight of adults of white grubs (Coleoptera: Scarabaeidae) in the southwestern United States. **Environmental Entomology**, Lanham, **15**(1): 194-7, 1986.

TAUBER, M.J.; TAUBER, C.A.; MASAKI,S. **Seasonal adaptations of insects.** New York, Oxford Press, 1986. 411p.

TEETES, G.L.; WADE, L.J.; McINTYRE, R.C.; SCHAFFER, C.A. Distribution and seasonal biology of *Phyllophaga crinita* in the Texas high plains. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, **69**(1): 59-63, 1976.

TURNIPSEED, S.G. & KOGAN, M. Soybean entomology. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, **21**: 247-82, 1976.

UMBREIT, W.W.; BURRIS, R.H.; STAUFFERS,J.F. **Manometric and biochemical techniques.** 5.ed. Minneapolis, Burgess 1972. 387p.

WALKER, P.T. Sampling crop pests. In: YOUDEOWEI, A. & SERVICE, M.W., ed. **Pests and vector management in the tropics.** New York, Longmans, 1983. p.62-75.