

LUCIENE MAURA MASCARINI

"ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Muscina stabulans* (Fallén, 1817), EM
CONDIÇÕES LABORATORIAIS".

Dissertação apresentada à Comissão de Pós-
Graduação do Instituto de Biologia da
Universidade Estadual de Campinas, através da
Sub-Comissão de Pós-Graduação, para
obtenção do Grau de Mestre em Ciências
Biológicas, na área de Parasitologia.

Depoimento

Este exemplar corresponde à redação final
da tese defendida pelo(a) candidato(a)
Luciene Maura Mascari
e aprovada pela Comissão Julgadora.

Orientador: Prof. Dr. Ângelo Pires do Prado

Campinas - São Paulo

1995

UNIDADE	73C
N.º CHAMADA	7/00/CHV
V.	Ex.
TOMBO BC	93884
PROC.	433/95
C	☐
D	☒
PREÇO	R\$ 11,00
DATA	21/3/95
N.º CPD	

CM-00067398-4

FICHA CATALOGRAFICA ELABORADA PELA
BIBLIOTECA CENTRAL - UNICAMP

Mascarini, Luciene Maura
M373a Aspectos biológicos de *Muscina Stabulans* (Fallen, 1817)
(DIPTERA : MUSCIDAE), em condições laboratoriais / Luciene
Maura Mascarini. -- Campinas, SP : [s.n.], 1995.

Orientador: Angelo Feres do Prado.
Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual de Campinas.
Instituto de Biologia.

1. Muscidae. 2. Díptero-Esterco. 3. Biologia. I. Prado,
Angelo Feres do. II. Universidade Estadual de Campinas. Ins-
tituto de Biologia. III. Título.

LUCIENE MAURA MASCARINI

"ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Muscina stabulans* (Fallén, 1817) (DIPTERA: MUSCIDAE), EM CONDIÇÕES LABORATORIAIS".

CAMPINAS - SP

1995

AGRADECIMENTOS

- À UNICAMP pela oportunidade de iniciar minha carreira de Pesquisadora;
- Ao Dr. Angelo Pires do Prado pela orientação e constante ajuda (através de longas conversas) durante o Aperfeiçoamento Científico e todo o Mestrado;
- Ao CNPq pela ajuda neste Trabalho;
- Ao Departamento de Parasitologia na pessoa de seus Professores e Funcionários sempre solícitos e simpáticos;
- À quarta turma do Mestrado que ingressou em Janeiro/1991 - Mara, Carlos, Rubens, David, Eduardo e Chico pela amizade e companheirismo demonstrados durante todo o Curso;
- Aos colegas da turmas "velhas" e "novas" pelo incentivo e amizade;
- Às companheiras e companheiros de granja: Vera, Valquíria, Odair e Marisa pelas manhãs "cheirosas" passadas em conjunto;
- Ao amigo Sérgio pela editoração final da tese e à amiga Alaíde pela confecção do Abstract;
- Aos professores que participaram da qualificação e análise prévia da tese: Marlene T. Ueta, Odair B. Ribeiro, Rita Avancini e José Henrique Guimarães pelas valiosas sugestões;
- Enfim, aos meus pais Adirson e Iraci pelo carinho e paciência infinitas demonstrados durante a elaboração do Trabalho.

ÍNDICE

ABSTRACT

RESUMO

1. Introdução.....	01
2. Objetivos	03
3. Revisão da Literatura.....	04
3.1. Descrição e hábitos da espécie	04
3.2. Distribuição e ocorrência	07
3.3. Associação com outros artrópodes	09
3.4. Produção de míases	09
3.5. Parasitóides	10
3.6. Inseticidas	11
4. Material e Metodos.....	12
4.1. Descrição da Granja.....	12
4.2. Descrição da criação e manutenção em laboratório.....	12
4.3. Ritmo e taxa de eclosão de larvas.....	13
4.4. Desenvolvimento dos estágios imaturos (larva e pupa) até a fase adulta.....	13
4.5. Construção de Tabela de Vida em temperatura controlada (20 e 26°C).....	14
4.6. Cálculo da Constante Térmica	15
4.7. Análise estatística.....	15
5. Resultados.....	17
5.1. Estágios imaturos.....	17
5.1.1. Eclosão das larvas	17
5.1.2. Desenvolvimento de estágios imaturos	17
5.2. Constante térmica.....	20
5.3. Tabela de vida.....	20
5.3.1. Longevidade	21
5.3.2. Fecundidade	21
5.3.3. Outros parâmetros	21
6. Discussão.....	55
7. Conclusões.....	65
8. Referências Bibliográficas	67
9. Anexos.....	74

Abstract

Muscina stabulans (Fallén, 1817) (DIPTERA: MUSCIDAE) detachs among several arthropods, by its abundance in places of animal 's border, proper dreg's accumule by long periods.

This work presents some aspects by its biology through collects realized at Granja Capuavinha, Monte Mor Community, SP and about its posterior colonization in laboratory. Several experiments were realized in controled temperature, where initially observed the rithm and the tax larval hatched in 14 differents temperatures (8, 10, 12 14, 16, 18, 20, 22, 24, 25, 26, 27, 29 e 31°C). The development of the immature stages (larva and pupa) were obseved and quantified for construction of life table in two differents constant temperatures 20 and 26°C and for determination of constant termic species, gives in degree day.

The results show us that as to the eggs hatched than to all the development of immature stages, the development time wasinversaly proportional to the temperature, showing us that the species can't be adapted in high temperatures. The life table realized by computer, has rised several importants tax and among them, detachs o Vm, bigger a 26°C than on 20°C.

The calculate of constant termic expressed in degree-day was realized by linearing of the curve got in laboratory of 4 constant temperature (16, 20,26 e 31°C) presenting a standard temperature base of 4,39°C e $K = 35,30$ GD and according the Ricker Methods: $tb = 7,8^{\circ}C$ e $K = 28,93GD$.

RESUMO

Muscina stabulans (Fallén, 1917) (Diptera: Muscidae) destaca-se entre diversos artrópodes, por sua abundância em locais confinados, devido ao acúmulo de fezes por longos períodos. Este trabalho apresenta alguns aspectos de sua biologia, através de coletas realizadas na Granja Capuavinha, município de Monte-Mor, São Paulo, e da sua posterior colonização em laboratório. Foram realizados vários experimentos em temperatura controlada, onde inicialmente observou-se o ritmo e taxa de eclosão das larvas em 14 diferentes temperaturas (8,10,12,14,16,18,20,22,24,25,26,27,29 e 31°C.). O desenvolvimento dos estágios imaturos (larva e pupa) foi observado e quantificado para construção de Tabela de Vida em duas diferentes temperaturas constantes - 20 e 26°C e para a determinação da constante térmica da espécie, dada em graus/dia.

Os resultados mostram que tanto para a eclosão das larvas, como para todo o desenvolvimento dos estágios imaturos, o tempo de desenvolvimento foi inversamente proporcional a temperatura, mostrando que a espécie pode não estar bem adaptada a temperaturas elevadas. A tabela de vida, realizada pelo programa "Life Basic 48", levantou várias taxas importantes, e entre elas destaca-se o R_m , maior a 20°C que a 26°C.

O cálculo da constante térmica expresso em graus/dia foi realizado pela linearização da curva obtida em laboratório de 4 temperaturas constantes (16, 20, 26 e 31°C), apresentando uma temperatura base padrão de 4.39°C e $K=35.30$ GD. e segundo Ricker $t_b=7.80$ °C e $K=28.93$ GD.

ÍNDICE DAS FIGURAS

Figura 1. <i>Muscina stabulans</i> - Taxa de eclosão de larvas.....	23
Figura 2. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 8º C.....	24
Figura 3. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 10º C.....	25
Figura 4. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 12º C.....	26
Figura 5. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 14º C.....	27
Figura 6. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 16º C.....	28
Figura 7. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 18º C.....	29
Figura 8. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 20º C.....	30
Figura 9. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 22º C.....	31
Figura 10. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 24º C.....	32
Figura 11. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 25º C.....	33
Figura 12. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 26º C.....	34
Figura 13. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 27º C.....	35
Figura 14. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 29º C.....	36
Figura 15. <i>Muscina stabulans</i> - Ritmo de eclosão`a 31º C.....	37
Figura 16. <i>Muscina stabulans</i> - Tempo médio de eclosão de larvas.....	38
Figura 17. <i>Muscina stabulans</i> - Tempo de desenvolvimentoXPeso médio.....	39
Figura 18. <i>Muscina stabulans</i> - Tempo de desenvolvimentoXPeso médio 16ºC.....	40
Figura 19. <i>Muscina stabulans</i> - Tempo de desenvolvimentoXPeso médio 20º C.....	41
Figura 20. <i>Muscina stabulans</i> - Tempo de desenvolvimentoXPeso médio 26º C.....	42
Figura 21. <i>Muscina stabulans</i> - Tempo de desenvolvimentoXPeso médio 31º C.....	43

Figura 22. Muscina stabulans - Longevidade 20° C.....	44
Figura 23. Muscina stabulans - Longevidade 26° C.....	45
Figura 24. Muscina stabulans - Oviposição diária à 20° C e 26° C.....	46
Figura 25. Regressão do Desenvolvimento da espécie.....	47
Figura 26. Regressão da Eclosão da espécie.....	48
Figura 27. Longevidade X Oviposição a 26°C.....	49
Figura 28. Longevidade X Oviposição a 20°C.....	50
Figura 29. RO -Taxa de reprodução líquida	51

ÍNDICE DAS TABELAS

Tabela 1. Eclosão de larvas de Muscina stabulans em temperaturas constantes.....	52
Tabela 2. Muscina stabulans -Tempo médio de eclosão de larvas -Temperaturas constantes.....	53
Tabela 3. Muscina stabulans - Tempo de desenvolvimento- (ovo-adulto).....	54
Tabela 4. Muscina stabulans -Parâmetros observados na Tabela de Vida.....	54

1. INTRODUÇÃO

O fenômeno da sinantropia vem a ser a coexistência do homem com animais por um extenso período de tempo. Essa definição é baseada na aceitação da existência de dois tipos de biocenose: a natural (integração entre organismos e o meio ambiente) e a cultural (resultante da ação do homem no meio ambiente) (Polvony, 1971).

A biocenose cultural, que é o enfoque deste trabalho, consiste das influências da atividade humana nos animais de comunidades naturais que foram naturalmente selecionados e se adaptaram a novos ambientes modificados pelo homem.

O sistema de criação de aves poedeiras em locais de confinamento (gaiolas) - conhecidos popularmente como granjas - é um exemplo clássico de ambiente modificado pelo homem.

As granjas propiciam o desenvolvimento de populações de diversos artrópodes, devido ao acúmulo excessivo de fezes por longos períodos (Axtel & Arends, 1990). Dentre esses artrópodes, os dípteros muscóideos constituem um grupo de insetos, em que o fenômeno da sinantropia é bem estabelecido.

O estudo das espécies que ocorrem em ambientes modificados pelo homem, assume importância não só ecológica, pois a associação destas espécies à veiculação dos mais diversos organismos patogênicos, se reveste de interesse sanitário.

O aumento das populações de dípteros sinantrópicos em granjas tende a se agravar devido ao uso indiscriminado de inseticidas químicos, que resulta no aparecimento de populações de moscas resistentes, além de tais produtos eliminarem grande parte da fauna de predadores e parasitóides. Como alternativa ao controle químico exclusivo, sugere-se o controle integrado com os métodos cultural e biológico, o qual, contudo, só se dará efetivamente na medida em que se conhecer melhor biologicamente a artropodofauna associada e suas interações.

Muscina stabulans (Fallén, 1817) (Diptera: Muscidae) é uma espécie sinantrópica de ampla distribuição, abundante em granjas e pomares, podendo estar associada às habitações humanas (Nash & Chandler, 1978) e como controladora de algumas espécies de dípteros, por sua capacidade de predação (Peck, 1969; Legner & Dietrich, 1989).

A presença, o estabelecimento e o consequente sucesso de um determinado organismo depende do conjunto de condições, pois os organismos possuem um máximo e um mínimo ecológico que representam seu limite de tolerância, dado pela lei de tolerância (Shelford, 1913). Qualquer condição que se aproxime ou exceda os limites de tolerância diz-se ser uma condição ou fator limitante.

A temperatura assim como outros fatores (umidade, tempo, intensidade luminosa, etc.) exerce um efeito limitante nos organismos, influenciando diretamente os fatores bióticos, como a velocidade de desenvolvimento, a fecundidade, a longevidade dos animais, podendo ainda influenciar no comportamento de algumas espécies (Odum, 1985).

Segundo Howe (1967), o padrão de crescimento e desenvolvimento dos insetos é afetado pela temperatura, podendo ser estimado em laboratório. Através de experimentos, em temperaturas constantes, tanto o período de desenvolvimento e mortalidade, como o padrão de oviposição são utilizados para se estimar o número de gerações anuais e a capacidade potencial de aumento de uma espécie em uma determinada temperatura.

Segundo Cook & Spain (1981), entre os fatores climáticos, a temperatura é a mais importante para a determinação das taxas de desenvolvimento dos estágios imaturos dos insetos.

Tendo em vista a associação de **Muscina stabulans** à ambientes modificados pelo homem, esse trabalho tem como objetivo abordar algumas de suas características biológicas, associadas a temperaturas constantes, no intuito de contribuir para melhorar o conhecimento da fauna de artrópodes que se desenvolvem em granjas avícolas.

2.OBJETIVOS

O presente trabalho tem como objetivo abordar alguns aspectos da biologia básica de **M. stabulans** criadas em laboratório, através de :

A. Determinação do ritmo e da taxa de eclosão de larvas em temperaturas constantes de : 8°C, 10°C, 12°C, 14°C, 16°C, 18°C, 20°C, 22°C, 24°C, 25°C, 26°C, 27°C, 29°C e 31°C;

B. Determinação do desenvolvimento ponderal dos estágios imaturos, através de pesagens sucessivas dos indivíduos a intervalos regulares em quatro temperaturas constantes : 16°C, 20°C, 26°C e 31°C;

C. Construção de Tabela de vida da espécie em duas temperaturas constantes (20 °C e 26 °C) através da determinação de:

- c.1.Longevidade dos adultos;
- c.2.Produtividade das fêmeas;
- c.3.Razão sexual;
- c.4.Tempo de desenvolvimento total do indivíduo;
- c.5.Fração dos ovos que chegam a maturidade.

D. Estabelecimento de constante térmica da espécie , através do cálculo de graus/dia.

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1. Descrição e hábitos da espécie

Muscina stabulans (Fallén, 1817) pertence a família Muscidae, sub-família Azeliinae e a tribo Reinwardtiini (Carvalho **et al**, 1993).

Esta espécie se caracteriza por apresentar, nos indivíduos adultos, corpo robusto, coloração preta ou acastanhada e abdomen furtacor. A ponta do escutelo, bem como as pernas possuem coloração avermelhada ou amarelada; a arista é longa e plumosa; a probóscide é curta e os labelos são carnudos; os olhos são expostos; as asas são uniformemente hialinas, podendo-se notar uma mancha amarelada na base, a nervura M1+2 é levemente curvada anteriormente (James, 1947).

A alimentação dos adultos varia entre diversas substâncias, preferencialmente carnes, frutas e vegetais apodrecidos ou em fermentação. As fêmeas penetram nas casas (endofilia), podendo ovipor em comida e restos alimentares, tornando muitas vezes real a oportunidade de ocasionar miíases gastrointestinais. Cada fêmea produz de 140 a 200 ovos por oviposição, dispersos sobre o substrato (James, 1947).

Muscina stabulans é considerada eussinantrópica e endofílica, sendo um importante membro da antropobiocenose na Europa e EUA, encontrando-se abundantemente no campo e em fazendas quando comparadas com cidades (Polvoný, in Greenberg, 1971).

O ovo de **Muscina stabulans** é elipsóide, diferindo dos ovos de califorídeos por apresentar dobras na superfície. Segundo Alencar & Leite (1992), os ovos de **M. stabulans** são pálidos ou brancos, medindo 1023 µm de comprimento por 261 µm de largura, sendo achatados anteriormente e afilados posteriormente. Na parte final da extremidade posterior do ovo há uma larga abertura. O exocório possui uma linha longitudinal (prega), formando uma ondulação irregular na superfície lateral e ventral, sendo ele formado por polígonos irregulares, geralmente hexagonais, sem aberturas, e raramente são observadas aberturas.

Na superfície dorsal, na área mediana, são observadas muitas aberturas (aeropilos).

Ao redor da margem entre o exocóron e a linha de eclosão há uma área reticular com aberturas. A margem da área mediana contém pregas. A placa micropilar possui na parte central a micropila com área reticular pequena ao redor, onde se nota a presença de proeminências que lembram um colar.

A larva de primeiro instar é translúcida e os órgãos internos são facilmente visíveis através do tegumento; este é liso, com fileira completa de espinhos pequenos nas áreas anteriores e nos últimos segmentos abdominais, sendo que este estágio possui curtíssima duração (James, 1947).

Segundo Tao (1927), na região ventral do segundo e sexto segmento há a presença de áreas com espinhos, sendo os do segundo segmento pontiagudos, em forma de cunha. O esclerito mandibular é composto por uma mandíbula mediana falciforme, com dois grupos de estruturas em forma de dente e um par de longas e delgadas barras. O arco dorsal do esclerito faringeano é estreito e pequeno. Liu & Greenberg (1989) relatam fileiras completas de espinhos nos segmentos 2 e 6 e espiráculos posteriores acima da superfície, não embutidos.

Segundo James (1947), as larvas das espécies do gênero *Muscina* se alimentam de vários tipos de fungos, vegetais mortos ou apodrecidos, cadáveres de insetos, moluscos, vertebrados, tornando-se parasitas de insetos e vertebrados vivos (miíases). Algumas espécies atacam ninhos de pássaros, e por seus hábitos de alimentação serem caracterizados por Keilin (1915) como onívoros, são considerados entre os Muscidae como de transição entre saprófago e parasita (verificar item 3 - associação com outros dípteros).

Este autor relata ainda o encontro de larvas de *M. stabulans* em material em putrefação, atacado por fungos, frutas em decomposição, excrementos e fezes. O mesmo autor coloca seus primeiros instares como saprófagos e predador no instar mais adiantado, sendo encontrado em ninhos de pássaros, atacando os recém nascidos e dentro do cadáver

de outros insetos.

Sychevskaya (1992) relata o encontro de *M. stabulans*, juntamente com 25 espécies de Muscidae se desenvolvendo em fungos.

Greenberg (1990) relata o comportamento de larvas de alguns califorídeos e muscídeos após alimentação para observar o padrão de dispersão das larvas. Em *M. stabulans*, *Phormia regina* (Meigen) e *Chrysomya rufifacies* (Macquart) a dispersão foi considerada mínima, pois cerca de 90% das larvas de *M. stabulans* permaneceram no sítio de alimentação. Segundo o autor, o local de pupariação da espécie é no próprio sítio de alimentação, sendo com isto, menos vulnerável ao ataque de parasitóides.

No segundo instar ha uma fileira completa de espinhos presentes nos segmentos 2 e 5. Nos segmentos 6-12 a fileira de espinhos da região dorsal desaparece, ficando apenas os da região ventral. Os espinhos dos segmentos 2-5 sao bem finos e apresentam-se unidos em numero de três ou quatro, enquanto que o da área ventral são grossos e individualizados (Tao, 1927). Liu & Greenberg (1989) afirmam que o sétimo segmento raramente se apresenta com espinhos e todos os segmentos posteriores possuem espinhos incompletos. Os espinhos dorsais são fracamente pigmentados, sendo a maioria com pontas individualizadas. O arco dorsal do esqueleto cefalofaríngeano apresenta-se com perfurações.

Segundo Tao (1927) as aberturas de cada espiráculo posterior são circundadas por um círculo incompleto. Com relação ao aparelho cefalofaríngeano, há duas mandíbulas laterais, e cada uma consiste em dois escleritos paralelos, cada um com um artículo posterior transversal. Não apresenta esclerito parastomal.

A larva de terceiro instar apresenta-se com o corpo coberto de espinhos completos nos segmentos 2-6 anteriores, porem o sexto segmento apresenta uma ou duas fileiras de espinhos incompletos e nos segmentos 7-12 não os há.

O espiráculo anterior possui cinco botões (n=25, extensão 4-6, somente 1 com 4), segundo Liu & Greenberg, (1989).

No espiráculo posterior o peritrema possui contorno irregular, central e preto e as aberturas espiraculares apresentam uma pequena área triangular entre a abertura espiracular interna e média.

Queiroz & Carvalho (1987), relatam que o espiráculo posterior é fortemente pigmentado, com aberturas sinuosas em forma de rim ou pata de cabra radialmente e o botão ecdisial é ausente.

Alencar & Mello (1994) em descrição da espécie, através de M.O., dos estágios imaturos, afirma que o estigma respiratório anterior das larvas de terceiro instar apresenta cinco aberturas espiraculares, que não se observa em outros muscídeos, sendo que no estigma espiracular posterior as aberturas são retas e do mesmo tamanho, não sendo verificado botão espiracular.

3.2. Distribuição e Ocorrência

A distribuição da espécie depende, em grande parte de sua capacidade de vôo, entre outros fatores bióticos e abióticos. (Hollick, 1940).

M. stabulans é de distribuição cosmopolita; na América do Sul e assinalada no Brasil (Sao Paulo, Paraná e Santa Catarina), na Venezuela, Peru, Chile, Argentina e Uruguai (Carvalho et al. , 1993).

Em levantamento e estudos de distribuição sazonal de dípteros realizados em Huhelhoot (Mongólia), em áreas do subúrbio da cidade, foi encontrado uma predominância acentuada de **M. stabulans**, juntamente com **Musca vicina** (Macquart) dentro e fora das residências (Chi-Hsueh, 1974). Gotoh et al.(1991) relata o encontro de **M. stabulans** em dois sítios em Ibaraki , Japão, com alta densidade (28,7%) e flutuação nos meses de julho e novembro.

Em estudo de dinâmica populacional de **M.domestica** (L) , Eesa & El-Sibal (1993),

relatam o encontro de **M. stabulans** em Buraydah na Arábia Saudita.

Tejada & Garcia (1988) relatam o encontro da espécie em fazendas de criação de galinhas próximos a Monterrey (México) juntamente com **M. domestica**, **Fannia sp**, **Ophyra sp** e **Hermetia ilucens**.

Kurahashi (1991) relata a captura de **M. stabulans**, juntamente com outras 10 espécies de muscóideos em navios, no Oceano Pacífico e Oeste do Mar da China, sendo considerada uma espécie que se movimenta com o deslocamento dos navios.

Avancini & Ueta (1990) estudaram a possibilidade de **M. stabulans** manter o ciclo de cestóideos parasitas de galinhas em granjas no Brasil. Em coletas realizadas em uma granja localizada em Monte-Mor -SP., essas não positiveram a espécie para cisticercóide, o mesmo acontecendo com outros dípteros (**Stomoxys calcitrans** (L.) , **Chrysomya putoria** (Wiedemann) e **Chrysomya megacephala** (Fabricius)); em **Musca domestica** (L) foi encontrado um percentual de 16% de infecção.

Num levantamento de dípteros sinantrópicos de Curitiba- PR e arredores , Carvalho , et al.(1984) coletaram entre outros dípteros, **M. stabulans** com iscas variadas, apresentando baixa densidade no inverno e um ligeiro aumento nos períodos correspondentes a primavera e verão, porém os maiores valores de frequência mensal de incidência foram obtidos na zona urbana. Na zona da mata observou-se menor frequência que na zona rural, no entanto com densidades relativamente maiores. O índice de sinantropia verificado para espécie foi de +46,88, tendo superado o de **M. domestica** (+33,28).

Linhares (1981) observou a presença de **M. stabulans** na região de Campinas-SP , através de coletas com diversos tipos de iscas, calculando um índice de sinantropia de +53.3. O autor considerou a espécie altamente sinantrópica, pouco frequente, mas constante ao longo de quase todo o ano, preferindo fezes como isca, sendo pouco encontrada em vísceras de galinha e camundongo (outros dois tipos de iscas utilizadas). A preferência por fezes coincide com Greenberg & Polvony (1971) que colocam a espécie como preferindo fezes

humanas e predominando na zona rural.

Kasai et al. (1990) assinalam a ocorrência de *M. stabulans* em baixas quantidades em Santana do Parnaíba, Estado de São Paulo, em coletas com armadilha de Maggoon, ressaltando que a espécie é eussinantrópica, de zona rural, preferindo fezes humanas como isca.

Bruno et al. (1993) relatam a ocorrência da espécie em granjas de aves poedeiras em municípios do Estado de São Paulo (Baurú, Cotia, Itapetininga e Sorocaba), sendo considerada pouco frequente e pouco abundante, havendo predomínio das larvas em esterco entre 55% e 75% de umidade.

3.3. Associação com outros artrópodes

Legner & Dietrich (1989) afirmam que *M. stabulans*, juntamente com *Ophyra* sp e predadora de larvas de *M. domestica* e *Fannia* sp.

Peck (1969) atribui a *M. stabulans* uma considerável capacidade de predação e Legner (1989) a coloca como predadora facultativa.

M. stabulans, segundo Smith et al. (1987), juntamente com outros artrópodes, é capaz de competir com *S. calcitrans*, por espaço e comida.

3.4. Produção de Miíases

Algumas espécies do gênero *Muscina* estão envolvidas na produção de miíases no homem, como é o caso de *M. stabulans* descrita como parasita intestinal. Portchinsky (1913), descrevendo os efeitos de casos de miíase intestinal provocados por *M. stabulans*, relata que há uma lesão da mucosa intestinal pelas mandíbulas da larva, tendo como resultado a perda de sangue e a entrada de produtos tóxicos pela lesão.

Seguy (1923a, 1923b) demonstrou a produção experimental de miíase por larvas de **M. stabulans** em feridas de coelho e porcos, salientando que pássaros podem ser parasitados com resultados fatais.

Aspöck (1972) cita **M. stabulans**, juntamente com **Fannia canicularis** (L.) como produtora de miíase retal em duas mulheres e em dois homens, em Stuttgart, Alemanha.

3.5. Parasitóides

Vários autores citam o parasitoidismo pupal por microhimenópteros em **M. stabulans**.

Rueda & Axtell (1985) encontraram pupas de **M. stabulans** parasitadas por: **Spalangia nigroaenia** (Curtis), **Spalangia cameroni** (Perkins) e **Spalangia endius** (Walker) no Peru, Brasil, Uruguai e Chile e **Muscidifurax raptor** (Girault & Sanders) no Chile.

De Santis & Sureda (1988) relatam a ocorrência de **M. raptor** parasitando pupas de **M. stabulans** na Argentina e **S. nigroaenia**, **S. endius** e **Tachinephagus zealandicus** (Ashmead) também exercendo o parasitoidismo em pupas de **M. stabulans**.

No Brasil, além de Rueda e Axtell (1985), já citados anteriormente, Costa, (1989) em aviários de Echaporã-SP, coletou 7247 pupas de **M. stabulans** com um total de 35,6% de pupas parasitadas. O parasitóide mais freqüente e considerado muito abundante foi **T. zealandicus**, seguido por **S. cameroni** considerado abundante e freqüente, **S. gemina** (Boucék) considerado constante, **S. endius**, **Pachycrepoideus vindemiae** (Rondani) e **Eurytoma spp.**, sendo considerados comuns e pouco freqüentes, atuando como espécies acessórias.

Bruno & Guimarães (1986), em levantamento realizado em diversas granjas do Estado de São Paulo, encontraram parasitando pupas de **M. stabulans**, os parasitóides **Muscidifurax sp.** e **Spalangia sp.**, não relatando o encontro de **T. zealandicus**.

Um controle efetivo de **M. stabulans** por parasitóides pupais pode ser realizado como foi visto em fazendas de criação de animais relacionados a seguir: Legner et al. (1974) realizaram controle em fazendas da Califórnia, utilizando a soltura de parasitóides, observaram um decréscimo significativo em termos de porcentagem da densidade de muscídeos, tanto que **M. stabulans** teve uma diminuição em relação ao controle de 17,5%.

Legner et al. (1975), através do monitoramento em fazendas em San-Bernardino-Chino ,áreas da Califórnia, constataram uma expressiva diminuição de **M. stabulans** bem como de outros dípteros [**O. ignava** (Harris), **M. domestica** e **Fannia sp**] com a utilização de microhimenópteros parasitóides dos gêneros **Muscidifurax** e **Spalangia** (Pteromalidae).

Moore & Legner (1971) obtiveram **Aleochara castaneipennis** (Manneshein) de pupas de **Muscina stabulans** coletadas em fezes de galinhas em Alta Loma (San Bernardino, County, Califórnia, USA).

3.6. Inseticidas

M. stabulans foi, juntamente com **M. domestica**, testada quanto ao grau de susceptibilidade em relação a aplicação tópica de inseticida por Levot & Hughes (1989). Esse trabalho constou do exame de diversas populações de **M. stabulans** provenientes de várias granjas da Austrália (oeste da cidade de Sidney). Cinco linhagens da espécie foram testadas e quando comparadas a **M. domestica**, apresentaram uma historia similar de exposição ao inseticida , porem **M. stabulans** se mostrou extremamente mais suscetível aos inseticidas, demonstrando poder ser ainda efetivamente controlada com a administração desses inseticidas (organofosforados e carbamatos).

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Descrição da granja

A granja Capuavinha se situa em Monte-Mor (525 m altitude, 26°57' de lat. S e 47°19' de long. O), SP a cerca de 30 Km de Campinas, possuindo um plantel de aproximadamente 400.000 galinhas poedeiras da linhagem **Hy-line**.

A granja possui 10 galpões dispostos paralelamente, cada um deles com 200m de comprimento por 3.15 m de largura, sendo que as aves se dispõem gaiolas de dois níveis neste galpão, o primeiro distando 50 cm do piso e o segundo, 1 metro. As aves ficam confinadas em gaiolas de metal (tipo **narrow-house**), duas a duas.

Os excrementos das aves se amontoam embaixo das gaiolas por um período de tempo de aproximadamente 8 meses.

4.2. Descrição da criação e manutenção de *M. stabulans* em laboratório.

A criação de *M. stabulans* foi iniciada com amostras de populações selvagens obtidas na Granja Capuavinha. As moscas foram coletadas com o uso de puçá, de abertura de 50 cm de diâmetro, construído de organza, armação de metal e cabo de madeira sobre as fezes e ao redor da vegetação da granja.

As moscas coletadas eram transferidas, através de um coletor, para gaiolas (30 cm de comprimento X 15 cm de largura X 15 cm de altura), onde eram alimentadas com uma mistura de leite em pó, lêvedo de cerveja e açúcar, além de água embebida em gaze. Essas gaiolas ficavam em sala cuja temperatura media em 27 ±30°C. Os ovos foram coletados em uma mistura de ração de camundongo Labina-Purina e água e acondicionados em potes de plástico branco- leitoso de 9,5 cm de altura por 7,5 cm de diâmetro. Estes potes foram

acrescidos de 300 gramas da ração acima referida, onde as larvas se desenvolveram até sua pupariação.

As pupas eram tamizadas em água corrente e transferidas para outras gaiolas de mesma medida, onde iniciavam nova população, havendo sempre a preocupação de evitar o aumento do endocruzamento com a constante introdução de indivíduos selvagens vindos da Granja Capuavinha.

4.3. Ritmo e taxa de eclosão das larvas

Para o estudo de eclosão das larvas foi utilizada parcialmente a metodologia de Meyer e Mullens (1988) para *Fannia sp* (Diptera: Muscidae). Os ovos coletados de população laboratorial de *M. stabulans* foram contados, divididos em número de 25 em 4 placas de Petri de 5,5 cm de diâmetro, forradas com papel de filtro úmido, totalizando 100 ovos, todos mantidos em temperatura constante até a eclosão das larvas em Câmara de Germinação Fanem Mod. 347 CDG., com fotoperíodo de 12:12 LD, e umidade de 60 a 80%.

Foi observado o ritmo (número de larvas eclodidas em um determinado intervalo de tempo), desde a eclosão da primeira larva até a última, anotando-se sua taxa (número de larvas eclodidas X por intervalo de observação - 1 hora), bem como a distribuição dessas larvas ao longo do tempo do lote de ovos (100 ovos). A eclosão foi acompanhada de hora em hora durante toda a realização do experimento. Esse experimento foi realizado em 14 temperaturas a saber: 08°C, 10°C, 12°C, 14°C, 16°C, 18°C, 20°C, 22°C, 24°C, 25°C, 26°C, 27°C, 29°C e 31°C, sendo utilizadas 5 (cinco) réplicas (500 ovos) para cada temperatura, totalizando 7000 ovos observados ao longo do experimento.

4.4. Desenvolvimento de estágios imaturos (larva e pupa) até a fase adulta.

Entre as temperaturas utilizadas, foram escolhidas quatro para a observação do desenvolvimento dos indivíduos.

Foram coletados 2000 ovos, utilizando-se para isso uma mistura de ração fermentada (24 horas) de camundongo Purina-Labina e carne bovina moída deixadas em exposição na gaiola por 1 hora.

Esses ovos foram divididos em 10 potes plásticos branco-leitosos iguais, medindo aproximadamente 9,5 cm de altura por 7,5 cm de diâmetro, com 200 g. de ração de camundongo Labina Purina já fermentada (para evitar aumento de temperatura) e colocados nas quatro temperaturas constantes.

Para se observar o desenvolvimento dos estágios imaturos, foram realizadas pesagens no momento da eclosão das larvas (estimativa de 10 larvas, escolhidas aleatoriamente) por um período inicial de 8 em 8 horas nas primeiras 4 pesagens, aumentando-se o intervalo para 12 em 12 horas até que estas atingiram o terceiro instar.

Após atingir esse estágio, o intervalo de pesagem em todas as temperaturas foi estendido para 24 horas até a emergência dos adultos. As pesagens foram realizadas em Balança Analítica modelo Sartorius e as larvas foram, após a estimativa inicial de 10 larvas, pesados em lotes de dez indivíduos por pesagem, o que propiciou um melhor vislumbre do peso real da amostra. As amostras de larvas pesadas foram conservadas em álcool 70% para posterior determinação do respectivo instar (a determinação dos instares foi realizada pela identificação, conforme anexo 1). Dos 10 potes iniciais, foram utilizados 8, pois os 2 restantes foram usados na determinação da fração de ovos que produziram adultos, para a construção da tabela de vida.

4.5. Construção de Tabela de vida em duas temperaturas constantes : 20°C e 26°C.

Dos adultos que emergiram após a criação em temperatura constante, foi retirado um

lote de 100 indivíduos, 50 fêmeas e 50 machos, colocados em gaiola e mantidos, conforme metodologia de criação já descrita, nas respectivas temperaturas. Foi observado o período de pré-oviposição (horas), oviposição (número de ovos por fêmea) e a longevidade (dias de sobrevivência) dos indivíduos diariamente, isto é, a cada 24 horas.

A razão sexual foi estimada pelo número total de indivíduos que emergiram a cada temperatura.

Os dados foram analisados por programa computacional idealizado por Abou-Setta et al. (1986) - "Programa Life 48 Basic", onde foram observados cinco requisitos básicos e comparados entre si para a construção de Tabela de Vida, definidos por Birch (1948):

- . Longevidade dos adultos, . Produtividade das fêmeas,
- . Razão sexual,
- . Tempo de desenvolvimento total do indivíduo,
- . Fração dos ovos que chegam a fase adulta.

4.6. Cálculo da Constante Térmica da espécie (graus/dia)

O estabelecimento da temperatura base de desenvolvimento para cálculo da constante térmica foi determinado pelo método da hipérbole (Bean 1961) utilizando o tempo total de desenvolvimento em quatro temperaturas constantes (16^o, 20^o, 26^o e 31^o).

No método da hipérbole a constante térmica foi obtida através da fórmula $K=D(T - T_b)$, onde K= constante térmica, D=tempo total de desenvolvimento (horas), T=temperatura em que o inseto se desenvolveu e T_b =temperatura base do inseto, extraída computacionalmente por Análise de Regressão Linear.

4.7. Análise estatística.

A análise estatística foi realizada com auxílio do Programa SAS (1986), sendo

utilizados o Teste de Comparação Múltipla (Procedimento GLM) , Teste de Tukey ($P=0,05$) (comparação de medias) e Analise de Regressão linear Standard e Regressão linear pela média geométrica de Ricker (1984) pelo Programa "Regress" (Krebs , 1989).

5. RESULTADOS

5.1. Estágios imaturos:

5.1.1. Eclosão das larvas:

A eclosão das larvas da espécie esta mostrada na Tabela e Figura 1, sendo as temperaturas, em numero de 14 e suas respectivas réplicas em número de cinco. Verificou-se variação no numero de larvas eclodidas entre as réplicas nas diferentes temperaturas estudadas. A porcentagem total de eclosão não excedeu a 75,4% (22°C), sendo considerada a temperatura pico. A menor porcentagem e a menor media de eclosão foi à 16°C, com um índice de 11,6%.

Através da análise das porcentagens pode-se constatar dois picos de eclosão, à 22°C e à 25°C que contudo não demonstraram diferença estatisticamente significativa (vide coluna porcentagem de eclosão - Tabela 1). Quanto a taxa de eclosão, alguns grupos se individualizaram, não apresentando diferença significativa. O primeiro grupo inclui as temperaturas que tiveram taxa de eclosão de 0.4 a 1.6 larvas por observação - que foram as temperaturas 8°C, 10°C, 12°C, 14°C, 18°C, 20°C e 29°C, e o segundo grupo apresentou temperaturas 22°C, 24°C, 25°C, 26°C, 27°C e 31°C, onde a taxa de eclosão variou de 2.8 a 8.5 larvas eclodidas por observação.

Pela Figura 1 nota-se uma queda do número total de larvas eclodidas em torno de 3 temperaturas (16°C, 18°C e 20°C), bem como na temperatura de 29°C, mostrando que a espécie não se desenvolve bem em algumas temperaturas, porem sempre alcança uma porcentagem mínima de eclosão. O ritmo de eclosão (numero total de larvas eclodidas em cada hora após a eclosão incial) foi observado em 14 diferentes temperaturas, conforme Figuras 2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14 e 15.

A 08°C (Figura 2) foi observado um pico de eclosão às 155 horas após postura e algumas eclosões isoladas. A 10°C o pico de eclosão ocorreu às 96 e 97 horas. A 12°C (Figura 4), o

pico foi em torno de 98-99 horas, com eclosões isoladas as 119-120 horas. A 14°C (Figura 5), ocorreu início de eclosão as 70 horas após eclosão, com pico às 72 horas e eclosões isoladas as 100-101 horas.

A 16°C (Figura 6), ocorreu início de eclosão 47 horas após a ovipostura com pico às 48 horas e eclosão isolada as 120 horas.

O ritmo de eclosão a 18°C (Figura 7) iniciou-se às 45 horas, atingindo um pico as 48 horas, prolongando-se até 54 horas com eclosão isolada às 72 horas.

Na Figura 8 (20°C), a eclosão se iniciou às 46 horas, com pico às 47 horas ate 50 horas, com eclosões isoladas à 52, 70 e 71 horas. A eclosão a 22 °C se iniciou 25 horas após a oviposição, com pico pronunciado às 27 horas, sendo que esta se estendeu ate as 33 horas com grupos isolados hora a hora.

A 24°C (Figura 10) o ritmo de iniciou 22 horas após a postura, atingindo picos às 24 e 26 horas, encontrando-se eclosões isoladas à 29 e 30 horas.

Na Figura 11 (25°C) verifica-se que a eclosão começou às 23 horas, atingindo um pico entre 24 horas, ocorrendo eclosões discretas às 25, 26, 27, 28, 29 e 30 horas.

A 26°C, a eclosão (Figura 12) iniciando-se 21 horas após a postura, atingiu pico às 22 horas, ocorrendo eclosões subseqüentes as 25, 26, 28, 29 e 30 horas.

Conforme Figura 13, a 27°C, **Muscina stabulans** iniciou a eclosão às 22 horas, atingindo diversos picos entre 23, 24, 27 e 28 horas, sendo que em todos os intervalos houve eclosões de larvas, com término as 29h.

Na Figura 14,(29°C), pode-se observar que a eclosão iniciou-se às 19 horas, com pico às 22 horas, se prolongando ate às 24 horas, voltando novamente a ter eclosão isolada entre 45, 46 e 47 horas.

Finalizando o ritmo de eclosão , na última temperatura observada, (31°C) a eclosão iniciou-se às 18 horas, atingindo um pico às 20 horas, prolongando-se em eclosões discretas entre 22 a 27 horas, período no qual se encerrou.

De acordo com a Tabela 2, na análise do tempo médio de eclosão nas temperaturas constantes, estes podem ser divididos em cinco grupos, que diferem entre si.

A média de eclosão a 8°C é isolada e difere de todos os demais grupos, tendo uma média de 153,37 horas. As temperaturas de 10°C e 12°C constituem um grupo que difere dos demais, apresentando respectivamente 105,18 e 103,11 como médias horárias de eclosão de larvas. Apresentando horários médios de eclosão de 79,07 e 72,96 nas temperaturas respectivas de 14°C e 16°C constituem um grupo que difere dos demais estatisticamente. Outro grupo, e o que englobam as temperaturas de 18°C e 20°C com média horária de 51,760 e 51,060 respectivamente. As temperaturas 22°C, 24°C, 25°C, 26°C, 27°C, 29°C e 31°C diferem em conjunto das demais, pois suas médias horárias são respectivamente 27,54; 24,98; 24,86; 23,29; 25,13; 24,07 e 20,55 h.

Pela análise da Figura 16, podemos observar que a medida que a temperatura aumenta, o tempo em horas (média), diminui. O tempo maior foi à 8°C e o menor à 31°C.

5.1.2. Desenvolvimento de estágios imaturos

O tempo de desenvolvimento dos estágios larvais aumentou a medida que a temperatura se elevou (Tabela 3).

Foi observado que a 16°C, o tempo de desenvolvimento total foi de 980 horas (40,8 dias); a 20°C, 500 horas (20,8 dias); a 26°C 308 horas (12,8 dias) e a 31°C 380 horas (15,8 dias).

O tempo de desenvolvimento, como era esperado, foi inversamente proporcional à temperatura, porém à 31°C esse tempo foi maior que à 26°C, mostrando que a espécie não se adapta bem a temperaturas elevadas.

O peso médio larval foi verificado nas 4 temperaturas, desde a eclosão da larva (tempo=0) até a emergência do adulto (Figura 17).

Nas Figuras 18 a 21, podemos verificar como se da a incorporação de nutrientes da larva **Muscina stabulans**.

A 16 °C , (Figura 18), notamos que as larvas tiveram um crescimento mais lento nas demais temperaturas, atingindo seu peso médio máximo às 356 horas (larva de instar 3), decrescendo a seguir ate a fase de pupanação. À 20° (Figura 19), o peso médio máximo foi atingido entre 140 -180 horas (L3), decaindo mais rapidamente ate a pupanação que ocorreu entre 237 - 260 horas. Na Figura 20, a temperatura de 26°C notamos que o peso médio máximo foi atingido mais rapidamente que à 20°C (entre 92 e 116 horas) e a pupariação ocorreu à 140-164 horas. A 31°C, Figura 21, o peso médio máximo foi alcançado entre 140-164 horas e a pupanação se iniciou às 236 horas.

Os estágios imaturos foram comparados com os desenhos em anexo para determinação dos estágios larvais. (Anexo 1)

5.2. Constante térmica

As necessidades térmicas do inseto foram avaliadas pelo calculo da constante térmica K, expressa em graus dias, conforme descrita no material e métodos. Após regressão linear Standard (padrão), a temperatura base calculada para **Muscina stabulans** utilizando 4 temperaturas constantes (16°C, 20°C, 26°C e 31°C) foi 4,39 °C e a constante térmica k= 35,30 GD. Pela regressão de Ricker (1984) utilizando medias geométricas das quatro temperaturas [Programa Regress (Krebs ,1989) a $t_b = 7,8^{\circ}\text{C}$ e a constante térmica $K=28.93$ GD (Figura 26)].

5.3. Tabela de Vida

Na Tabela 4, estão apresentados de forma sucinta os parâmetros observados na

Tabela de Vida de **Muscina stabulans**, tendo sido realizada em duas temperaturas constantes: 20°C e 26°C.

5.3.1. Longevidade (macho e fêmea)

Na longevidade a 20°C (Figura 22) observou-se que os machos têm uma sobrevivência total de 113 dias, enquanto que as fêmeas conseguem atingir 119 dias. A 26°C (Figura 23) observou-se que os machos têm uma longevidade de 33 dias, enquanto que as fêmeas 39 dias. Houve diferença significativa entre as temperaturas quanto a longevidade de **Muscina stabulans**, sendo que esta diminui a medida que acontece a elevação da temperatura.

A 20°C as últimas fêmeas morreram entre 117 e 118 dias e os machos entre 112 e 113 dias. A 26°C as últimas fêmeas morreram entre o 39º e o 40º dias e os machos entre o 33º e o 34º dias.

5.3.2. Fecundidade

Conforme Figura 24, a oviposição diária (número de ovos) de **Muscina stabulans** variou nas temperaturas analisadas, atingindo picos de oviposição e estes se distribuíram ao longo do período de vida dos indivíduos. A Figura 27 e 28 contrastam a longevidade e a oviposição da espécie.

O período de pré-oviposição foi o mesmo para ambas as temperaturas, sendo igual a 2 dias, ou 48 horas.

5.3.3. Outros parâmetros observados

Analisando a Tabela 4 e a Figura 29, notamos diferença entre a taxa reprodutiva (R_0)

as duas temperaturas, mostrando-se maior a 26°C (78,22) que a 20°C (46,60).

Os ovos que chegam a maturidade foi um parâmetro utilizado para a construção da tabela de vida, sendo que a 26°C (0,37), foi maior que a 20°C (0,16).

O tempo para se completar uma geração (T) foi menor a 26°C (26,01602) que a 20°C (46,3775).

A taxa intrínseca de incremento natural (rm) foi maior a 26°C (0,1675742) que a 20°C (0,0824955). A taxa finita de incremento foi maior a 26°C (1,182433) que a 20°C (1,08599).

As tabelas de vida calculadas pelo programa "Life Basic 48" estão em anexo (Anexo 2).

Figura 1 — Muscina stabulans

Taxa de eclosão de larvas

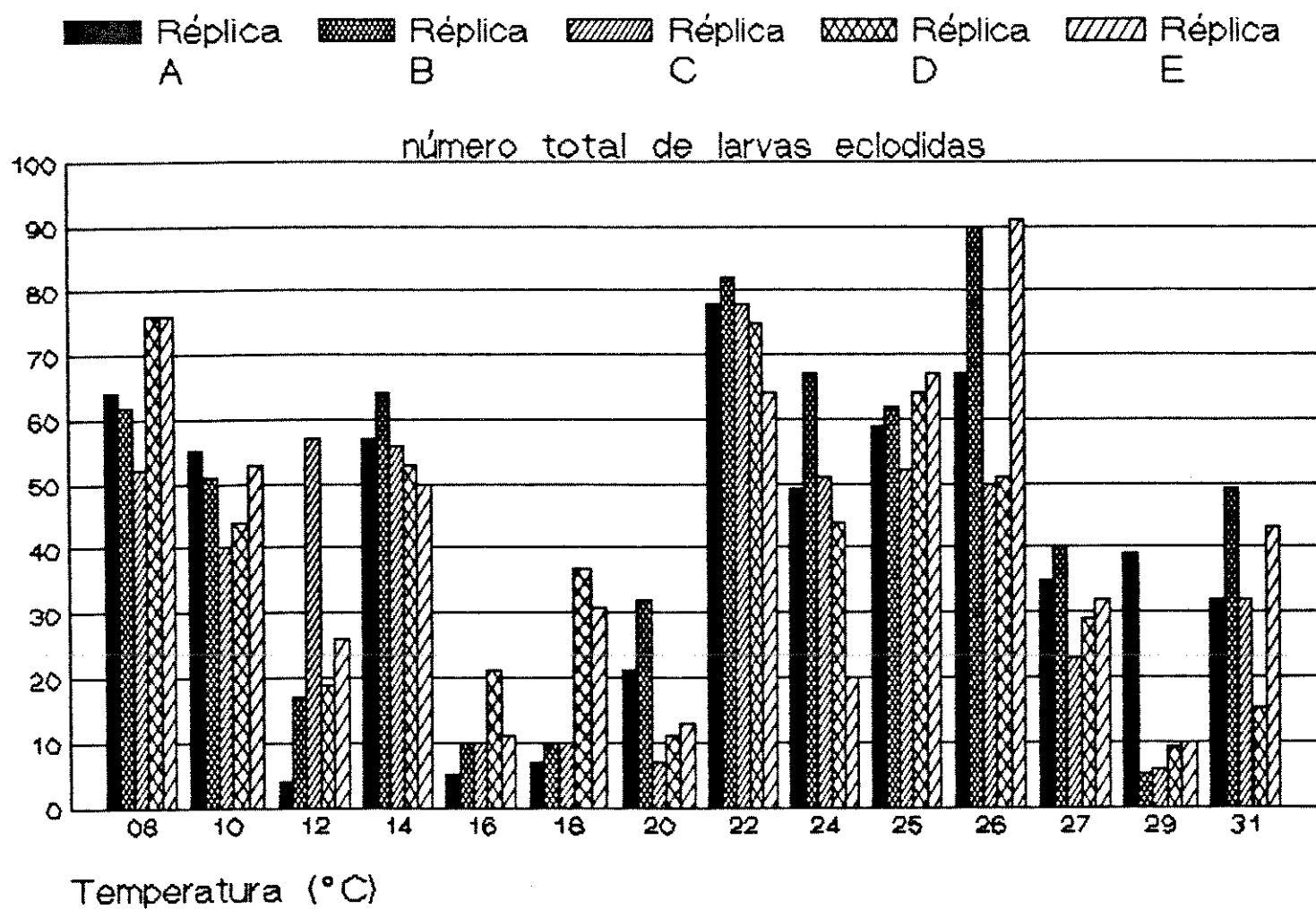


Figura 2- Muscina stabulans

Ritmo de eclosão à 8°C

■ réplica a ▨ réplica b ▩ réplica c ▤ réplica d ▧ réplica e

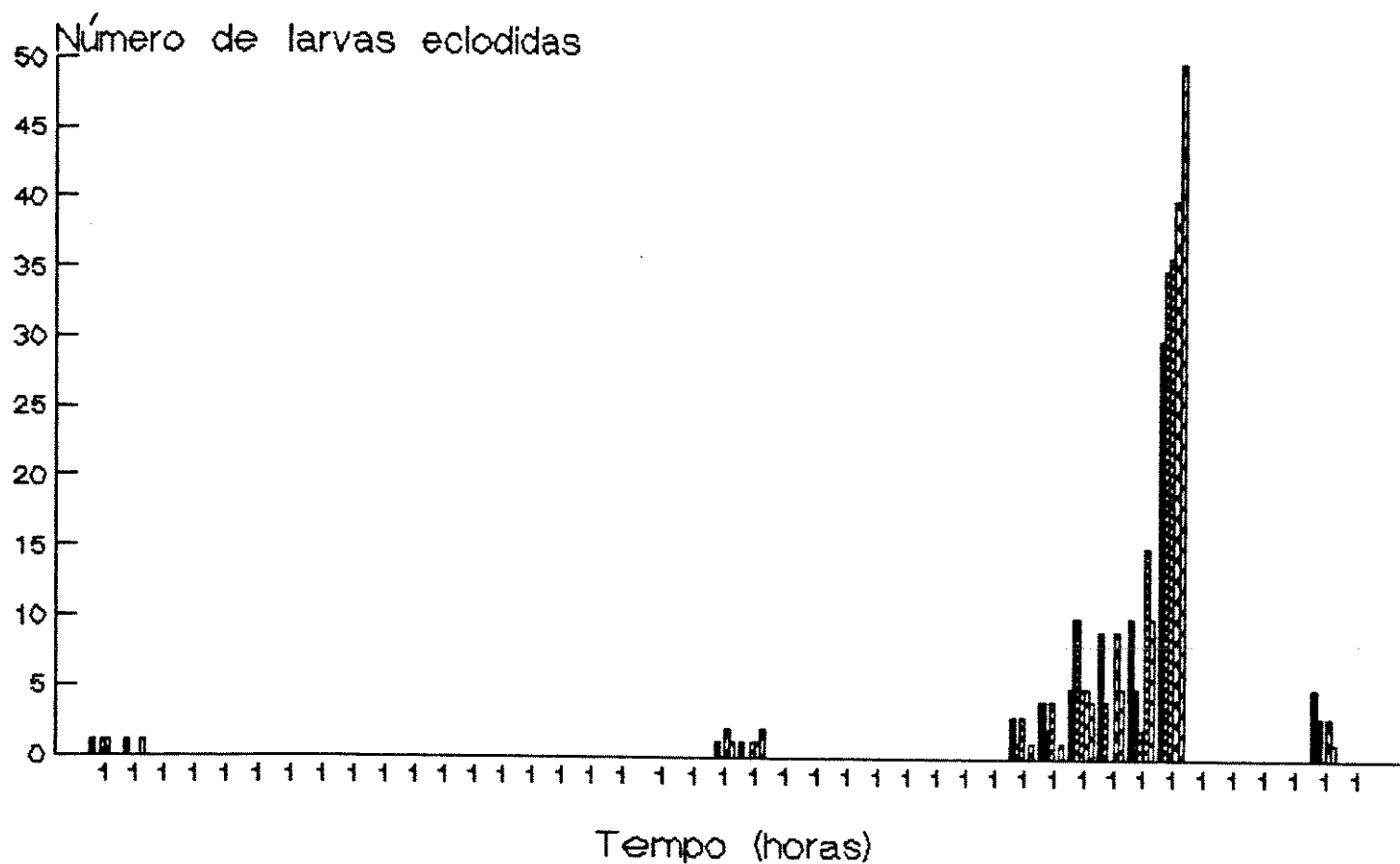


Figura 3 – Muscina stabulans

Ritmo de eclosão à 10°C

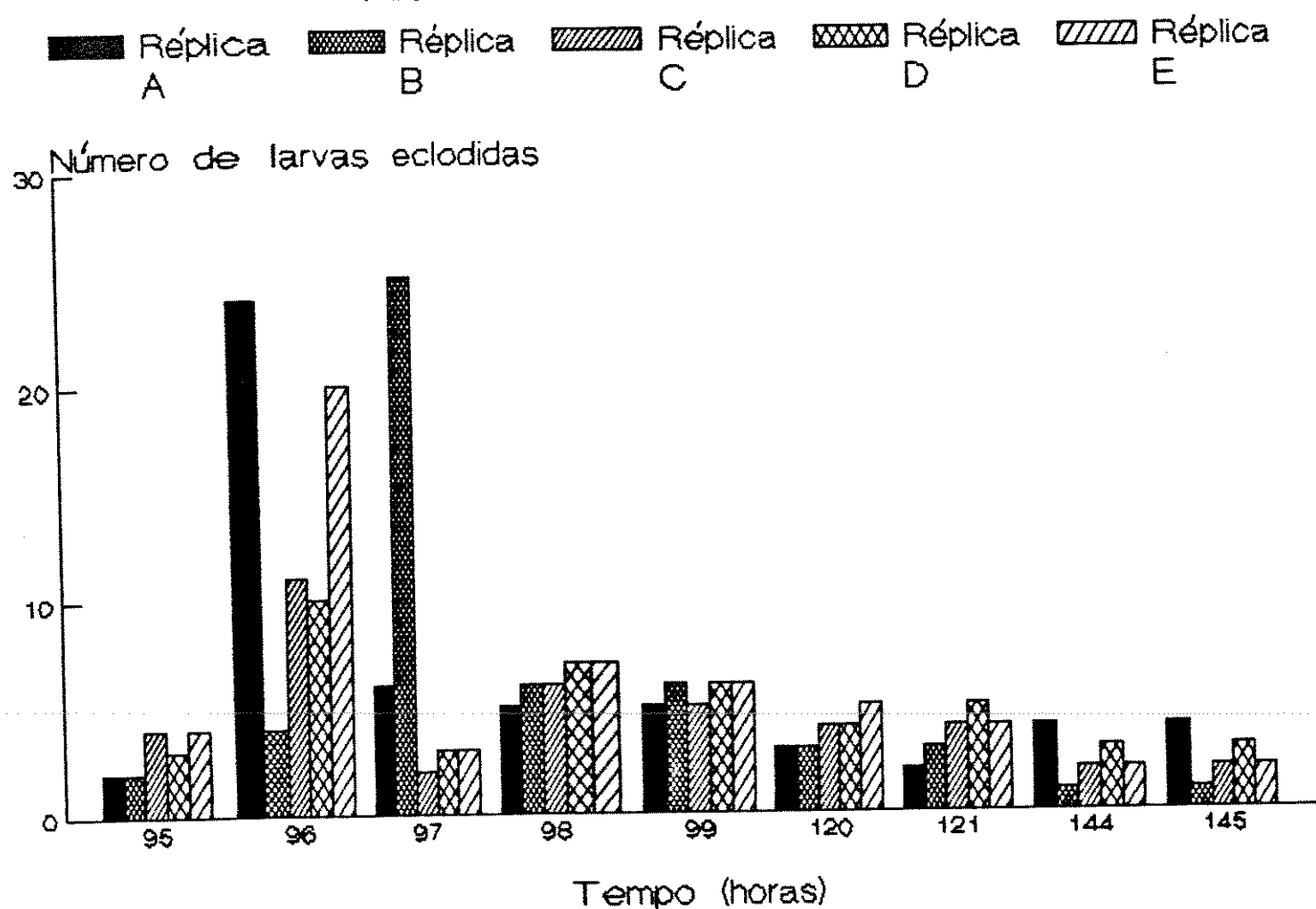


Figura 4 — Muscina stabulans

Ritmo de eclosão à 12°C

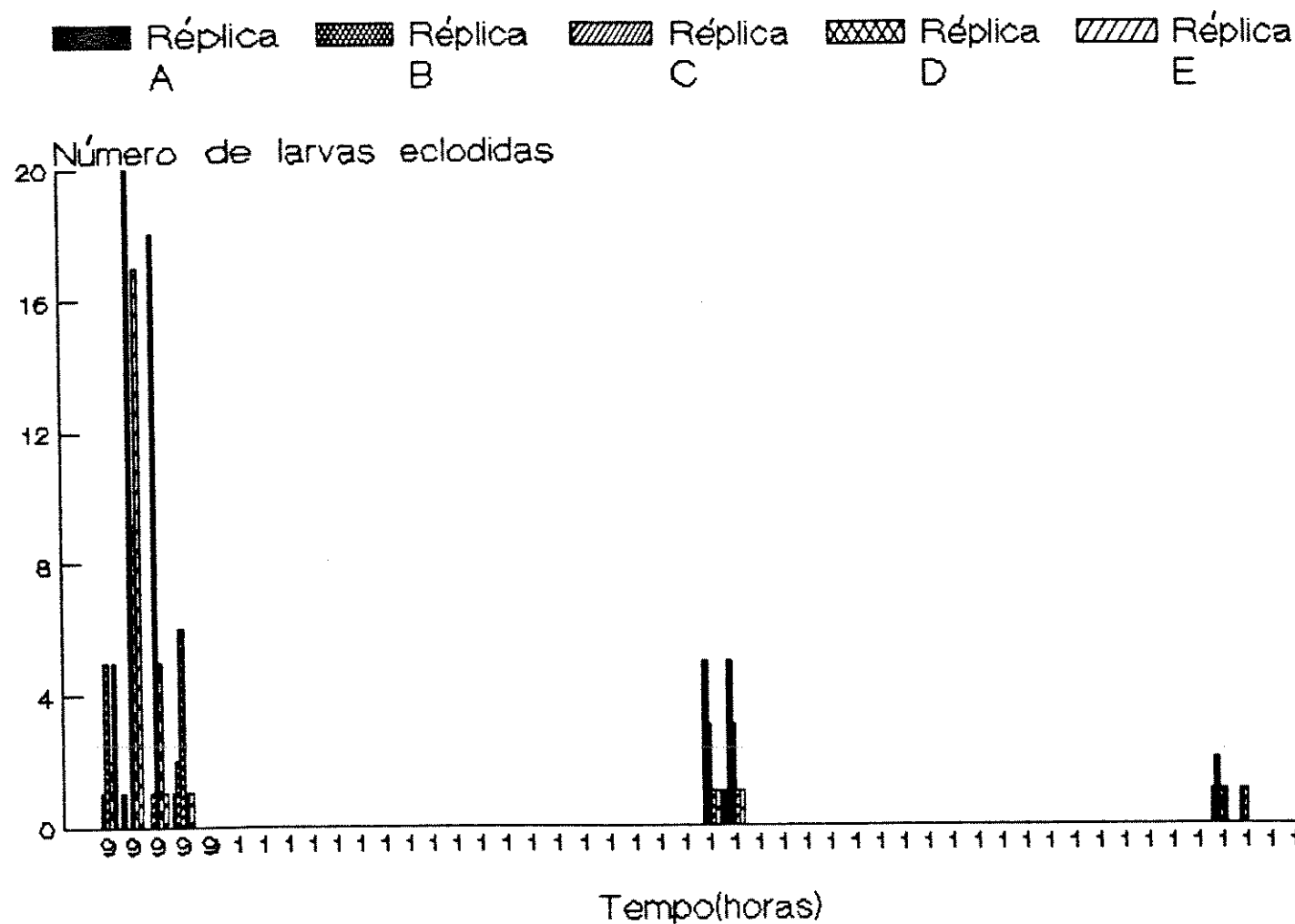


Figura 5 - Muscina stabulans

Ritmo de eclosão à 14°C

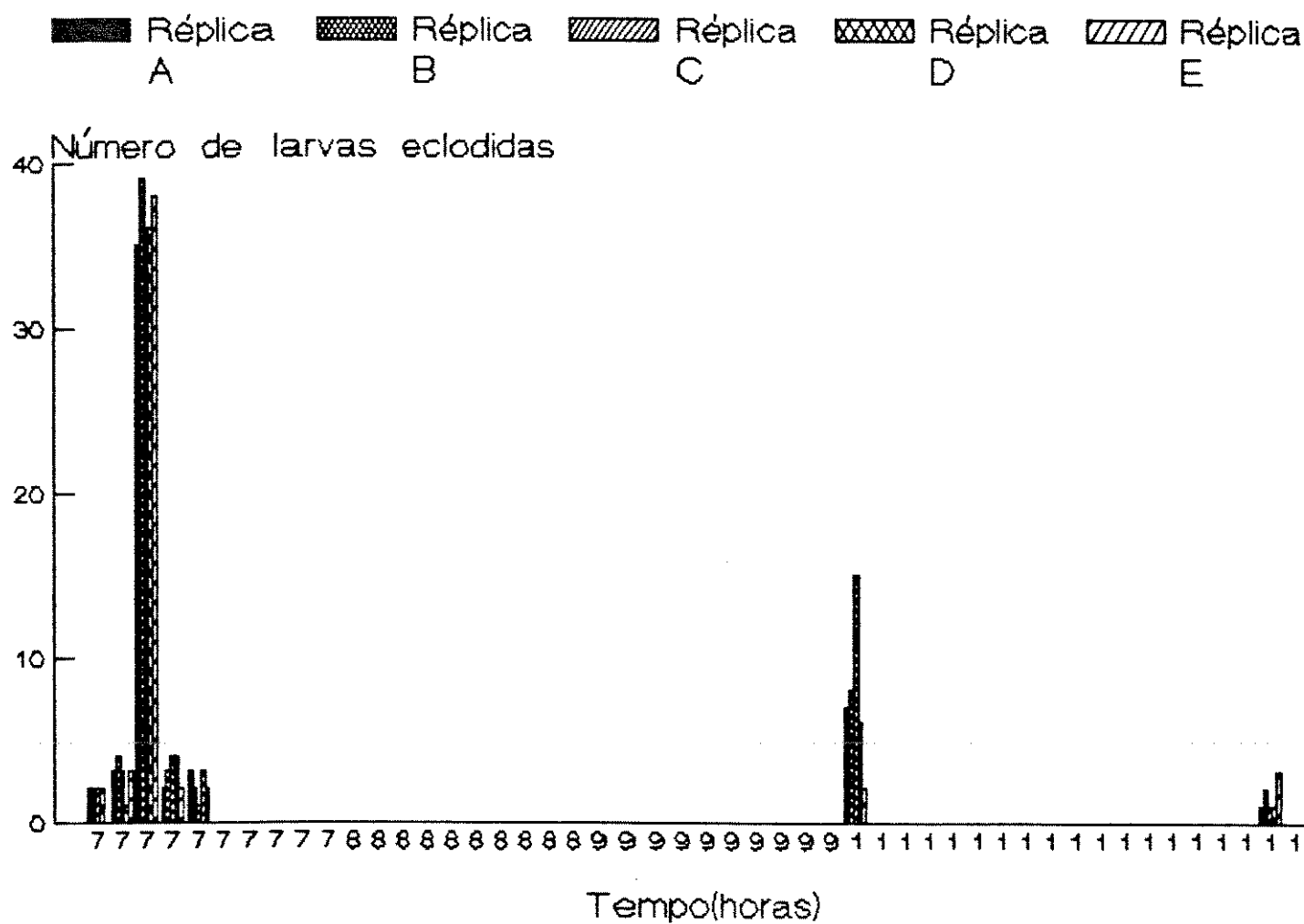


Figura 6 — Muscina stabulans

Ritmo de eclosão à 16° C

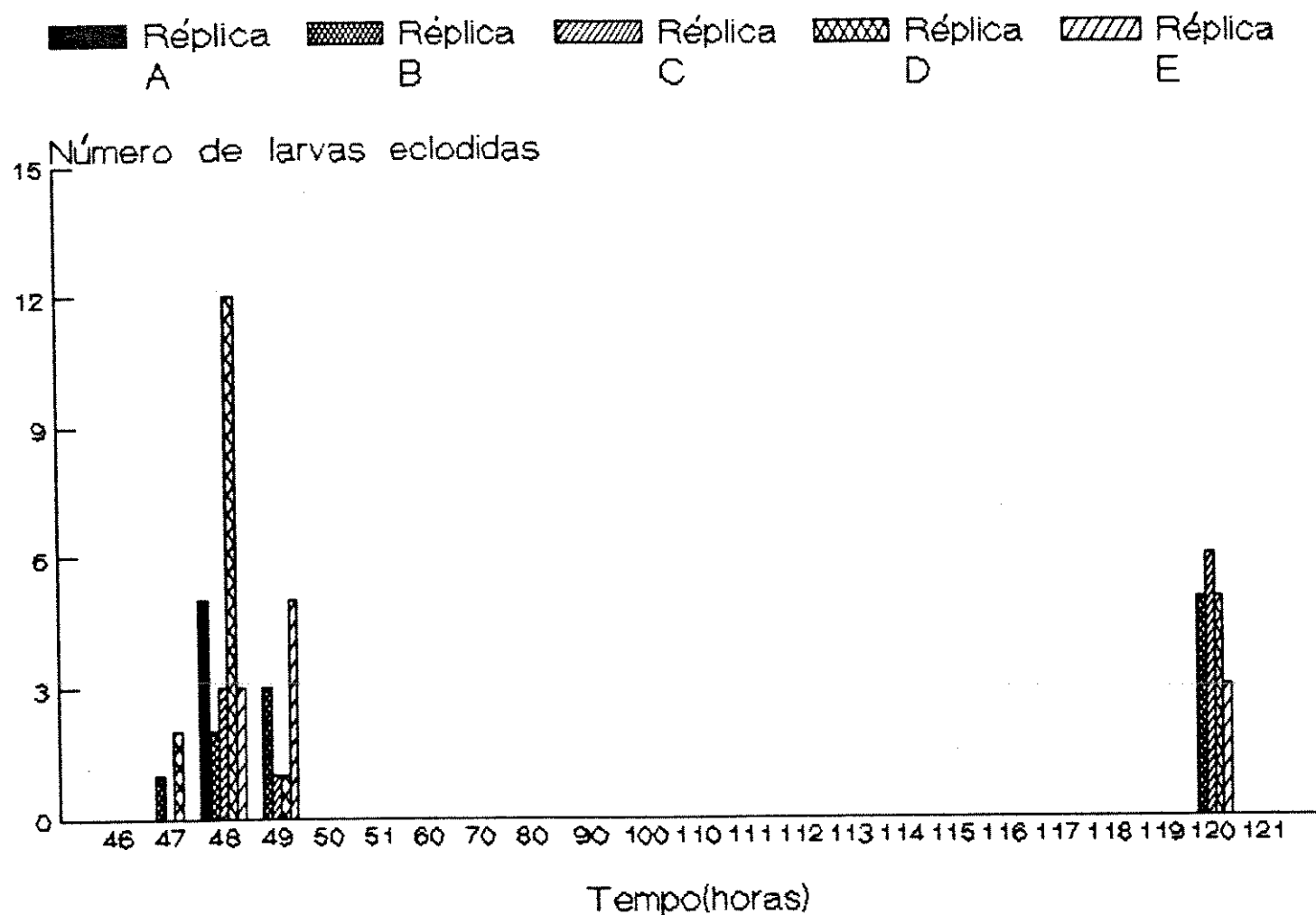


Figura 7 — Muscina stabulans
Ritmo de eclosão à 18°C

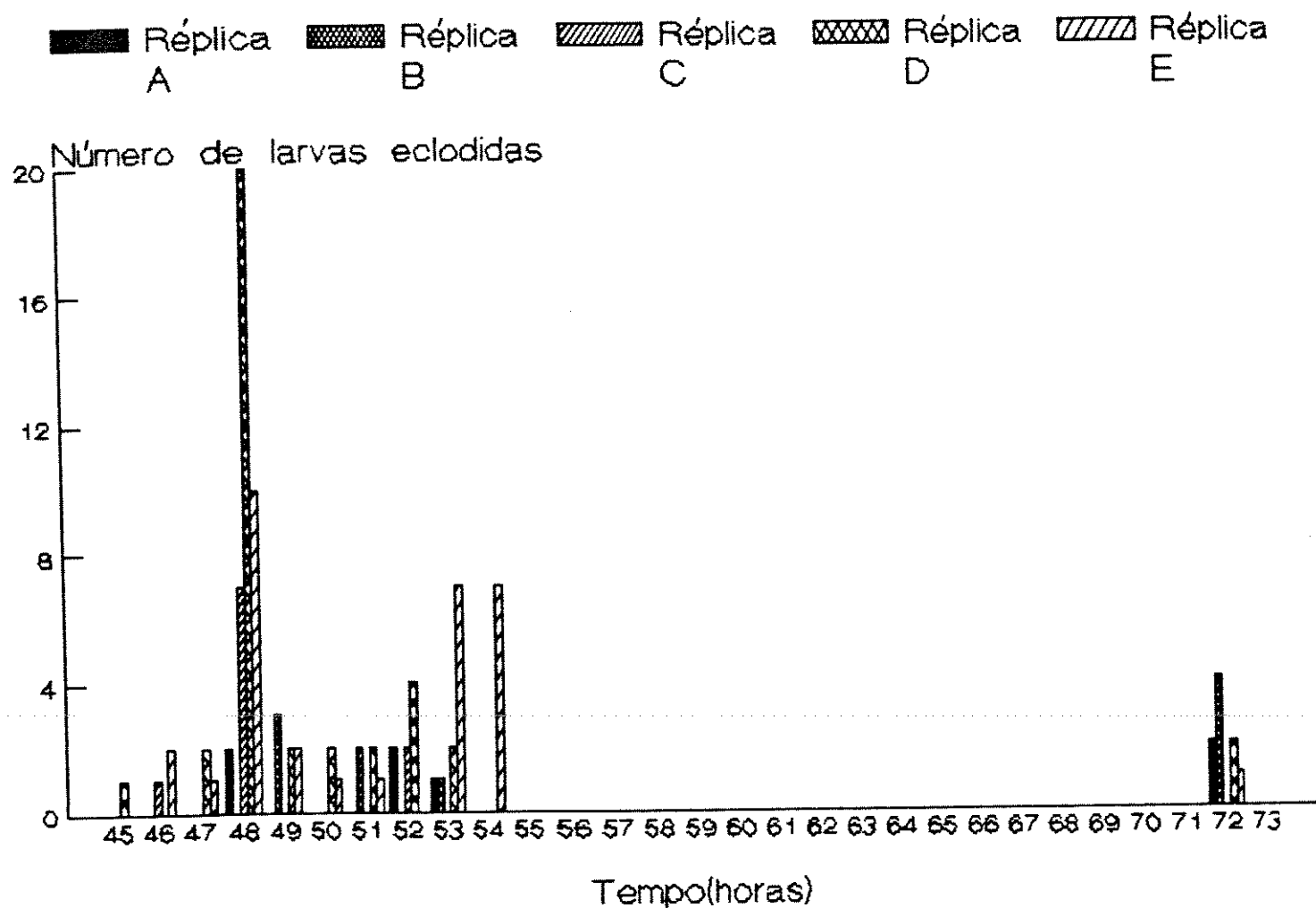


Figura 8 — Muscina stabulans
Ritmo de eclosão à 20° C

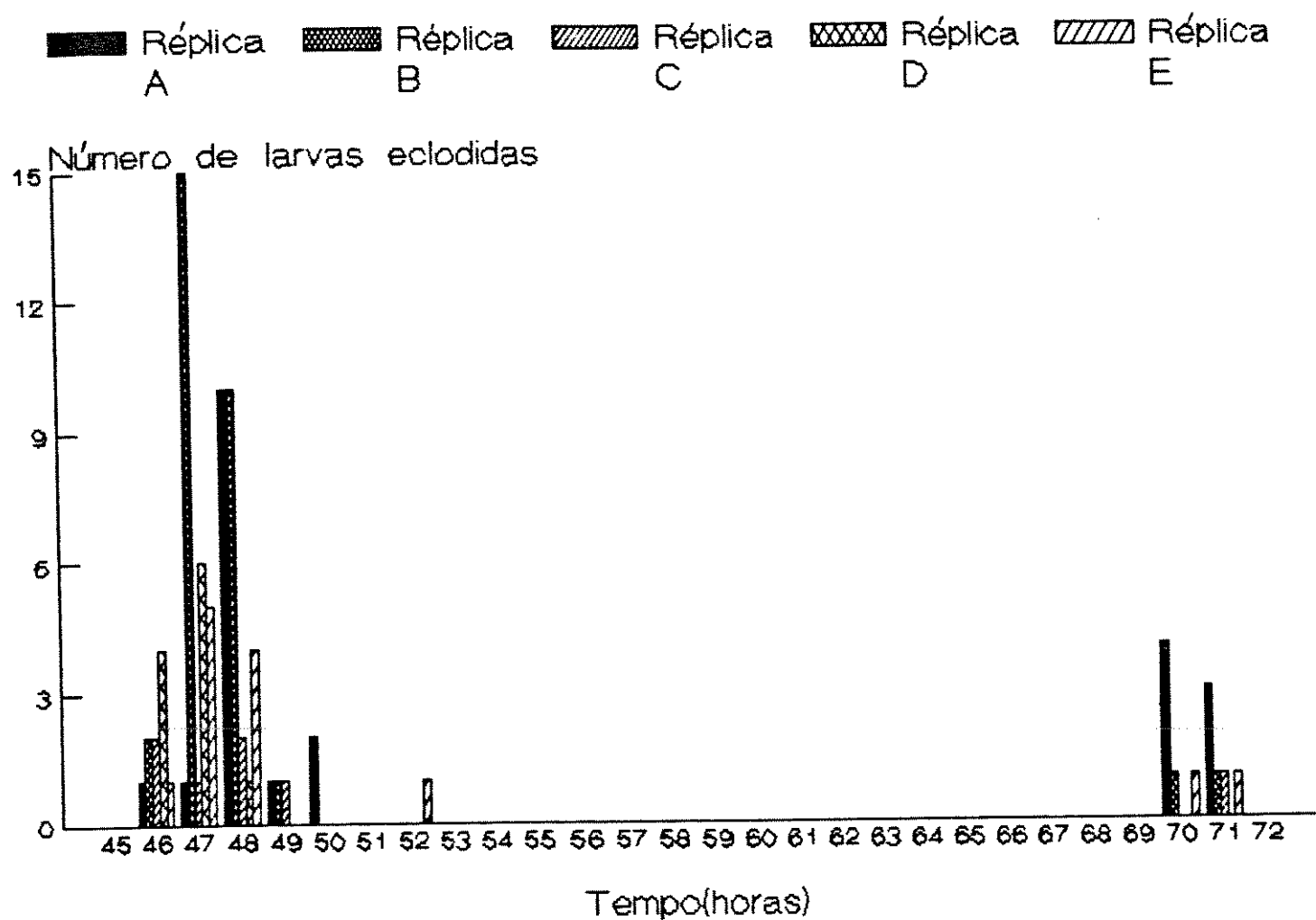


Figura 9 – Muscina stabulans

Ritmo de eclosão à 22° C

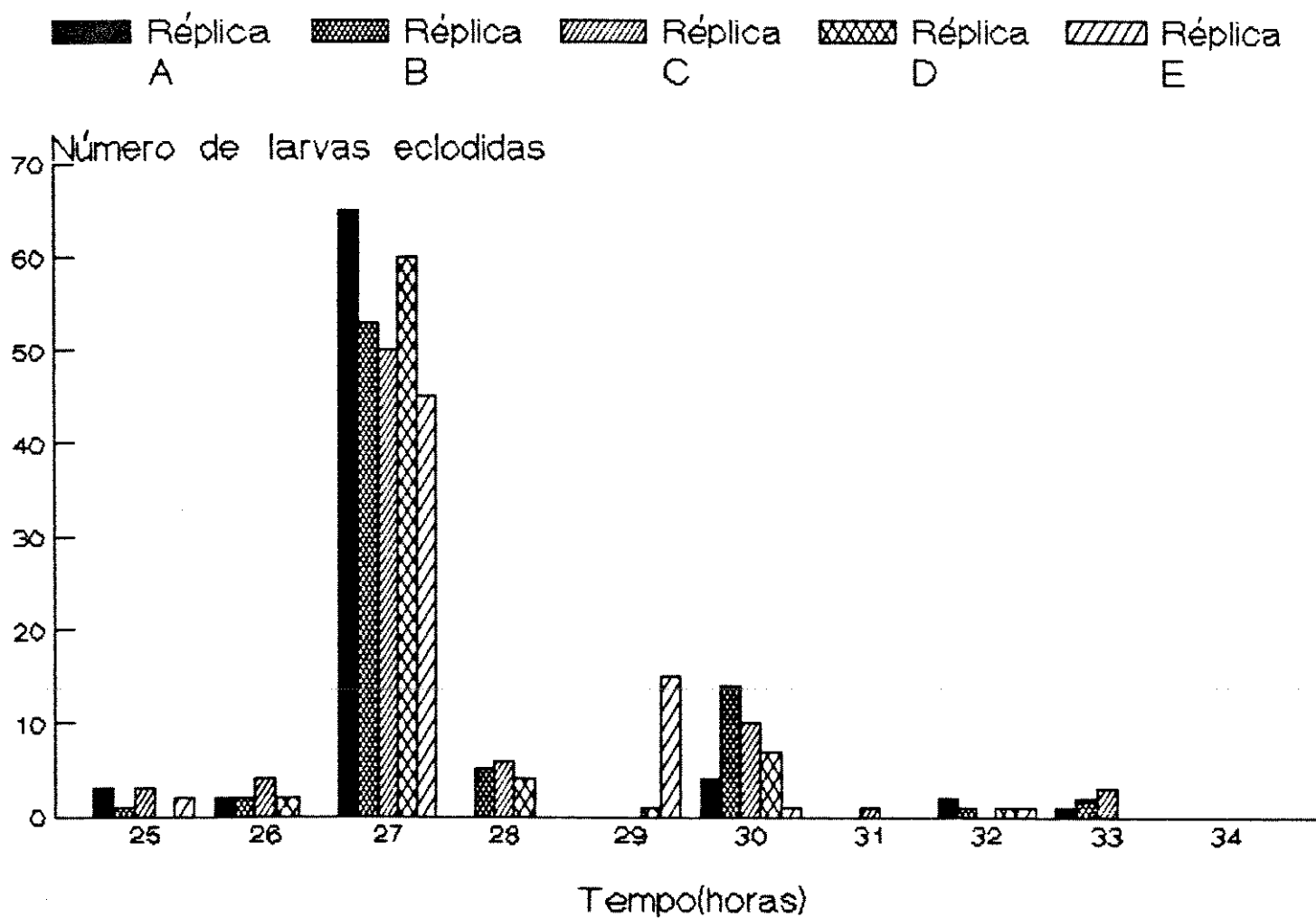


Figura 10 — Muscina stabulans
Ritmo de Eclosão à 24°C

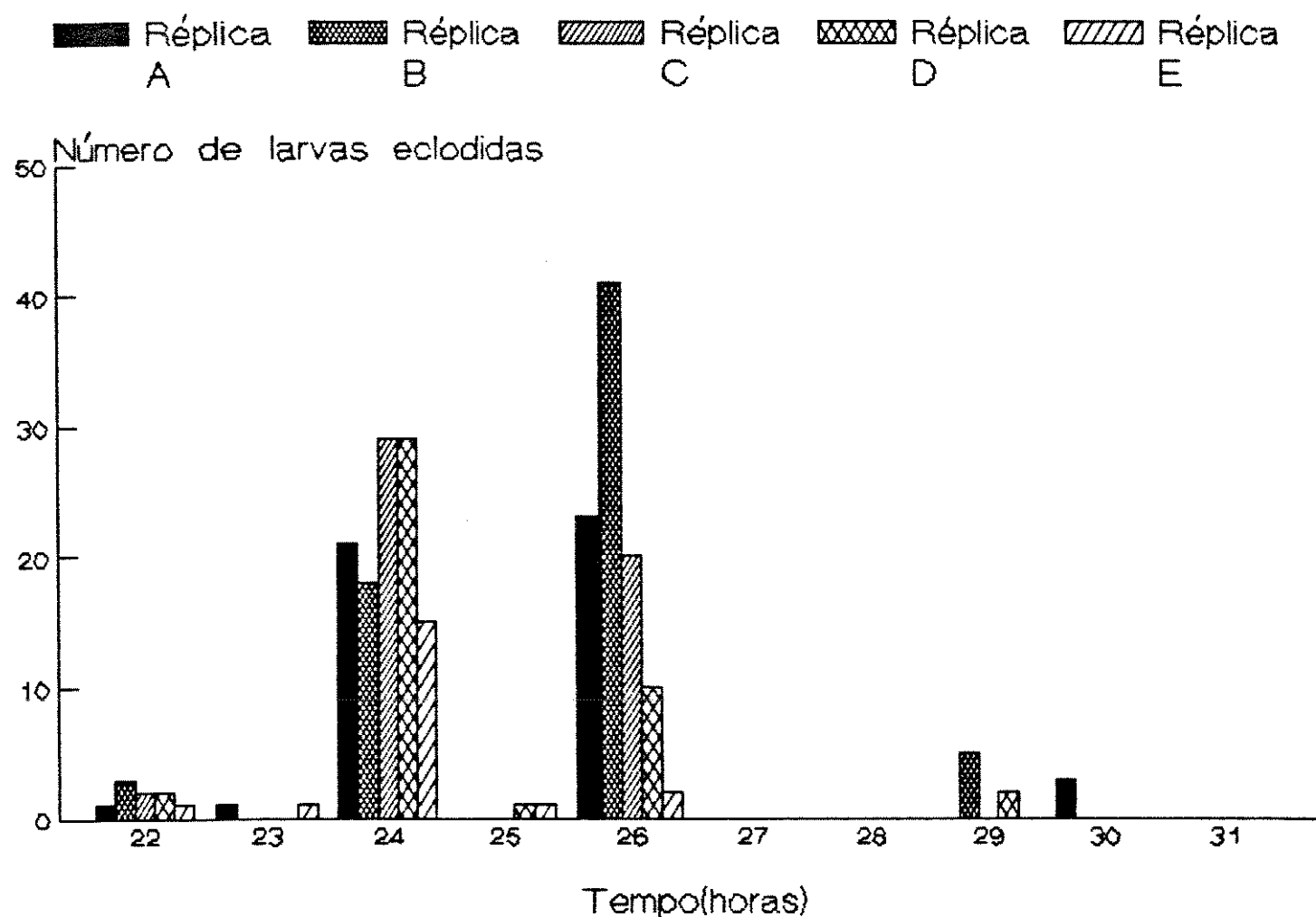


Figura 11 – Muscina stabulans

Ritmo de eclosão à 25°C

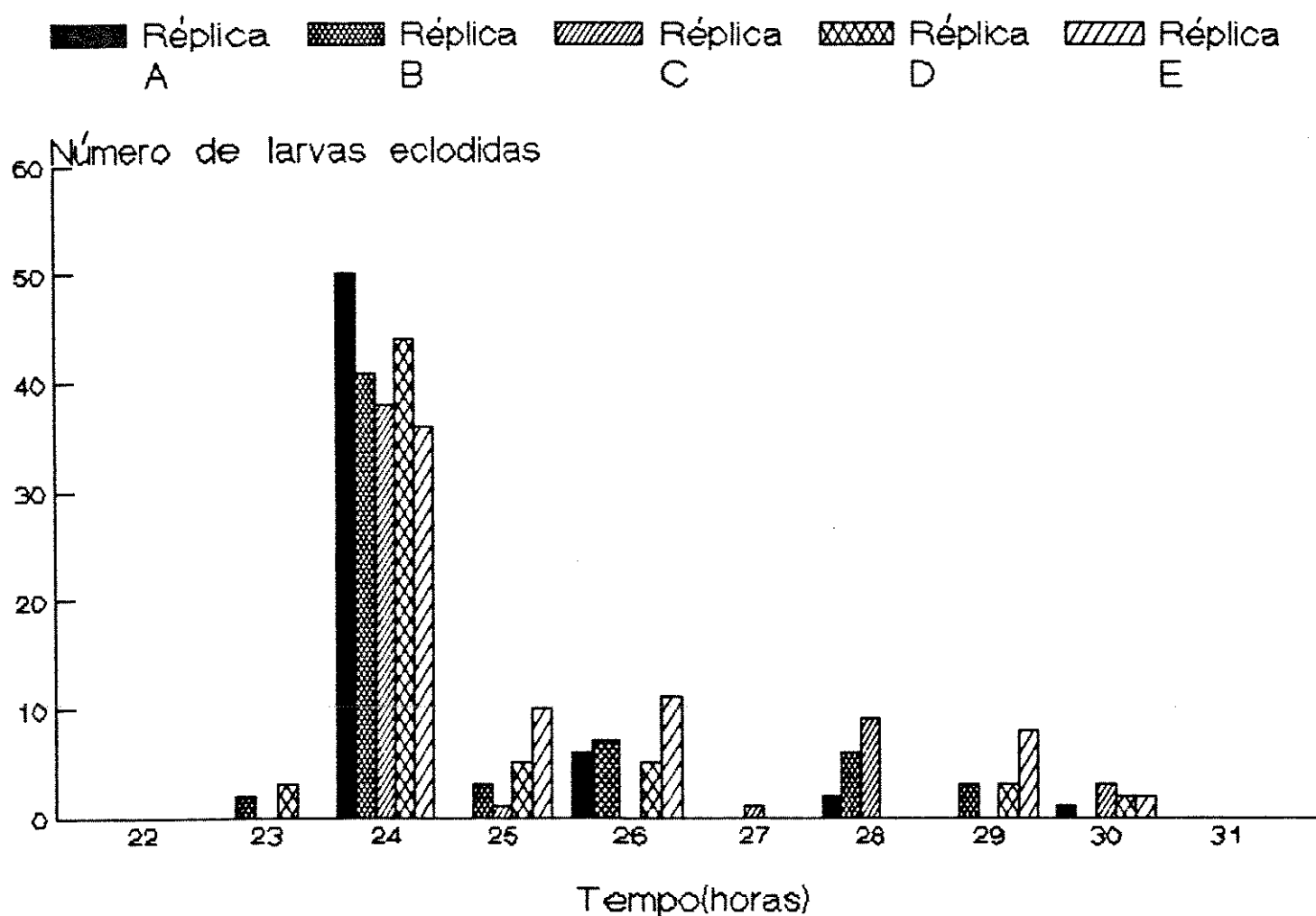


Figura 12 — Muscina stabulans
Ritmo de eclosão à 26°C

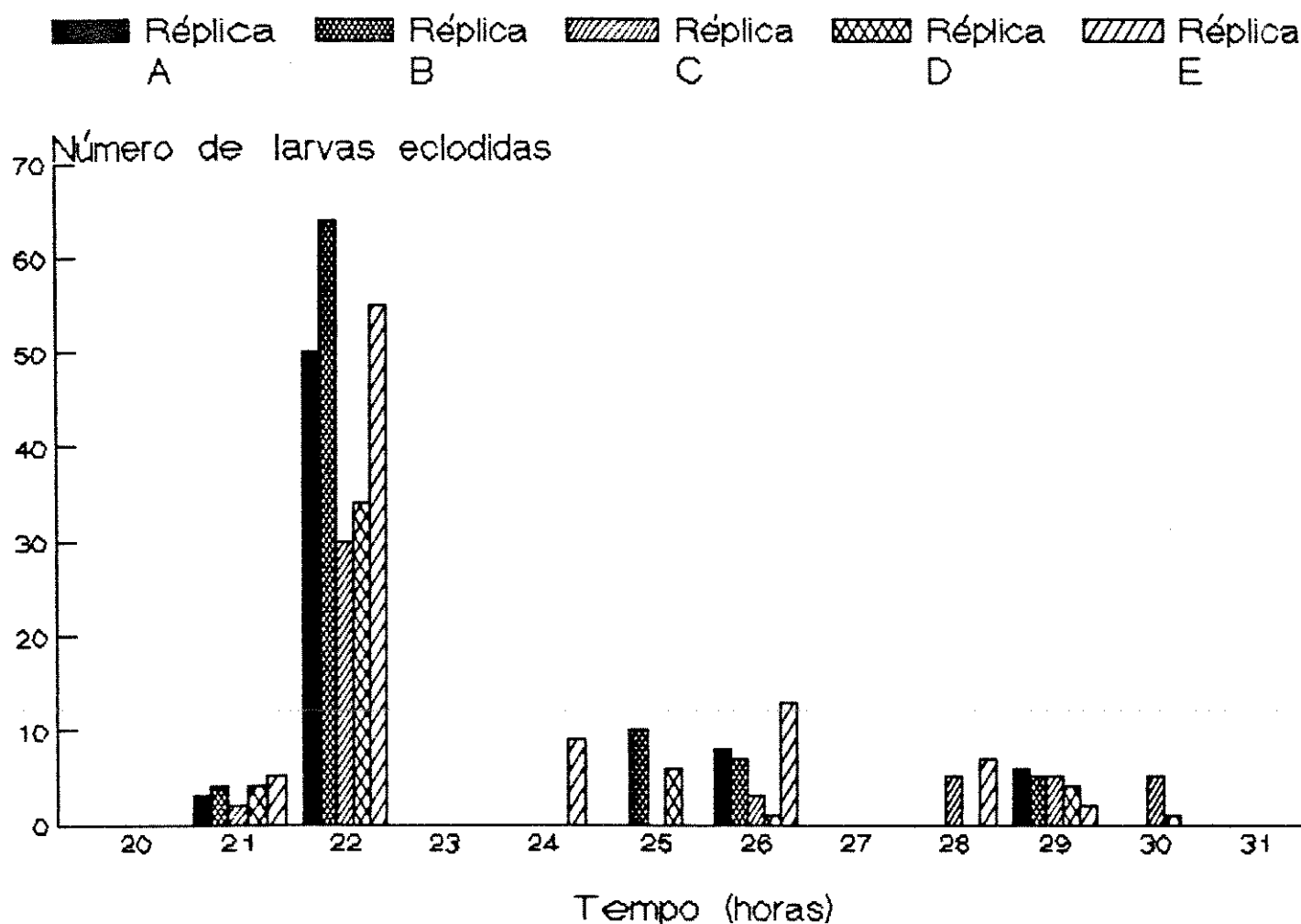


Figura 13 — Muscina stabulans
Ritmo de eclosão à 27°C

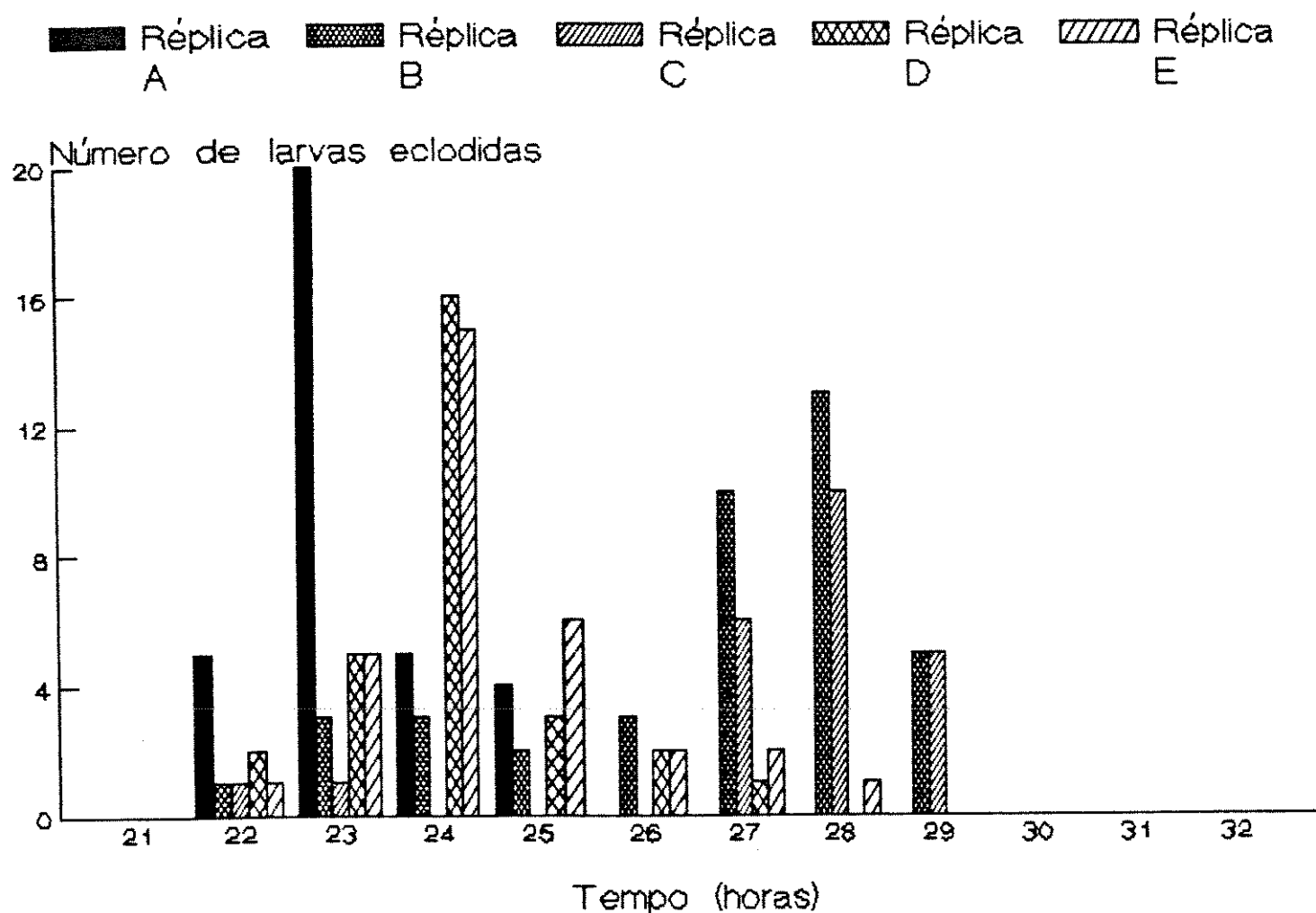


Figura 14 — Muscina stabulans

Ritmo de eclosão à 29°C

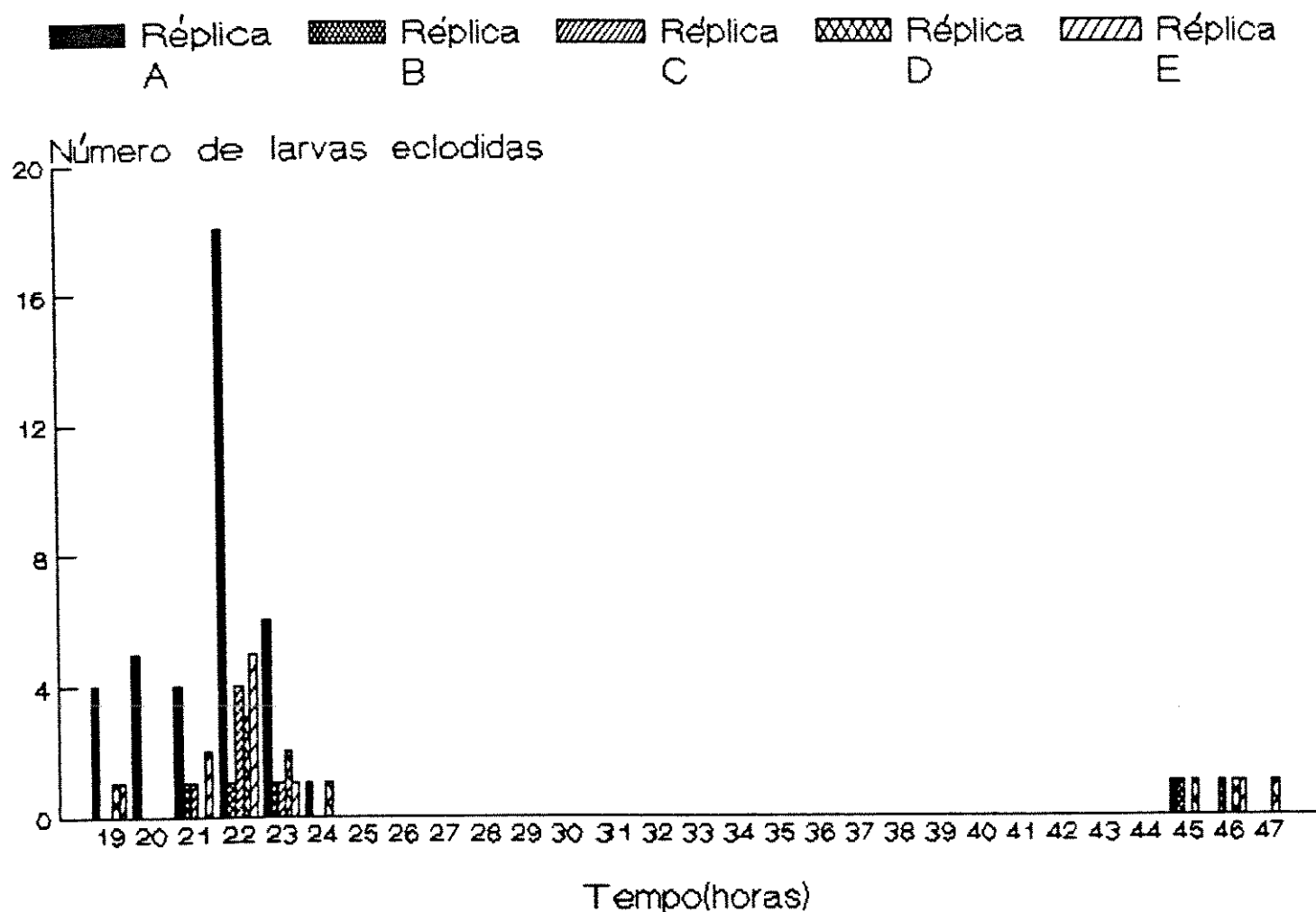


Figura 15 — Muscina stabulans
Ritmo de eclosão à 31° C

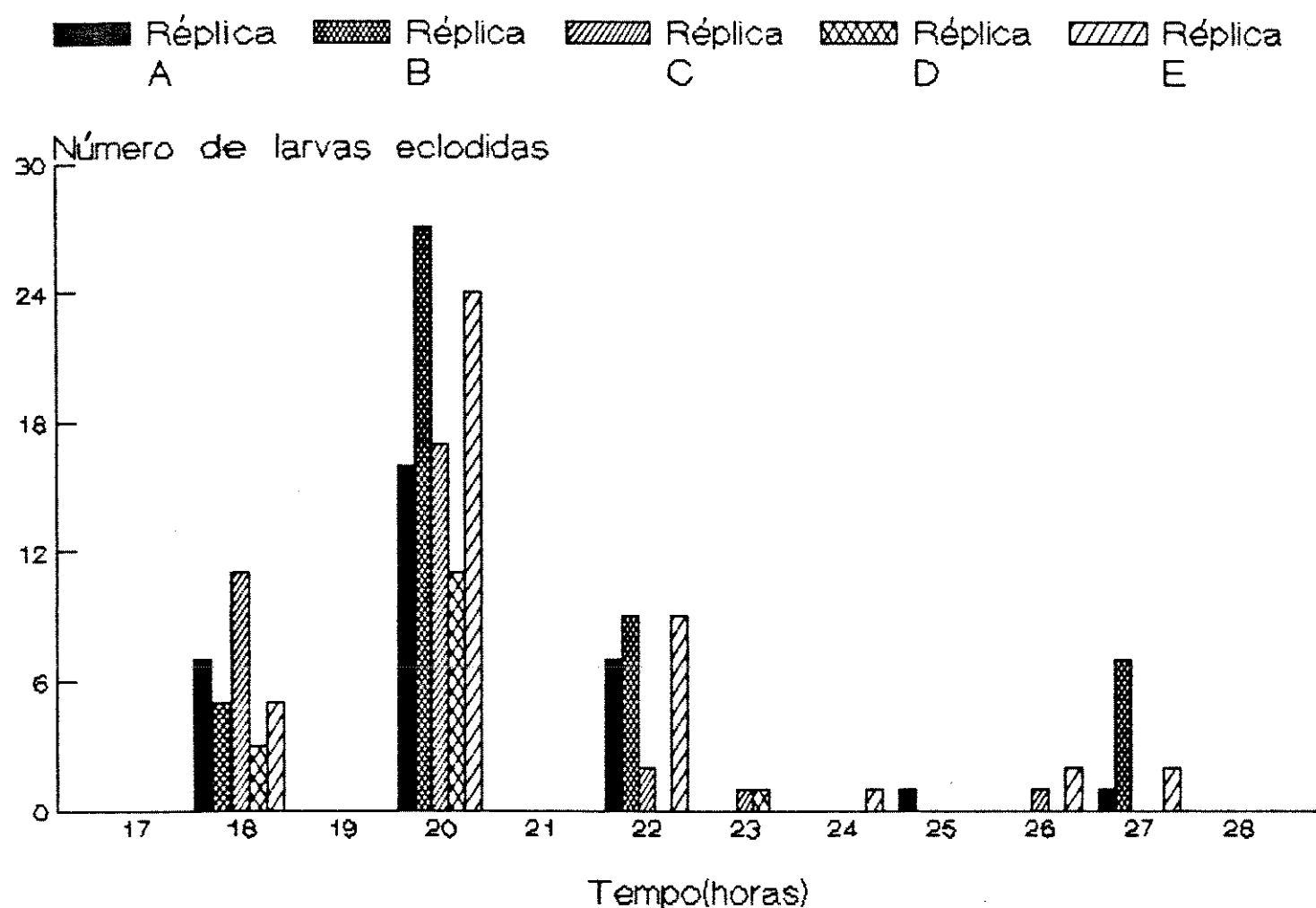


Figura 16 – Muscina stabulans
Tempo médio de eclosão de larvas

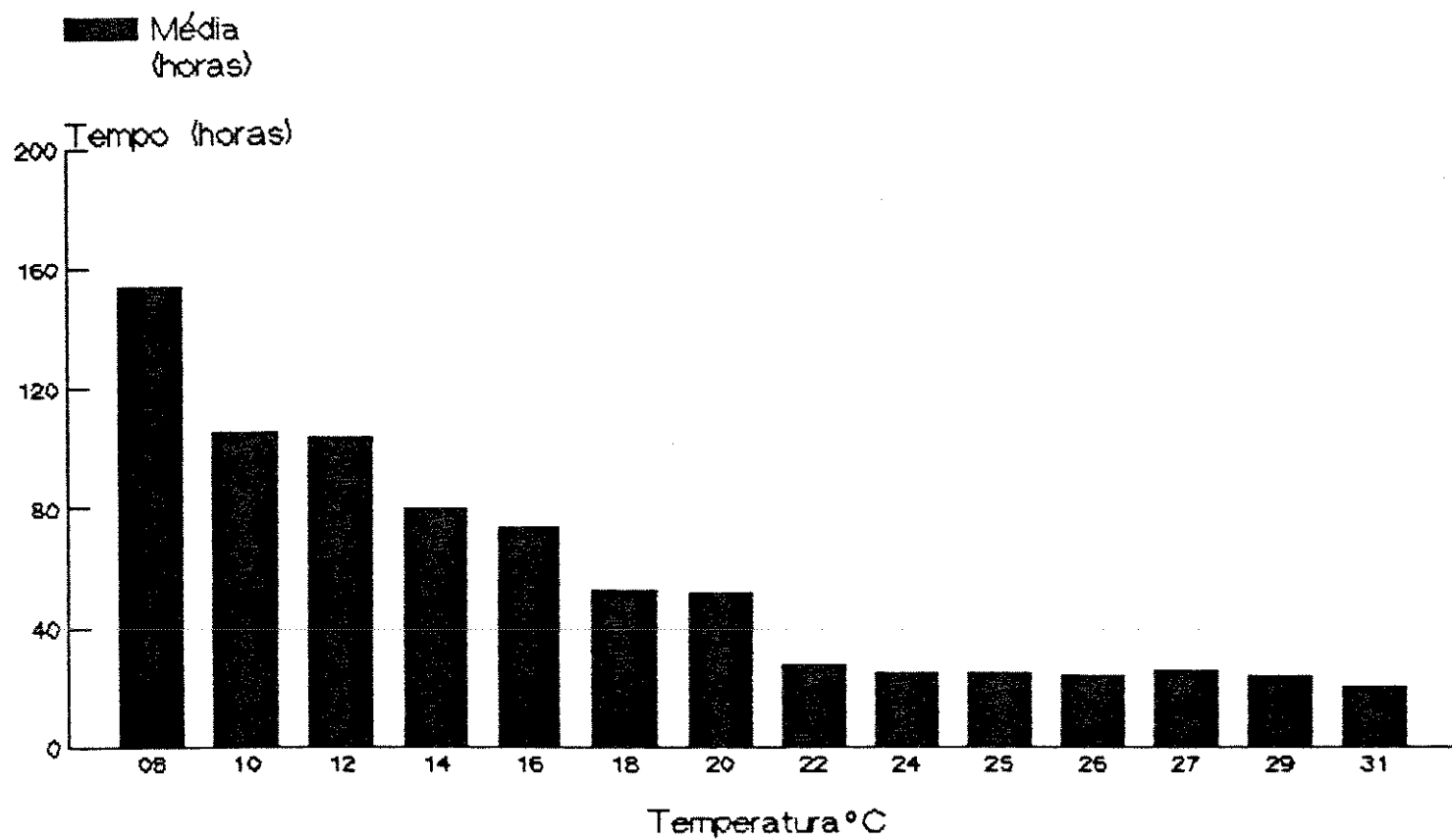


Figura 17 — Muscina stabulans
 Tempo de desenvolvimento X Pêso médio

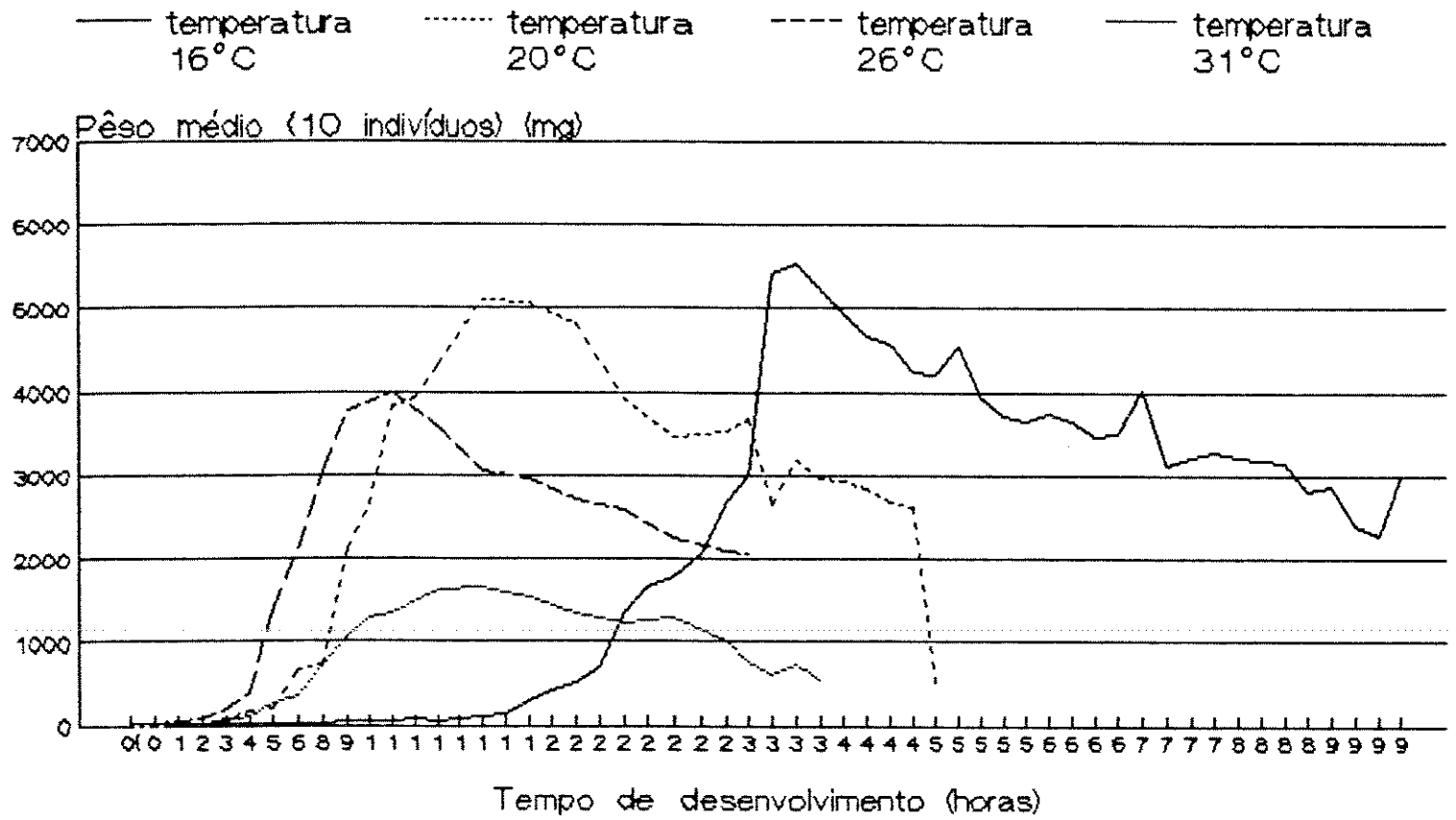


Figura 18 — Muscina stabulans
 Tempo de desenvolvimento X Pêso médio 16°C

temperatura
 16°C

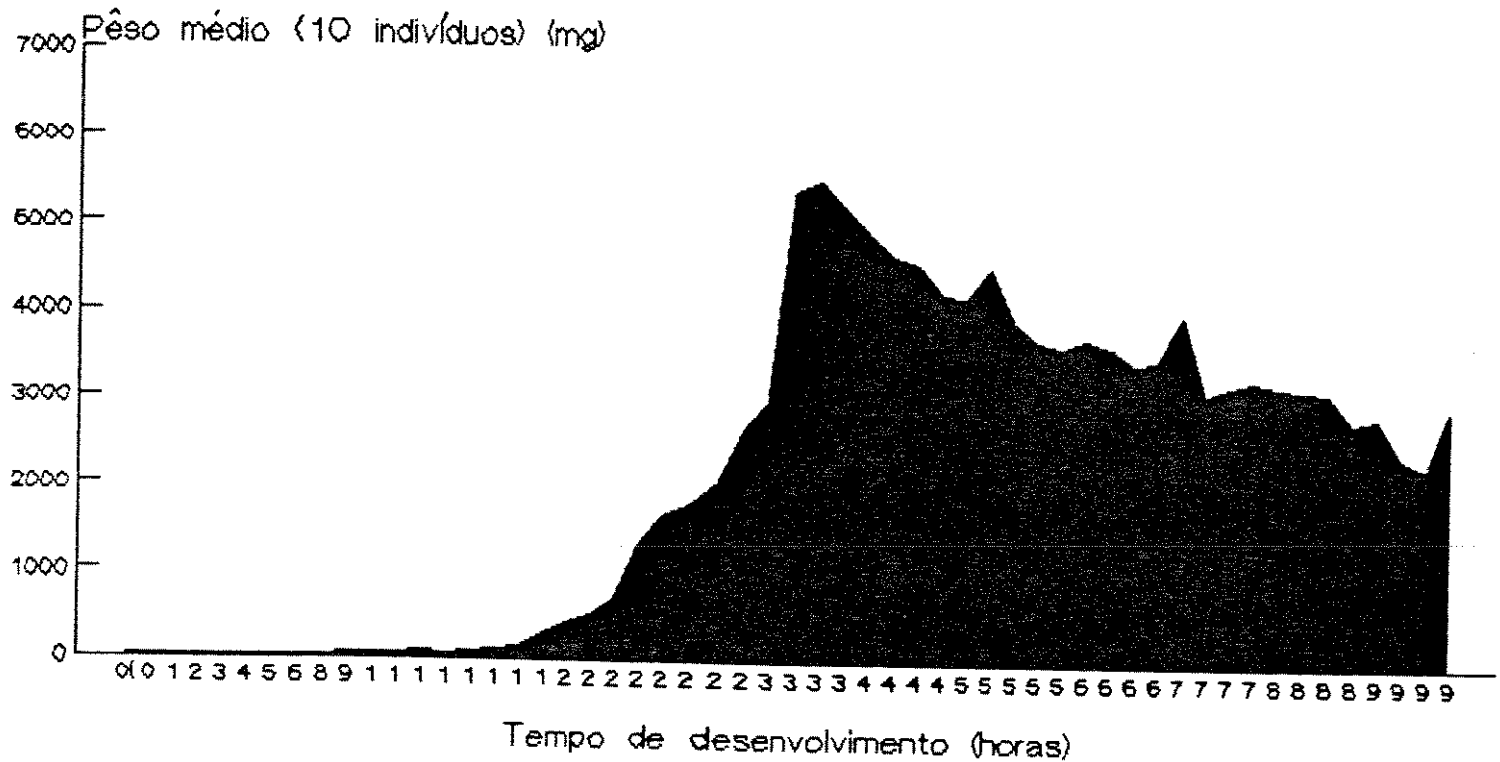


Figura 19 — Muscina stabulans
 Tempo de desenvolvimento X Pêso médio 20°C

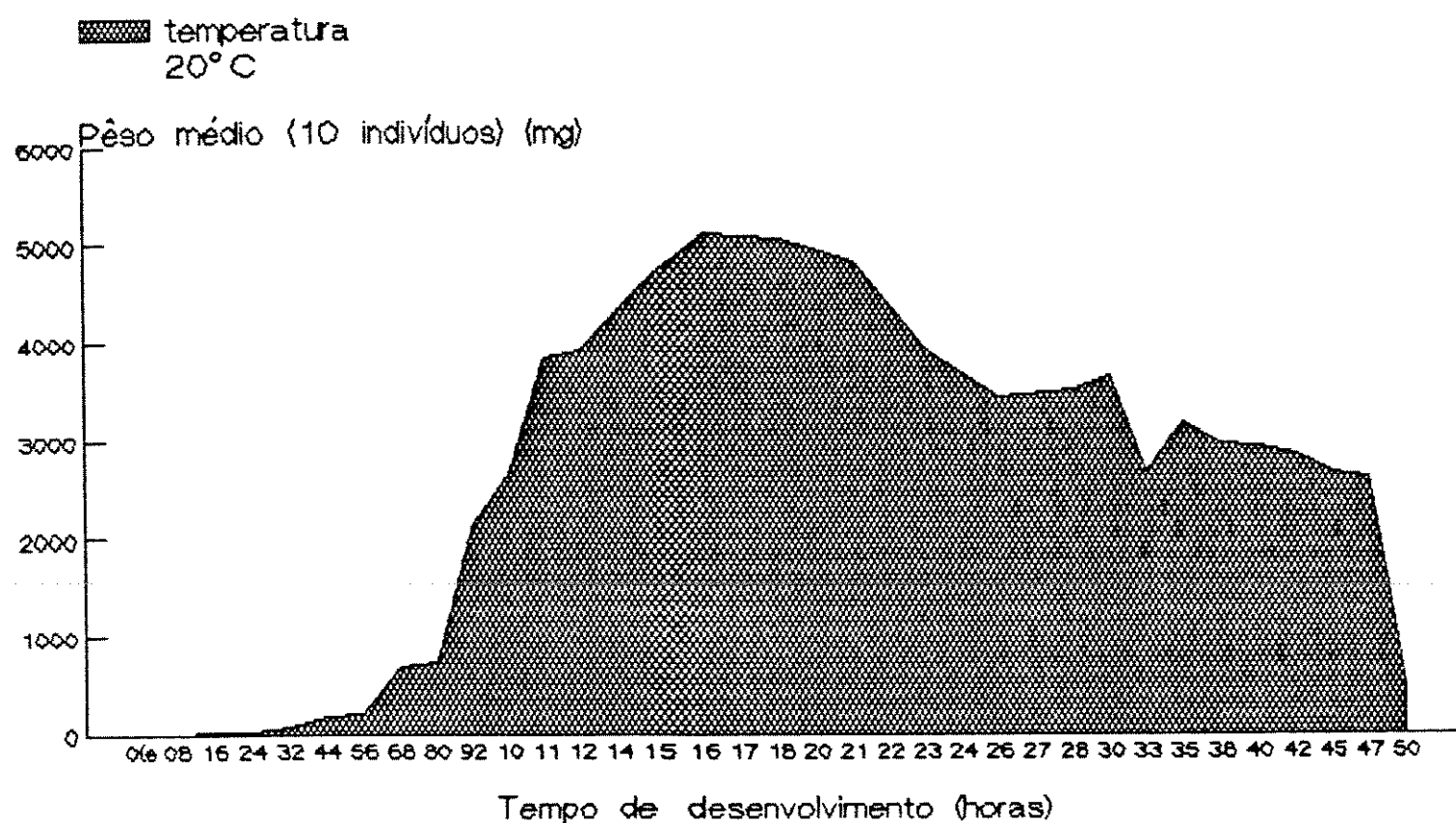


Figura 20 – Muscina stabulans
 Tempo de desenvolvimento X Pêso médio 26°C

temperatura
 26°C

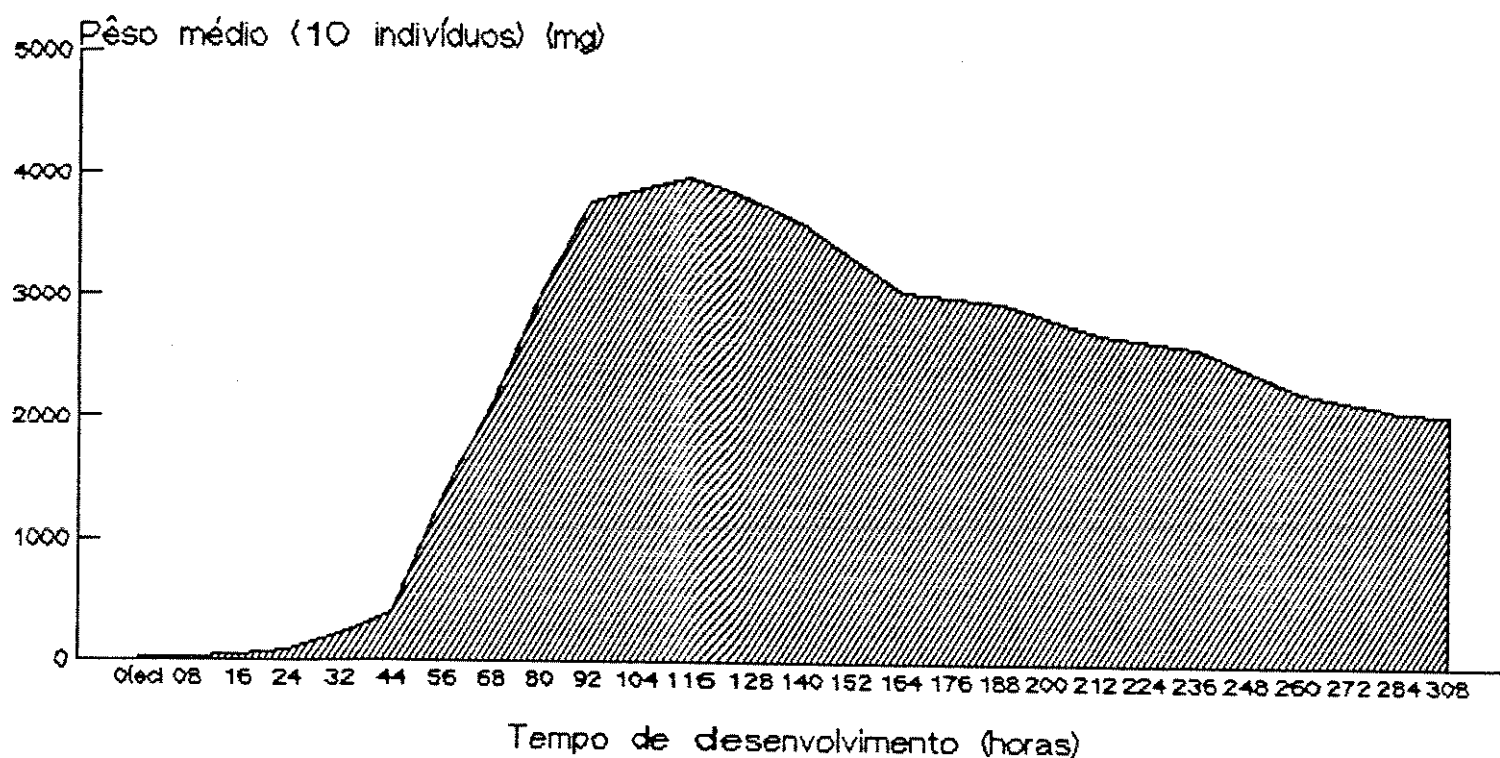


Figura 21 — Muscina stabulans
 Tempo de desenvolvimento X Pêso médio 31°C

XXXX temperatura
 31°C



Figura 22 – Longevidade à 20°C
Muscina stabulans

+ Longevidade
fêmea

Δ Longevidade
macho

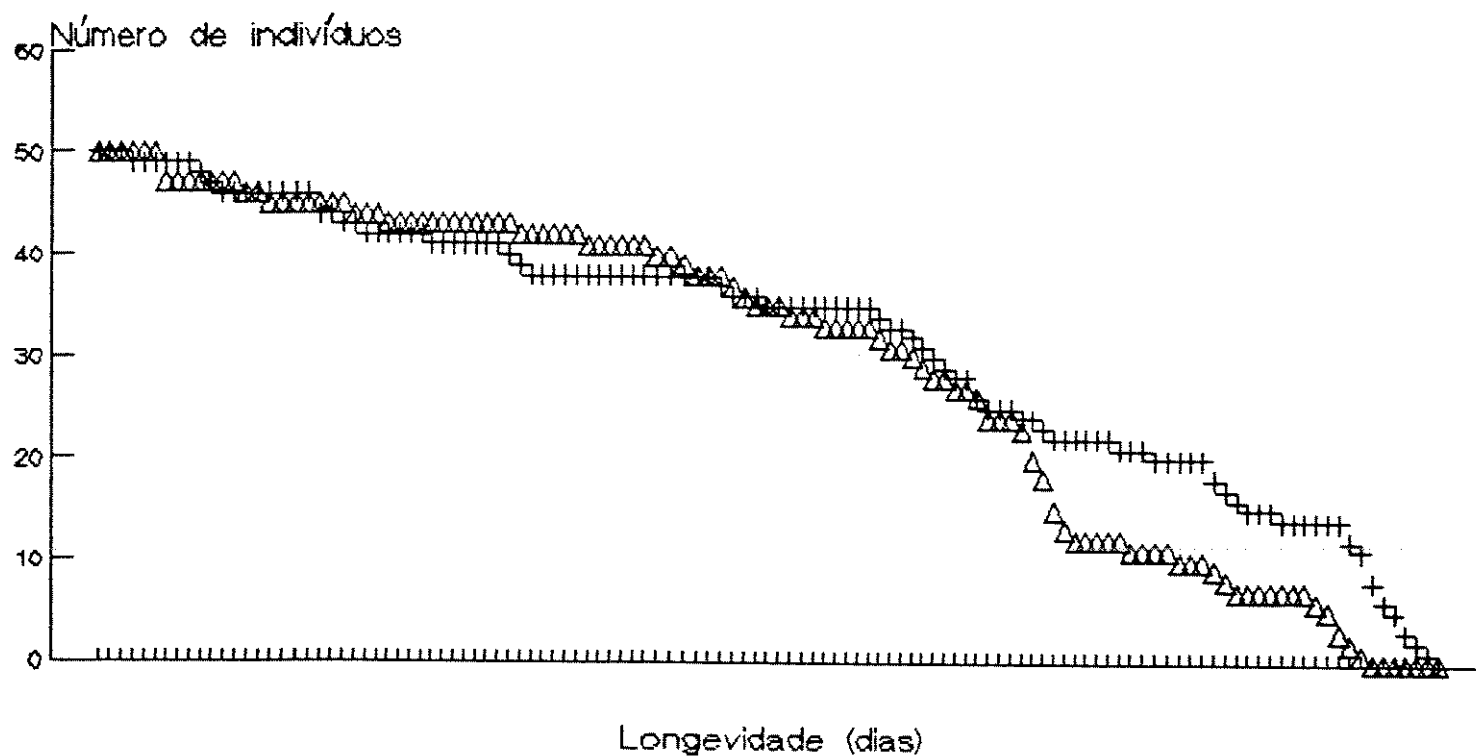


Figura 23 – Longevidade à 26°C
Muscina stabulans

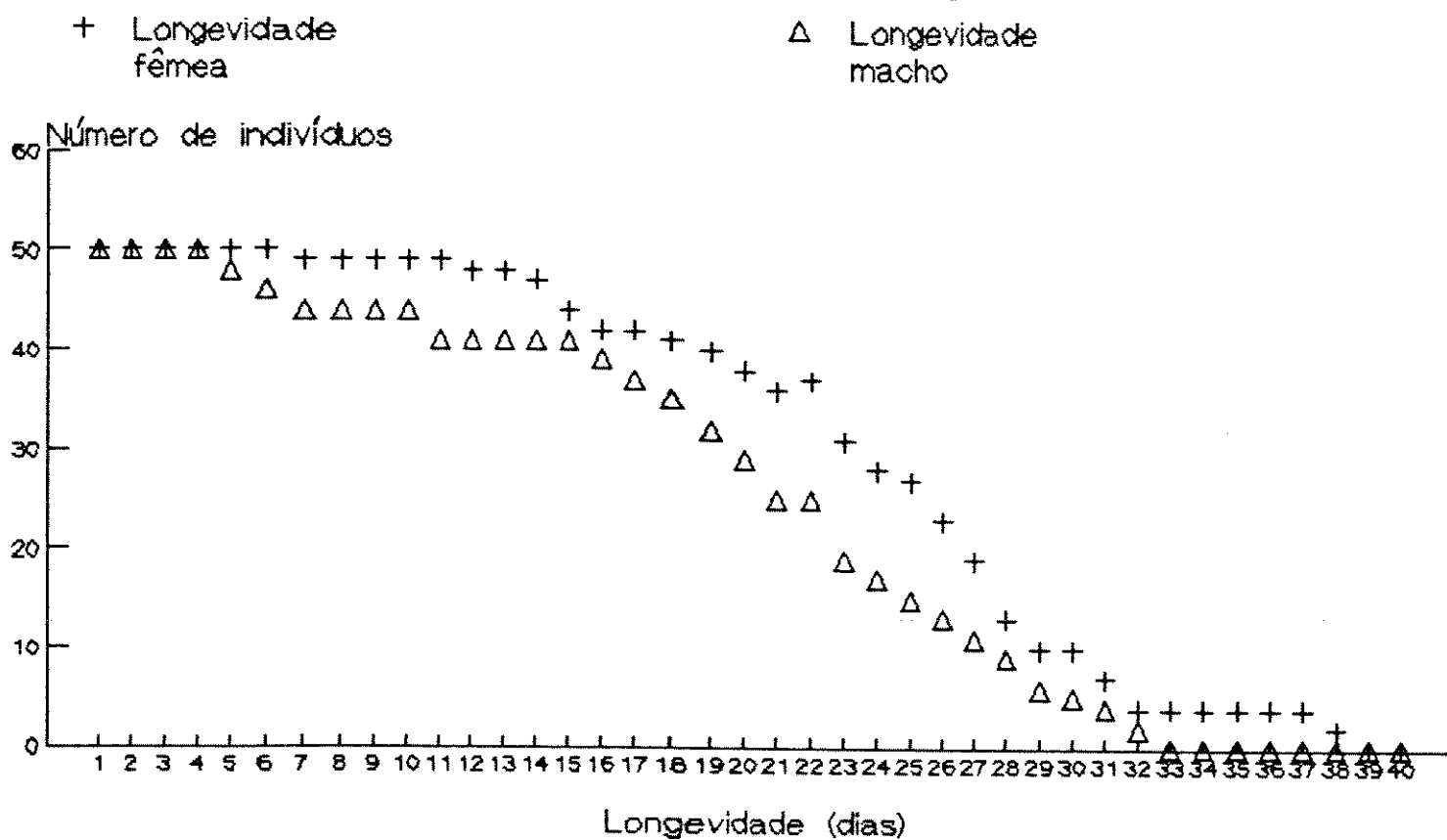


Figura 24 — Oviposição diária
Muscina stabulans à 20°C e 26°C

■ temperatura
26°C

□ Temperatura
20°C

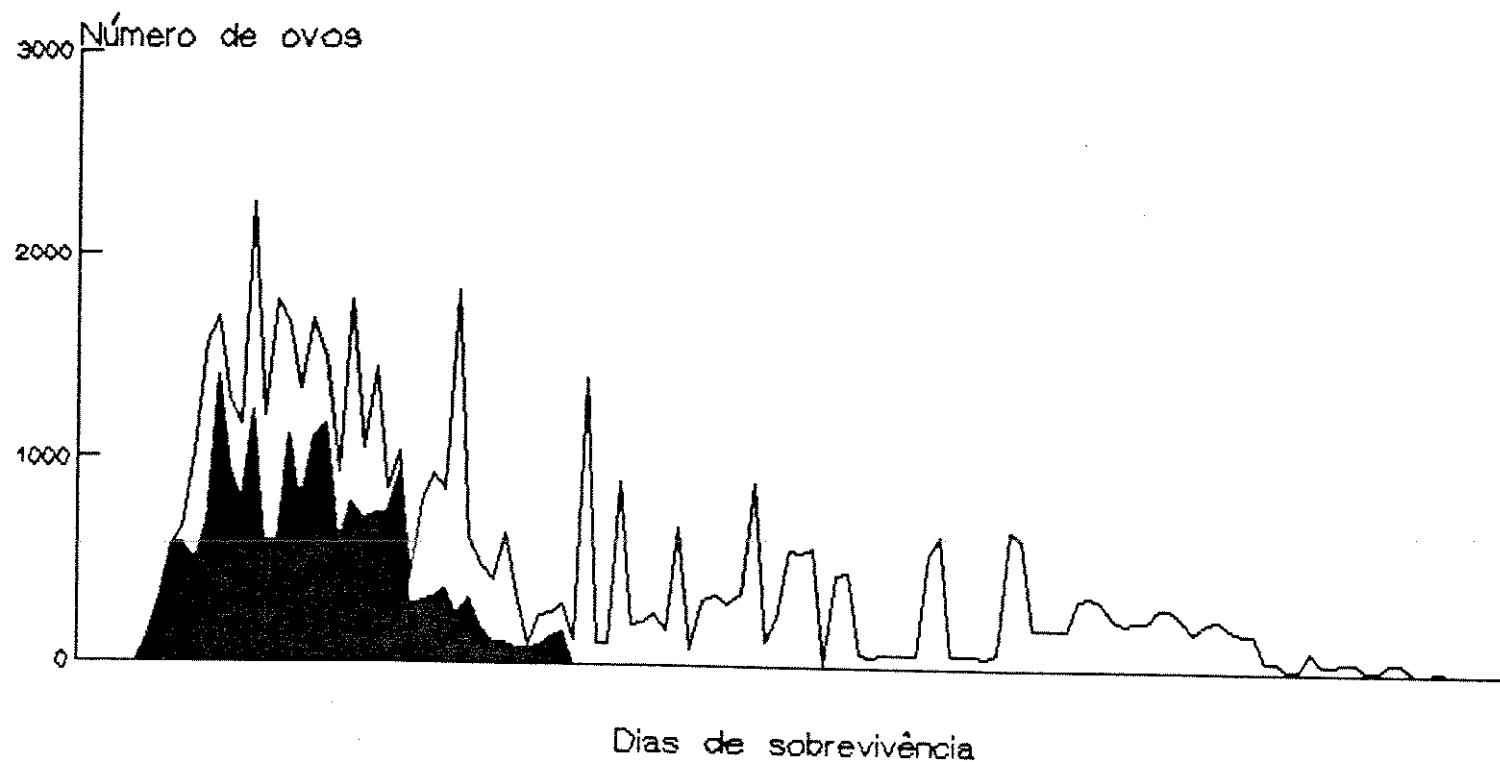
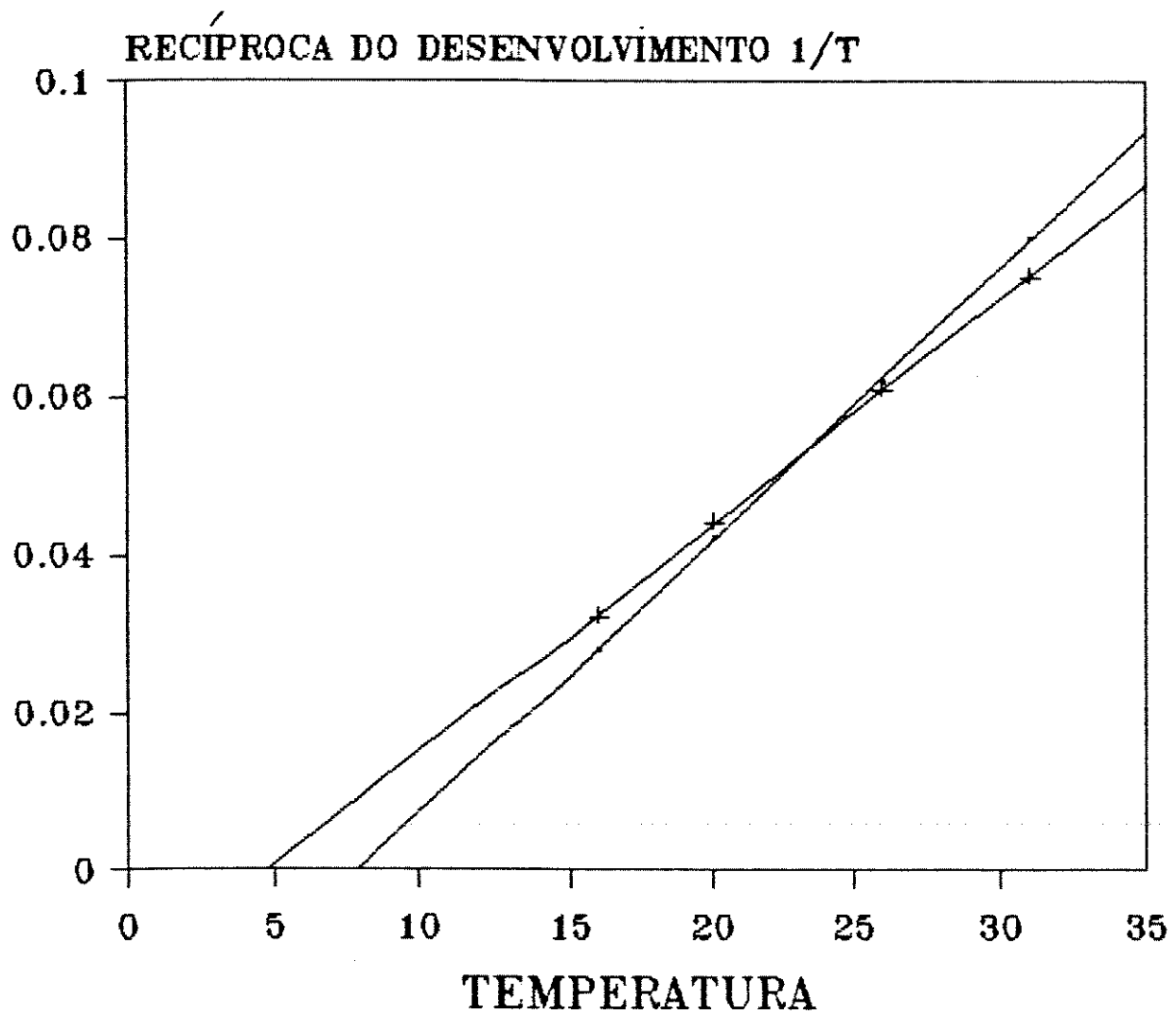


FIGURA 25

REGRES/DESENVOLVIMENTO

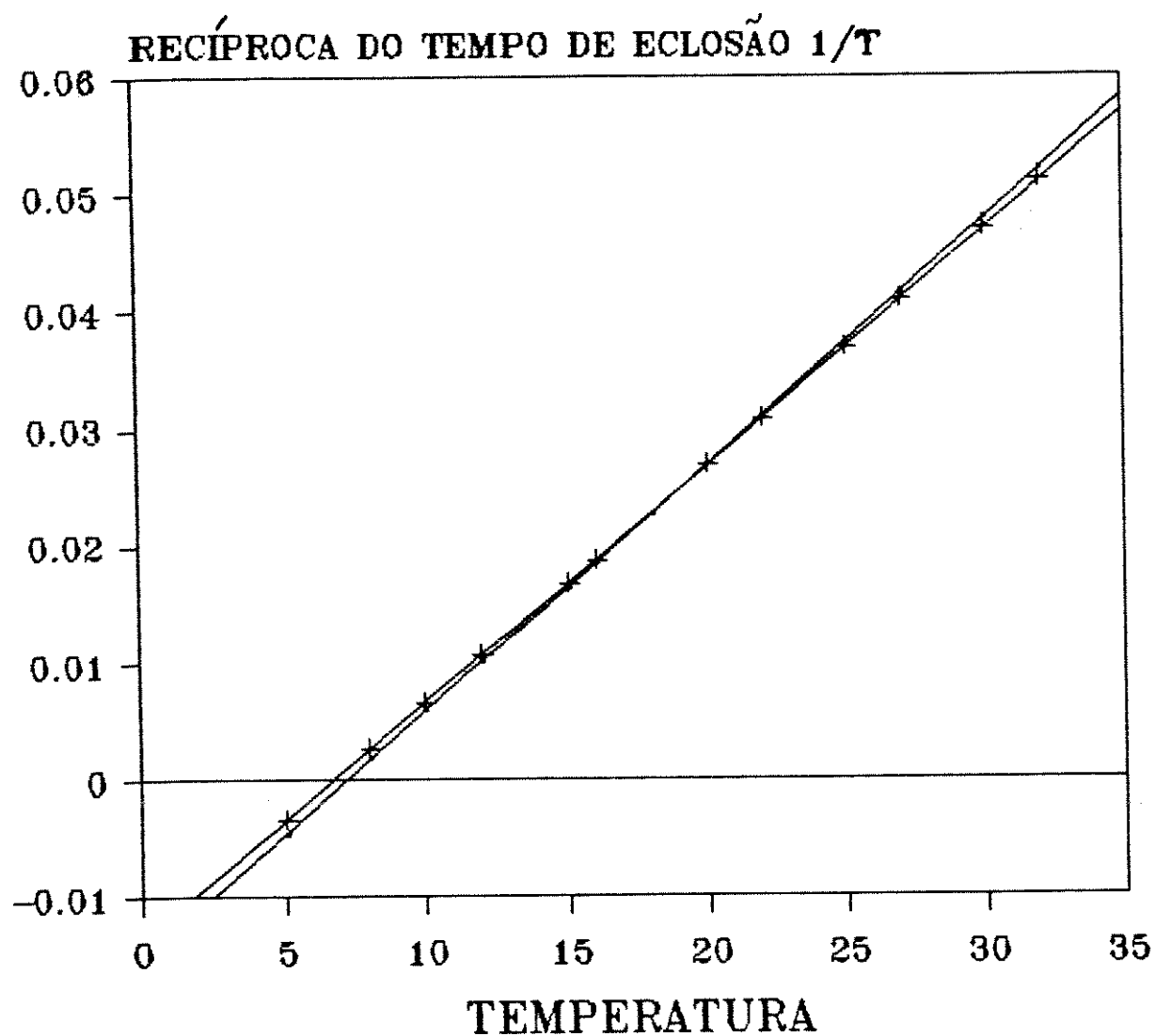


R=tb:7.8 C e K:28.93 G/D

P=tb:4.3 C e K:36.30 G/D

FIGURA 26

REGRES/ECLOSÃO

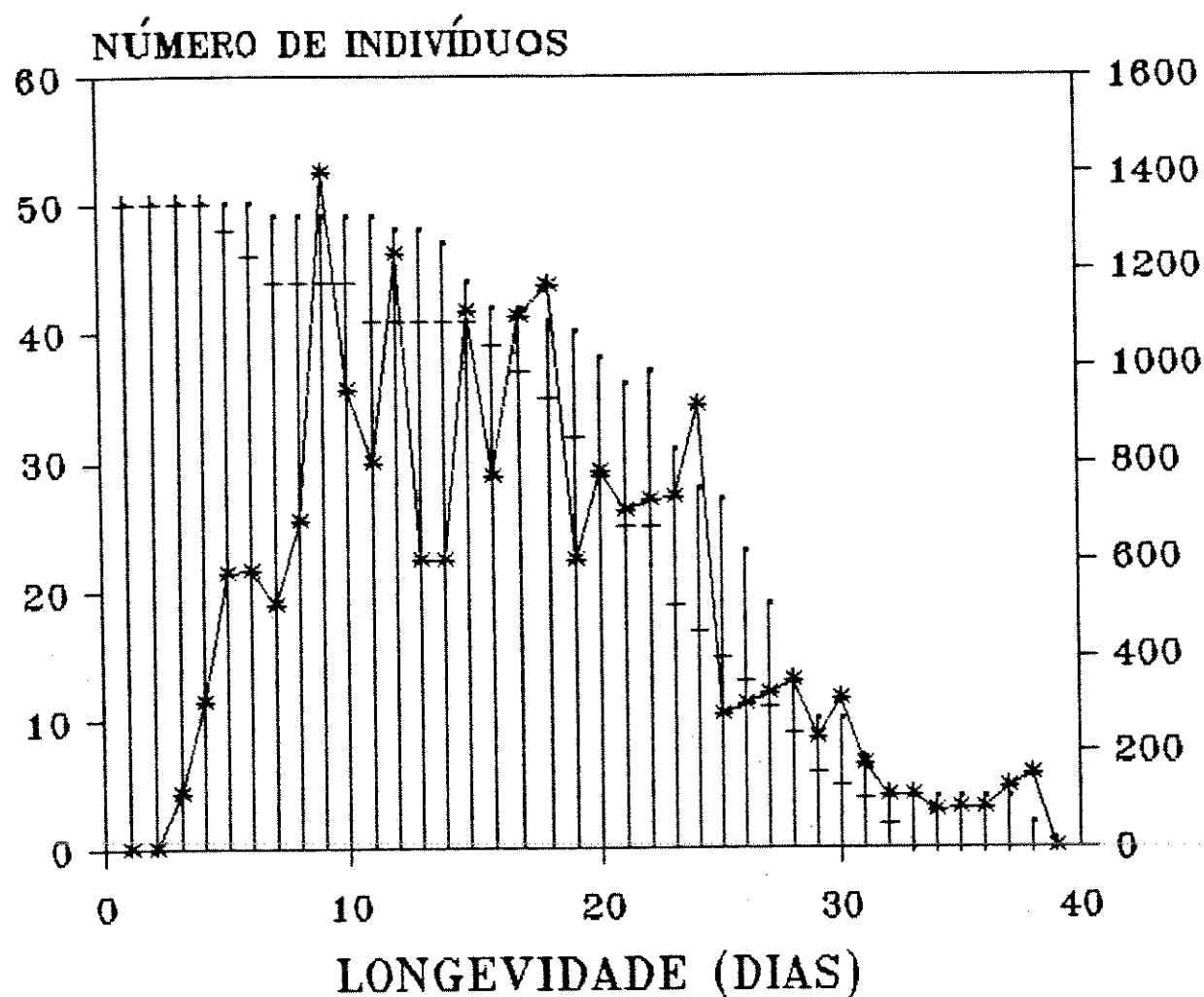


— RICKER

+ PADRÃO

FIGURA 27

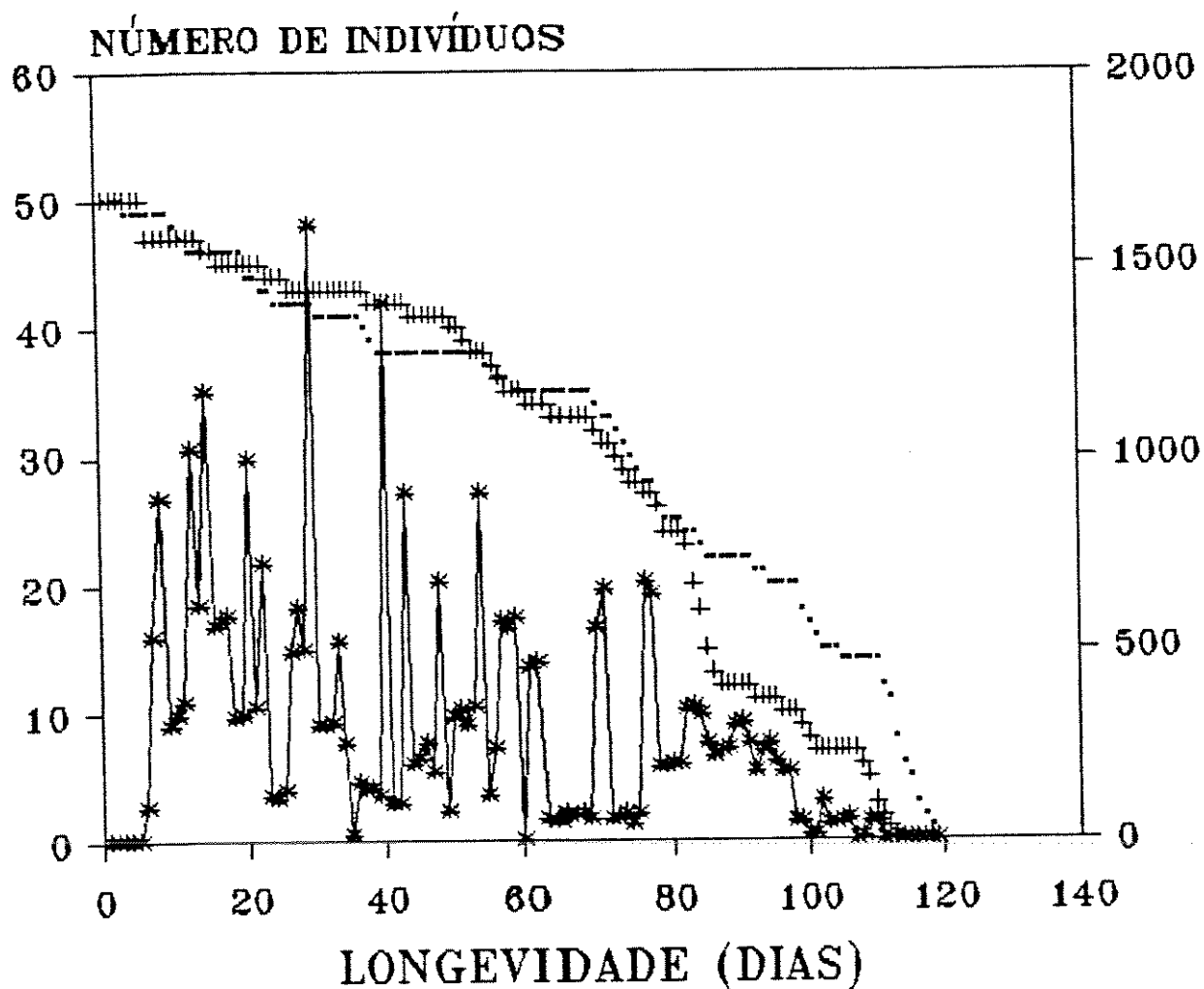
LONG X OVIPO



TEMPERATURA : 28°C

FIGURA 28

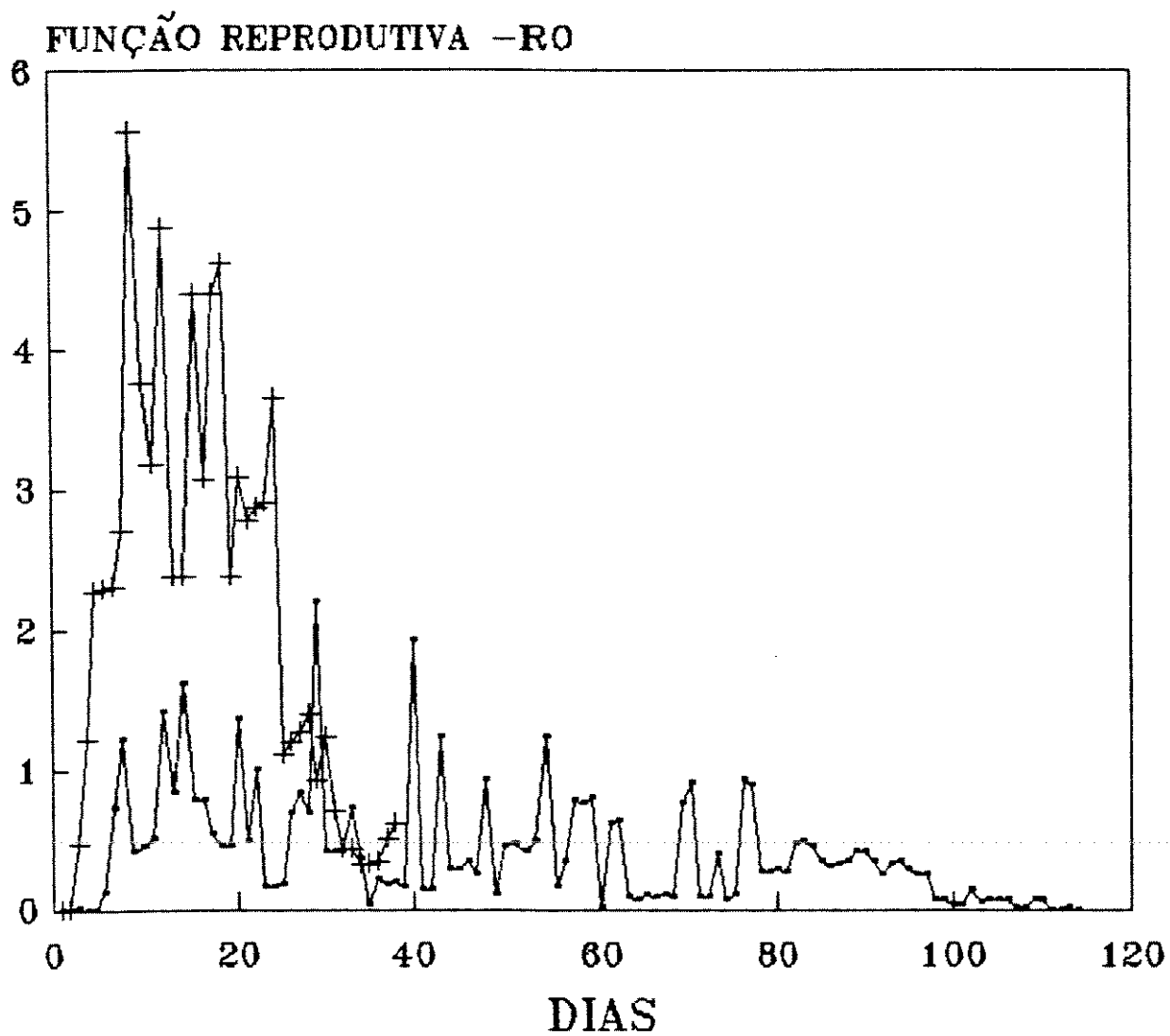
LONG X OVIPO



TEMPERATURA : 20°C

FIGURA 29

R 0



— TEMP 20°C

+ TEMP 26°C

Tabela 1 . Eclosão de larvas de Muscina stabulans em temperaturas constantes.

Temperatura	Replicação *					% eclosão	Número total de larvas eclodidas	Taxa de eclosão de larvas **	Número de observação (N) ***
	1	2	3	4	5				
08	64	62	52	76	76	66.0	330	1.5 EDF	211
10	56	51	40	44	53	48.0	244	0.9 EFD	264
12	04	17	57	19	27	24.0	124	0.5 EF	241
14	57	64	56	54	50	56.2	281	1.0 EFD	261
16	05	11	10	21	11	11.6	058	0.1 F	380
18	07	10	10	37	31	19.0	095	0.6 EFD	140
20	22	30	07	11	13	16.6	083	0.6 EF	139
22	77	82	77	75	64	75.4	377	8.5 A	44
24	49	67	51	42	20	46.8	229	4.6 CB	50
25	59	62	52	62	67	61.0	302	7.5 A	40
26	67	90	50	50	91	69.6	348	6.9 AB	50
27	35	40	23	29	32	31.8	159	2.8 CDE	55
29	39	05	06	10	10	13.0	070	0.4 EF	146
31	32	48	32	15	43	34.0	170	3.4 DC	50

* Em cada réplica foram colocados 100 ovos, totalizando 500 ovos observados.

** As letras iguais não possuem diferença significativa (Teste de Tukey - 5% de probabilidade).

***Cada observação foi realizada após a eclosão inicial até a final.

Tabela 2 . Tempo médio de eclosão de larvas de Muscina stabulans em temperaturas constantes.

Temperatura	Média (horas) *	Intervalo de confiança	Coefficiente de variação
08	153.376 A	(154.32 - 152.43)	2.1%
10	105.189 B	(105.94 - 104.44)	2.4%
12	103.113 B	(104.78 - 101.52)	4.5%
14	79.075 C	(79.83 - 78.32)	2.8%
16	72.966 C	(74.15 - 71.79)	3.3%
18	51.760 D	(53.12 - 50.40)	7.3%
20	51.060 D	(52.19 - 49.93)	6.8%
22	27.544 E	(28.45 - 26.64)	9.4%
24	24.983 E	(26.71 - 23.26)	16.5%
25	24.864 E	(25.77 - 23.96)	9.4%
26	23.293 E	(24.99 - 21.59)	19.2%
27	25.132 E	(26.72 - 23.54)	10.8%
29	24.071 E	(25.49 - 22.65)	15.6%
31	20.559 E	(22.01 - 19.10)	17.3%

* letras iguais não possuem diferença significativa (5% de probabilidade - teste de Tukey)

Tabela 3. Tempo de desenvolvimento de
Muscina stabulans (ovo-adulto)

Temperatura	Tempo de desenvolvimento (ovo-adulto) *
16°C	980 hrs/ 40.8 dias A
20°C	500 hrs/ 20.8 dias B
26°C	308 hrs/ 12.8 dias C
31°C	380 hrs/ 15.8 dias D

* n=10 / As letras iguais não tem diferença significativa.

Tabela 4. Parâmetros observados na construção da
Tabela de vida de Muscina stabulans,

	20°C	26°C
Longevidade macho	113 dias	33 dias
Longevidade fêmea	119 dias	39 dias
Taxa reprodutiva	46.68	78.22
Razão sexual	0.44	0.54
Fração de ovos-maturidade	0.16	0.37
Taxa reprodutiva líquida (R ₀)	45.8759	78.22675
Tempo de geração (T)	46.3775	26.81682
Taxa intrínseca /incremento natural (r _m)	.0024955	.1675742
Taxa finita de incremento	1.00599	1.182433

6.DISSCUSSÃO

Em insetos, que são organismos ectotérmicos, a temperatura do corpo parece ser mais importante que a do ambiente no controle do comportamento do inseto, sendo a temperatura influenciada pelo sistema nervoso, diretamente por atividade enzimática (Chapman, 1983).

Os limites de temperatura podem ser estabelecidos tanto pela inativação, quanto pela destruição de algumas enzimas (Howe, 1967). Os limites de estabelecimento de temperatura letal inferior e superior são regulados metabolicamente por enzimas. O padrão metabólico é medido pelo consumo de oxigênio, sendo que em altas temperaturas, próximo ao limite superior, o metabolismo é reduzido, provavelmente pela destruição rápida das enzimas (Chapman, 1983).

Segundo Sharpe & DeMichele (1977), do ponto de vista bioquímico, o processo de controle da temperatura é complexo, envolvendo numerosos sistemas enzimáticos. As enzimas localizando-se em pontos estratégicos, regulam não só o padrão de desenvolvimento como todos os demais processos metabólicos. Há três premissas básicas nesta regulação :

1. O desenvolvimento é regulado pelo simples controle enzimático, sendo que esta reação determina o padrão de desenvolvimento do organismo; 2. O padrão de desenvolvimento é proporcional ao produto de concentração da atividade enzimática e seu padrão constante (dependente da temperatura); 3. O controle enzimático existe em duas temperaturas dependentes - no estado inativado ou ativado.

Segundo Aguiar-Valverde & Milward de Azevedo (1992), o conhecimento das necessidades térmicas de um inseto, avaliadas pela temperatura base e constante térmica, possibilita o armazenamento temporário dos insetos por tempo pré-determinado sob condições artificiais, facilitando programas de estudos e trabalhos a nível de campo.

Na filosofia atual do manejo de pragas é bastante comum a utilização de modelos matemáticos, que se baseiam principalmente na previsão da ocorrência das pragas em culturas de importância agrícola. Dentre os componentes do modelo, ocupa lugar de destaque a temperatura, pois é um elemento climático que afeta a população de insetos e fácil de ser estimado. As necessidades térmicas do inseto são avaliadas pela constante térmica (K), expressa em graus/dia, sendo que este método é utilizado já há muitos anos na previsão do crescimento de plantas (Haddad & Parra, 1984).

O limiar e a constante térmica podem ser utilizados como indicadores da distribuição e da abundância da população de insetos (Messenger, 1959).

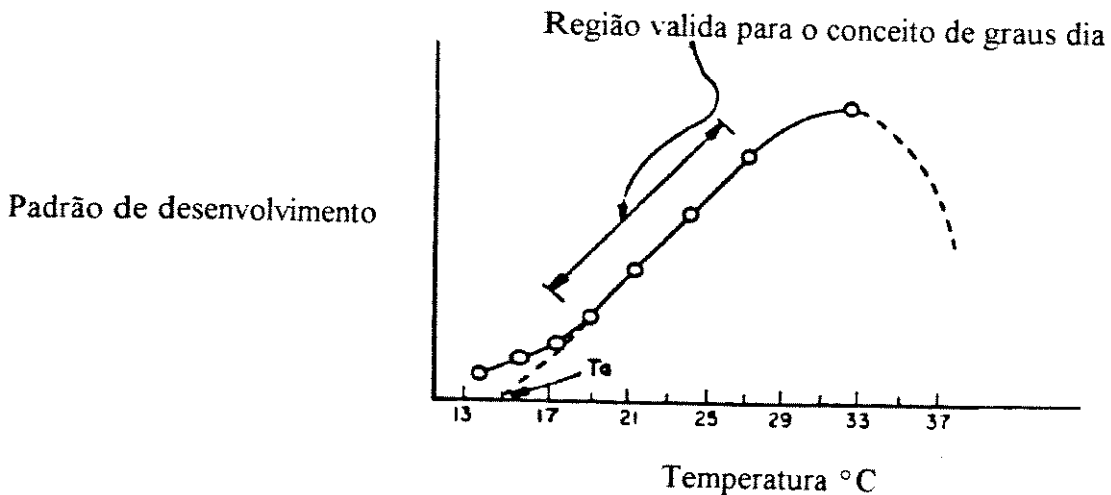
Wagner et al. (1985) relatam que dois modelos matemáticos básicos têm sido utilizados para prever o tempo de desenvolvimento de uma população usando somente o padrão médio da relação com a temperatura constante: a constante térmica e o padrão de temperatura variável. O cálculo dos graus/dia (constante térmica) e o método mais antigo utilizado pelos entomologistas, pois descreve uma relação linear entre o padrão de desenvolvimento e a temperatura constante. O padrão de temperatura analisa a temperatura externa média e a curva padrão da temperatura, estando baseado no conceito de que o padrão de desenvolvimento, que é uma fração do desenvolvimento por unidade de tempo, e somado a mudança do regime de temperatura. Este método tem se mostrado muito bom para prever o tempo de desenvolvimento sobre temperaturas variáveis.

O conceito de graus/dia, relacionando o padrão de desenvolvimento a temperatura linear, não é adequado para simular modelos de populações com condições variáveis de temperatura (Taylor, 1981). Similarmente a relação não linear proposta por vários autores, tem sido inadequada. Todas essas relações produzem grandes erros nas temperaturas extremas (Stinner et al, 1974; Van Kirk & Aliniazar, 1981).

Segundo Sharpe & DeMichele (1977) o efeito da inativação enzimática nas temperaturas altas e baixas incorpora o modelo geral dos graus/dia, conseqüentemente

demonstrando que:

- 1- ha validade na aproximação linear (graus/dia) na região média da temperatura para alguns organismos,
- 2- pode haver o efetivo estabelecimento do limiar mínimo para o desenvolvimento (baixas temperaturas) e
- 3- há a redução do padrão de desenvolvimento em altas temperaturas, constituindo o limiar ótimo para o estabelecimento de uma respectiva espécie. Há uma região aceitável para os graus dia, conforme figura abaixo :



Porem o autor ressalta dois problemas para o conceito de graus/dia:

- 1- o tempo de desenvolvimento zero (T_a) não é verdadeiro para o limiar de desenvolvimento ;
- 2- podem ocorrer erros grosseiros em predizer o padrão de desenvolvimento em temperaturas extremas.

Conforme o que foi mostrado nos resultados, foi utilizada regressão linear para o estabelecimento da T_a (temperatura base) de desenvolvimento para *M. stabulans*, através da análise de quatro temperaturas constantes (16°C, 20°C, 26°C e 31°C), obtendo-se a constante térmica da espécie. Essa constante difere entre os países de clima temperado, onde

não há grandes variações de temperatura e países tropicais, onde as bruscas variações são constantes. É através da constante térmica encontrada que pudemos explicar a distribuição e a abundância de *M. stabulans* ao longo do ano (meses de agosto a novembro), para as populações da Granja Capuavinha, bem como de *M. domestica* abundante nos meses de temperatura elevada.

Nas temperaturas extremas, o valor encontrado pode trazer erros (Stinner *et al.* 1975), porem a utilização da constante térmica da espécie para fins de manejo é feita regularmente, levando-se em conta que a faixa aceitável dos graus dia e a faixa de temperatura de maior ocorrência durante todo o ano.

Collier & Finch (1985) utilizaram em *Delia radicum* (Lineau) a regressão linear para predizer o tempo de emergência dos adultos, observando as variações existentes em diferentes regiões (Inglaterra, Canadá e Estados Unidos).

Campbel *et al.* (1974), estudando a constante térmica de população de afídeos, seus parasitóides e hiperparasitas, utilizou a regressão linear e constatou que a temperatura necessária para o desenvolvimento varia de local para local, inter e intra especificamente, sugerindo ainda que a constante térmica alta para os parasitóides, constatada em seu trabalho, é uma vantagem em relação ao hospedeiro.

Wagner *et al.* (1985) falam que o desenvolvimento dos insetos ocorre em um definido padrão definido de temperatura e faz uma revisão de literatura na aplicação de modelos. Relatam a adequação dos graus/dia nas regiões intermediárias da curva (linearização) e a inadequação nos extremos de temperatura, e propõem um modelo não linear para os extremos de temperatura (altas e baixas), extendendo o modelo proposto por Sharpe & DeMichele (1977).

Diversos autores observaram a influência da temperatura nas diferentes fases de vida dos insetos. Messenger & Flitters (1959) compararam o efeito de temperaturas variáveis no desenvolvimento dos ovos de três espécies de mosca de frutas, notando que estas

aumentavam sua porcentagem de eclosão, quando elevava-se a temperatura.

Davidson (1942), trabalhando com ovos de **Drosophila melanogaster (Meigen)**, observou seu desenvolvimento em 22 temperaturas contantes ($14,95^{\circ}\text{C}$ a 32°C), sendo que acima de $29,5^{\circ}\text{C}$ a velocidade de desenvolvimento diminuiu rapidamente com o aumento da temperatura e à 32°C cessou a eclosão.

A intensidade dos prejuízos para a eclosão e posterior desenvolvimento desta espécie parece estar vinculada ao aumento da temperatura, ao período de exposição dos ovos e ao estágio de desenvolvimento do embrião quando submetidos a temperatura constante.

Meyer & Mullens (1988) submeteram ovos de **Fannia canicularis (L)** e **Fannia femoralis (Stein)** a 9 temperaturas constantes, sendo que houve baixa mortalidade (8 - 14 %) entre 18°C e 30°C para ambas as espécies. Para **F. femoralis** a temperatura de 12°C houve alta mortalidade (43%), o que não ocorreu para a outra espécie, sendo que para ambas as espécies a 36°C houve altíssima mortalidade, 88% e 73% respectivamente, mostrando que há intolerância as altas temperaturas por ambas espécies.

O tempo de desenvolvimento embrionário que culmina com a eclosão, foi observado em **Haematobia irritans**, sendo que à 25°C a media horária foi de 19:39 h e a 30°C o tempo diminuiu para 14:25h (Melvin & Beck, 1931).

Em estudos realizados por Linhares (1978) com eclosão de larvas de **Fannia pusio (Wiedmannn)**, foi encontrado, em temperaturas que variavam de 26°C a 29°C , um tempo médio de eclosão que ficou entre 21 e 22 horas, com 94% de eclosão das larvas.

Os resultados obtidos com **M. stabulans** estão de acordo com o exposto acima, pois o tempo de eclosão (media horária) diminui ao longo do experimento, conforme houve o aumento das temperaturas. As temperaturas pico foram constatadas como sendo a de 22°C e 26°C , pois demonstraram boa eclosão em um menor período de tempo.

Todas as temperaturas apresentaram taxas de eclosão que não excederam 75%, podendo este fato ser explicado pela presença de ovos inférteis e pelo manuseio (feito por

pincel) utilizado para separação dos ovos nas placas de Petri.

Marchiori (1993) em trabalho com **F. pusio** observou também uma baixa porcentagem de eclosão (em torno de 70%) em todas as temperaturas analisadas, o comportamento do crescimento larval exibe uma curva de crescimento tipo sigmóide, caracterizada por um aumento de peso contínuo, estacionando e decrescendo com a pupariação.

Ribeiro (1990) e Ribeiro **et al** (1993) mostram resultados semelhantes quanto ao crescimento larval de **Chrysomya putoria** e **M. domestica**.

Wall **et al.** (1992) observaram em **Lucilia sericata** (Meigen) que a duração do período de desenvolvimento até a emergência do adulto diminui (em dias) conforme há elevação da temperatura. O período de incubação dos ovos, bem como a taxa de desenvolvimento larval, diminuem conforme a temperatura se eleva, linearizando-se após 30°C. Pode-se concluir com os estudos dos autores citados, que a temperatura é de importância fundamental para determinar o padrão de desenvolvimento do ciclo de vida do inseto, bem como a abundância dos adultos (padrão sazonal).

A sobrevivência e a taxa de reprodução de um ser vivo constituem fatores de grande importância no seu ciclo de vida. A fertilidade, longevidade e o tempo de desenvolvimento constituem a taxa intrínseca de crescimento e são estes os parâmetros analisados na tabela de vida (Birch, 1948; Putman & Wratten, 1984; Madeira, 1992).

Segundo Birch (1948) o padrão intrínseco de crescimento é um parâmetro básico para o estabelecimento de uma população de insetos, sendo que Chapman (1983) define este padrão como sendo o potencial biótico que pode combinar padrão de fecundidade, razão sexual e padrão de sobrevivência.

Stanley (1946) discutiu conceito similar chamando-o de índice ambiental, sendo que este mede a susceptibilidade relativa a diferentes ambientes, mas não a taxa de aumento dos insetos sob condições diferentes.

Para Deevey (1942) a tabela de vida é um resumo conciso da estatística vital da

população iniciando-se com a coorte (real ou imaginária), sendo que os membros iniciam a vida com intervalos de idade, número de mortes, sobreviventes que permanecem, padrão de mortalidade e expectativa de vida.

Estudo realizado por Hughes (1962) com populações de afideos, ressalta que a análise de certos tipos de distribuição por ínstar (estáveis) possibilita determinar o aumento potencial da população, seu padrão de nascimento e de mortalidade.

Birch (1948) relata que a taxa intrínseca de incremento ou crescimento natural além de depender da fecundidade e da mortalidade, depende em animais ectotérmicos, das condições ambientais ou de fatores físicos como a temperatura e a umidade, podendo ainda variar com a densidade dos animais.

Para o cálculo da taxa intrínseca de incremento natural (r_m), há a necessidade de se dispor da : idade das fêmeas, porcentagem de fêmeas sobreviventes em uma determinada idade, da oviposição (número de ovos) da fêmea naquela idade.

A taxa reprodutiva líquida (R_0) nos indica o quanto aquela determinada população é capaz de ovipor na totalidade da vida de suas fêmeas.

A taxa intrínseca de incremento natural e a capacidade que uma determinada população possui de aumentar em número em determinadas condições bióticas e abióticas. Essa taxa permite ainda saber o tamanho de uma geração, determinando o tempo que um inseto leva do estágio de ovo até a oviposição do adulto que originou-se deste ovo.

A mortalidade (dx) que consta na tabela de vida é dada pela diminuição real dos indivíduos que morreram dia a dia, enquanto que a taxa ou padrão de mortalidade (qx) apresenta um dado mais visível e facilmente comparável, pois é dado pela razão entre os indivíduos mortos e os sobreviventes (Begon & Mortimer, 1986).

A expectativa de vida é a capacidade que a população analisada teria de sobrevivência em cada dia de vida da população.

Como observamos nos nossos resultados houve diferença para os parâmetros

analisados acima na construção da Tabela de vida de **M. stabulans** entre as temperaturas analisadas (20°C e 26°C).

Nota-se que a Taxa reprodutiva líquida e a taxa finita de incremento foi maior a 26°C. O tempo de geração (T) maior foi encontrado a 20°C (46,38 dias) que a 26°C, que exigiu 26,02 dias para completar uma geração. A taxa intrínseca de incremento natural foi maior a 26°C (0,17) que a 20°C (0,082), significando que a espécie se desenvolve bem e conseqüentemente aumenta em número de indivíduos a 26°C.

As populações de **M. stabulans** utilizadas no experimento conforme visto na metodologia, foram extraídas da Granja Capuavinha em meses de temperatura que oscilavam entre 21°C e 27°C, podendo estes resultados serem explicados pelo comportamento observado em campo (meses de agosto a novembro).

Marchiori (1993), construiu Tabela de Vida com **Fannia pusio**, também com populações obtidas da Granja Capuavinha, constatando uma Taxa reprodutiva mais elevada bem como uma maior fecundidade a 27°C. À temperatura de 20°C e a de 33°C a longevidade e a fecundidade foram menores. A r_m (taxa intrínseca de incremento natural) mais elevada ocorreu a 27°C (0,1849), seguida pela temperatura de 20°C (0,1009), com menor taxa a 33°C (0,0670). O tempo de geração observado foi maior a 20°C (33,41 dias), seguido pela temperatura de 27°C (20,95 dias) e 33°C (19,88 dias), observando que as temperaturas mais baixas tiveram um tempo de geração maior que as temperaturas mais elevadas.

Messenger (1964), realizando estudos bioclimáticos com confecção de Tabela de vida em um braconídeo endoparasita **Theraphis maculata** (Buckton), constatou uma aparente influência da temperatura no ciclo de vida desses indivíduos. A 21°C, o padrão de reprodução (112,6), o RO (119,9) e o r_m (0,325) e maior que a 12,5 °C, respectivamente: 94,5, 87,2 e 0,128, enquanto que o tempo de desenvolvimento total do indivíduo é maior a 12,5°C (35,2) que a 21°C (14,5).

Madeira (1992) trabalhando com *Spalangia endius* (Hymenoptera: Pteromalidae) e comparando várias linhagens (variação intraespecífica) concluiu que pelos parâmetros analisados na Tabela de vida, há variação intraespecífica (sobrevivência, fertilidade e incremento natural), sugerindo que as duas linhagens observadas possam melhor atacar seus hospedeiros, pelo menos nas condições de temperatura e umidade usadas durante o experimento.

A longevidade usualmente é maior em temperaturas baixas, pois o inseto pode se alimentar normalmente com um gasto de energia mínimo (Chapman, 1983).

A curva de sobrevivência dos indivíduos de uma população foi inicialmente classificada por Pearl (1928) em três tipos. No primeiro tipo, a mortalidade está concentrada no final da vida dos indivíduos. No segundo tipo, a probabilidade de morte é constante com a idade dos indivíduos, apresentando um declive linear de sobrevivência. No terceiro tipo, a mortalidade é alta no início da vida dos indivíduos, havendo posteriormente um alto padrão de sobrevivência.

A curva de sobrevivência de *Muscina stabulans* tende ao tipo 2 - onde a mortalidade observada foi constante durante a duração total do período de vida dos indivíduos.

Nas espécies do gênero *Anastrepha* (Schiner, 1868) (Diptera: Tephritidae), a curva de sobrevivência parece tender ao tipo 3. (Bressan & Telles, 1991 e Celedonio- Hurtado et al., 1988).

A produção de ovos é máxima na temperatura média normal de cada espécie. Isto para Chapman (1983), representa o balanço entre a utilização das reservas do metabolismo dos insetos adultos e a utilização na produção de ovos.

Fletcher et al (1990) em experimento realizado com *M. domestica* relatam que a longevidade de machos é sempre menor que a de fêmeas. A média da longevidade de fêmeas foi a 20°C: 44,6 dias e a 35°C: 11,1 dias enquanto que a de machos a 20°C: 33,8 dias e a 35°C: 12,4 dias. A média dos ovos por fêmea diminui com o aumento da

temperatura: a 20°C: 32,1 e a 35°C: 11,1.

Marchiori (1993) em estudos com *F. pusio*, constatou um maior tempo de sobrevivência a 20°C com longevidade média de 26 dias, seguida de 27°C com 18,5 dias e 33°C com 12 dias. Quanto à oviposição, em indivíduos mantida a 20°C a média de ovos por fêmea foi de 7; a 27°C: 10,1 e a 33 °C: 2,6 dias.

Em *M. stabulans*, como observamos nos resultados, a longevidade tanto de machos como de fêmeas diminui com o aumento da temperatura de 20°C para 26°C, e a taxa reprodutiva aumentou com o aumento da temperatura, sendo que a fração de ovos que chegam a maturidade foi também maior a 26°C que a 20°C.

Foram notados picos de oviposição nas duas temperaturas analisadas, sendo que não se observou uma diminuição da fecundidade com o aumento da temperatura.

Pelo observado na figura 29, o RO a 26°C parece ser uma melhor estratégia, quando comparada a 20°C, escolhida pela espécie para seu desenvolvimento, visto o menor tempo de exposição dos ovos aos possíveis predadores e parasitóides.

Com esta análise da tabela de vida de *M. stabulans*, podemos melhor entender sua distribuição ao longo do ano bem como no futuro manejá-la de modo adequado.

7. CONCLUSÕES

Pelos dados apresentados podemos concluir que:

-A espécie **M. stabulans** não está bem adaptada a baixas temperaturas, demonstrada pela baixa taxa de eclosão a temperatura de 8°C, 10°C, 12°C e 14°C, apesar de alcançar um mínimo de eclosão. As altas temperaturas, acima de 29°C também não são adequadas para a espécie, visto sua reduzida taxa de eclosão nesta temperatura e o comportamento irregular do desenvolvimento ponderal a 31°C.

-A temperatura exerce efeito limitante na distribuição da população de **M. stabulans**, haja visto seu desempenho as temperaturas ideais - 22°C (alta taxa de eclosão) e 26°C (bom desempenho no seu desenvolvimento ponderal e valor de r_m alto).

-A construção da Tabela de Vida, que forneceu informação sobre a dinâmica populacional de **M. stabulans**, elucidou que o r_m (taxa intrínseca de incremento) bem como o R_0 (taxa reprodutiva líquida) foi maior a 26°C que a 20°C, sendo menor o tempo de geração a 26°C, mostrando que a temperatura de 26°C é a ideal para bom desenvolvimento do potencial biótico da espécie.

-A longevidade dos adultos varia com a temperatura, prolongando-se em temperaturas baixas (20 °C) e reduzindo-se as altas temperaturas (26°C). A oviposição se concentra no início da vida das fêmeas, prolongando-se durante todo o tempo de duração da geração.

-A constante térmica, através da determinação da temperatura base (t_b) por dois tipos

de regressão, estabelecida para a espécie permite um manejo melhorado e adequado a nível de campo para utilização futura em granjas de aves poedeiras.

8.REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abou-Setta, M.M., Childers, C.C. & Sorrel, R.W. 1986. Life 48: Basic Compute Program to calculate Life-table parameters for an Insect or Mite species. **Fla. Entomol.** 69:690-97.
- Abou-Setta, M.M. & Childers, C.C. 1991. Intrinsic rate of increase over different generation time intervals of insect and mite species with overlapping generations. **Ann. Entomol. Soc. Am.** 84(5):517-521.
- Aguiar-Valgorde, M. & Milward-de-Azevedo, E.M.V. 1992. Determinação das exigências térmicas de *Stomoxys calcitrans* (L.) (Diptera: Muscidae), em condições de laboratório. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro.** 87(1):11-20.
- Alencar, A.P.P. & Leite, A.C.R. 1992. Ultrastructure of the egg of *Muscina stabulans* and *Synthesiomyia nudiseta* (Diptera: Muscidae). **Mem. Inst. Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro.** 87(4):463-466.
- Alencar, A.P.P. & R.P. Mello. 1994. Morfologia de larvas de *Muscina stabulans* (Fallen, 1753) (Diptera: Muscidae). Resumos n.167.p.36. **XX Congresso Brasileiro de Zoologia. Rio de Janeiro. (24-29/07/1994.)**
- Aspöck, H. 1972. Rektale Myiasen durch *Fannia canicularis* (Linné) and *Muscina stabulans*. **Dtsch. Med. Wochenschr.** 97: 1174-1175.
- Avancini, R.M.P. & Ueta, M.T. 1990. Manure breeding insects (Diptera and Coleoptera) responsible for cestoidosis in caged layer hens. **J. Appl. Ent.** 110(3):307-312.
- Axtell, R.C. & Arends, J.J. 1990. Ecology and management of arthropod pests of poultry. **Ann. Rev. Entomol.** 35: 101-26.
- Begon, M. & Mortimer, M. 1986. Population Ecology. A unified study of animals and plants Blackwell Scientific Publications. Oxford. 2nd edition. VIII + 220 pp.
- Bernard, V.K. 1987. Nachweise von rektalmyiasis beim Menschen. **Angew. Parasitol.** 28:59-61.
- Bressan, S. & Telles, M.C. 1991. Longevidade e Curva de sobrevivência de três espécies do gênero *Anastrepha* (Schiner, 1868) (Diptera: Tephritidae) em laboratório. **Rev. bras. Ent.** 35(4): 685-690.
- Birch, L.C. 1948. The intrinsic rate increase of an insect population. **J. Anim. Ecol.** 17:15-26.

- Bruno, T.V. & Guimarães, J.H. 1986. Dípteros sinantrópicos que se desenvolvem em aviários no Estado de São Paulo e seus parasitóides. In **Congresso Brasileiro de Zoologia, 13 - Cuiabá. Resumos p.10.**
- Bruno, T.V.; J.H. Guimarães; A.M.M. dos Santos & E.C. Tucci. 1993. Moscas sinantrópicas (Diptera) e seus predadores que se criam em esterco de aves poedeiras confinadas, no Estado de São Paulo, Brasil. **Rev. bras. Ent.** **37(3):577-590.**
- Campbell, A.; Frazer, B.D.; Gilbert, N.; Gutierrez, A.P. & Mackauer, M. 1974. Temperature requirements of some aphids and their parasites. **J. Appl. Ecol.** **1974. 11(2):431-438.**
- Carvalho, C.J.B.; Almeida, J.R. & Jesus, C.B. de. 1984. Dípteros sinantrópicos de Curitiba e arredores (Parana-Brasil) I. Muscidae. **Rev. Bras. Ent.** **28(4):551-560.**
- Carvalho, C.J.B.; M.S. Couri, A.C. Pont; D. Pamplona & S.M. Lopes. 1993. Part II. Muscidae. p.201. in: Carvalho, C.J.B., ed. **A catalogue of the Fanniidae and Muscidae (Diptera) of the Neotropical Region.** São Paulo -Sociedade Brasileira de Entomologia.
- Celedonio-Hurtado, H.; R. Liedo; M. Aluja & J. Guillen. 1988. Demography of *Anastrepha ludens*, *A. obliqua* and *A. serpentina* (Diptera: Tephritidae) in Mexico. **Fla. Entomol.** **71(2):111-120.**
- Chapman, R.F. 1983. **The insects: structure and function.** Hodder & Stoughton. London. 919 pp.
- Chi-Hsweh, H. 1974. Bionomics of flies in Huhehaot, Inner Mongolia. **Acta Ent. Sin.** **17(1): 120-126.**
- Collier, R.H. & Finch, S. 1985. Accumulated temperatures for predicting the time of emergence in the spring of the cabbage root fly, *Delia radicum* (L.) (Diptera: Anthomyiidae). **Bull. Ent. Res.** **75:395-404.**
- Cook, I.M. & Spain, A.V. 1981. Rates of development of the immature stages of the Buffalo fly, *Haematobia irritans exigua* de Meijere (Diptera: Muscidae), in relation to temperature. **Aust. J. Zool.** **29:7-14.**
- Costa, V.A. 1989. Parasitóides pupais (Hymenoptera, Chalcidoidea) de *Musca domestica* (L. 1758), *Stomoxys calcitrans* (L. 1758) e *Muscina stabulans* (Fallen, 1816) (Diptera: Muscidae) em aviários de Echaporã-SP. Tese de Mestrado, E.S.A.L.Q., Piracicaba - SP-Brasil. 55pp.
- Davidson, J. 1942. On the speed of development of insect eggs at constant temperatures. **Aust. J. Exp. Biol. Med. Sci.** **20:233-239.**

- Deevey, E.S. Jr. 1942. Life tables for natural populations of animals. **Quart. Rev. Biol.** 22:283-314.
- De Santis, L. & Sureda, A.E.G. 1948. Hymenópteros calcidóideos parasitóides de *Musca domestica* (Diptera) em America del Sur (Insecta). **Ann. Acad. Nac. Cien. Buenos Aires.** 21:5-9.
- Eesa, N.M. & El-Sibal, M.M. 1993. Population dynamics of some synantropic fly species in different habitats in Buraydah, Saudi Arabia. **J. Egy. Soc. Parasitol.** 23(1):133-140.
- Ferrar, P. 1987. A guide to the breeding habits and immature stages of Diptera Cyclorrapha. Entomonograph. E. J. Brill/ Scandinavian Science Press, Leiben 8. 400 pp.
- Fletcher, M.G.; Axtell, R.C. & Stinner, R.E. 1990. Longevity and fecundity of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) as a function of temperature. **J. Med. Entomol.** 27(5): 922-926.
- Greenberg, B. 1985. Forensic Entomology : Case studies. **Bull. Entomol. Soc. Am.** 31(04): 25-28.
- Greenberg, B. Behaviors of postfeeding larvae of some Calliphoridae and a Muscidae (Diptera). 1990. **Ann. Entomol. Soc. Am.** 83(6):1210-14.
- Greenberg, B. & D. Povolny. 1971. Bionomics of flies, pp.57-83, in: Greenberg, B. (ed). **Flies and Disease: Ecology, Classification and Biotic associations**, vol 1. Princeton Univ. Press.; Princeton, N.J.
- Gotoh, T.; Motoyama, N & Horiba, Y. 1991. Flutuaction of fly populations in livestock and poultry farms in Ibaraki Prefecture. **Jpn. J. Sanit. Zool.** 42(2):85-92.
- Haddad, M.L. & Parra, J.R.P. 1984. Métodos para estimar os limites térmicos e a faixa ótima de desenvolvimento das diferentes fases do ciclo evolutivo dos insetos. **Impressos da Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz - FEALQ. Piracicaba.** 12 pp.
- Hollick, F.S.J. 1940. The flight of the dipterous fly *Muscina stabulans* (Fallen). **Philos. Trans. R. Soc. Lond.** 230:357-390.
- Howe, R.W. 1967. Temperature effects on embryonic development in insects. **Ann. Ent. Rev.** 12:15-41.
- Hughes, D.R. 1962. A method for estimating the effects of mortality on Aphid populations. **J. An. Ecol.** 31(2):389-396.
- James, M.T. 1947. **The flies that cause myiasis in man.** U.S. Dep. Agric. Mus. Publ. 631pp.

- Kasai, N.; T.T.S. Schumaker, A.Dell Porto & V. La Salvia F^o. 1990. Variação sazonal de dípteros capturados em armadilhas de Maggoon modificada, em Santana do Parnaíba, Estado de São Paulo **Rev. bras. Ent.** **34(2): 369-380.**
- Keilin, P. 1915. Recherches sur les larves de Dipteres Cyclorrhaphes. **Bull. Biol. Fr. et.Belg.** **7(49): 15-198**
- Krebs, J. 1989. **Ecological methods** Harper & Row, Publishers, N.Y. part II. 654 pp.
- Krivosheina, N. P. & Lobanov, A.M. 1977. A new palearctic species of the genus **Muscina** (Diptera: Muscidae). **Entomol. Rev.** **56(4):132-133.**
- Kurahashi, H. 1991. The calyptrate muscoid flies collected on weather located at the Ocean weather station. **Jpn. J. San. Zool.** **42(1):53-55.**
- Legner, E.F. & Dietrick, E.J. 1991. Effectiveness of supervised control practices in lowering population densities of synanthropic flies on poultry ranches. **Entomophaga.** **19(4):467-78.**
- Legner, E.F. & Dietrick, E.J. 1989. Coexistence of predatory **Muscina stabulans** and **Ophyra aenescens** (Diptera: Muscidae) with dipterous prey in poultry manure. **Entomophaga.** **34(4):453-461.**
- Legner, E.F., Bowen, W.R.; Rooney, W.F.; McKeen, W.D. & Johnston, G.W. 1975. Integrated fly control on poultry ranches. **Calif. Agric.** **29(5):8-10.**
- Levot, G.W. & Hughes, P.B. 1989. Inseticide resistance in flies (Diptera: Muscidae) from poultry farms. **J. Austr. Entomol. Soc.** **28:87-91.**
- Linhares, A.X. 1981. Synanthropy of Muscidae, Fanniidae and Anthomyiidae (Diptera) in the city of Campinas, São Paulo, Brasil. **Rev. bras. Ent.** **25(4): 231-243.**
- Linhares, A.X. 1978. Estudos sobre eclosão de ovos de **Fannia pusio** (Wiedeman) (Diptera: Fanniidae) em laboratório. **30^o Reunião Anual da Sociedade Brasileira para o Progresso da Ciência.** 30 pag. 603, resumo 60.
- Liu, D. & Greenberg, B. 1989. Immature stages of some flies of forensic importance. **Ann. Entomol. Soc. Am.** **82(1) 80-93.**
- Madeira, N.G. 1992. **Variação intraespecífica em Spalangia endius (Hymenoptera: Pteromalidae), controlador de moscas sinantrópicas: tabela de vida, efeito da temperatura e idade do hospedeiro influenciando a relação hospedeiro parasitóide.** Tese de Doutorado. Universidade Federal de Minas Gerais. Belo Horizonte. 103 pp.

- Marchiori, C.H. 1993. **Biologia de Fannia pusio (Wiedemann, 1830) (Diptera:Fanniidae), em laboratório.** Tese de Mestrado, Universidade Estadual de Campinas. 84 pp.
- Melvin, R. & Beck, D.E. 1931. Length of the developmental stages of the horn-fly, **Haematobia irritans(L.)**, at constant temperature. **J. Econ. Entomol.** 24: 330-331.
- Messenger, P.S. 1959. Bioclimatic studies with insects. **Ann. Rev. Ent.** 4:183-206.
- Messenger, P.S. 1964. Use of life tables in a bioclimatic study of an experimental aphid-braconid wasp host-parasite system. **Ecology.** 45(1):119-131.
- Messenger, P.S. & Flitters, N.E. 1959. Effect of variable temperature environments on eggs development of three species of fruit flies. **Ann. Entomol. Soc. Am.** 55:389-93.
- Meyer, J.A. & Mullens, B.A. 1988. Development of immature **Fannia spp.** (Diptera:Muscidae) at constant laboratory temperatures. **J. Med. Entomol.** 25(3):165-171.
- Moore, I. & Legner, E. F. 1971. Host records of parasitic Staphylinidae of the genus **Aleochara sp** in America (Coleoptera: Staphylinidae). **Ann. Ent. Soc. Amer.** 64:1184-1185.
- Nash, R. & Chandler, P. J. 1978. The trish species of two-winged flies (Diptera) belonging to the families Fanniidae and Muscidae. **Proc. Roy. Iris. Acad. B.** 78(2): 13-43.
- Odum, E.P. 1985. **Ecologia . Interamericana . Rio de Janeiro.** 434 pp.
- Pearl, R. 1928. The rate of living. Knopf, New York.
- Peck, J. H. 1969. Arthropod predators of Diptera developing in poultry droppings in northern California. Part II Laboratory studies on feeding behaviours and predation potential of selected species. **J. Med. Entomol.** 6:168-171.
- Polvony, D. 1971. 2. Synantropy. in Greenberg, B. 1971. **Flies and diseases: ecology, classification and biotic associations, vol. 1.** Princeton Univ. Press.; Princeton, N. J.
- Portchinsky, I. A. 1913. **Muscina stabulans** Fall., mouche nuisible a l'homme et a son ménage, en état larvaire destructese des larves de **Musca domestica.** **Travaux du Russian Bureau Entomol. du Dept d Agric.** 10: 1-39.
- Putman, R.J. & S.D. Wratten. 1984. **Principles of ecology.** London New York. Chapman and Hall. 388pp.

- Ribeiro, O. B. Estudo do crescimento larval e efeito da competição sobre o tempo de desenvolvimento, viabilidade e fecundidade em *Chrysomya putoria* (Wiedeman, 1830) e *Musca domestica* (L., 1758) em diferentes meios, densidades e temperaturas manipulados. **Tese de Mestrado. Universidade de São Paulo. 136 pp.**
- Ribeiro, O. P.; Prado, A. P. & Guimarães, J. H. 1993. Competição intra-específica em *Chrysomya putoria* (Wiedeman, 1830) (Diptera: Calliphoridae) em meio artificial. **Rev. Bras. Ent. 37(4): 641-652.**
- Ricker, W. E. 1984. Computation and uses of central trend lines. **Can. J. Zool. 62:1897-1905.**
- Rueda, F. & Axtell, R.C. 1985. Effect of depth of house fly pupae in poultry manure on parasitism by six species of Pteromalidae (Hymenoptera). **J. Entomol. Sci. 1985.20(4):444-9.**
- SAS, Institute, Inc., 1986. SAS user's guide: Statistics 6th ed. Cary, North Carolina.
- Seguy, E. 1923a. Etude sur la *Muscina stabulans* Fallen (Diptera). **Bull. Mus. Nat. Hist. Natur. 29:310-317.**
- Seguy, E. 1923b. Notes sur les larves de *Muscina stabulans* et *assimilis* (Dipteres). **Bull. Mus. Hist. Natur. 29:443-445.**
- Sharpe, P.J.H. & DeMichele, D.W. 1977. Reaction kinetics of poikilotherm development. **J. Theor. Biol. 64:649-670.**
- Shelford, V. T. 1913. The reactions of certain animals to gradients of evaporating power and air. A study in experimental ecology. **Biol. Bull. 25:79-120.**
- Shinonaga, S. 1989. A new *Muscina*-species from Bougainville Island, Papua New Guinea (Diptera: Muscidae). **Jpn. J. San. Zool. 40 (4):285-7.**
- Smith, J.P., Hall, R.D. & Thomas, G.D. 1987. Arthropod predators and competitors of the stable fly, *Stomoxys calcitrans* (L.) (Diptera: Muscidae) in Central Missouri. **J. Kans. Entomol. Soc. 60 (4):562-7.**
- Stanley, J. 1946. The environmental index, a new parameter as applied to *Tribolium*. **Ecology. 27: 303-14.**
- Stinner, R.E.; Gutierrez, A.P. & Butler, G.D. Jr. 1974. An algorithm for temperature-dependent growth rate simulation. **Can. Ent. 106:519-524.**
- Stinner, R.E.; Butler, G.D. Jr.; Bacheler, J.S. & Tuttle, C. 1975. Simulation of temperature-dependent development in population dynamic models. **Can. Ent. 107:1167-74.**

- Sycherskaya, V. 1992. Fungi as possible sources of flies flying into settlements. **Entomol. Rev.** 71 (3):61-62.
- Tao, S. M. 1927. A comparative study of the early larval stages of some common flies. **Am. J. Hyg.** 7:735-761.
- Taylor, F. 1981. Ecology and evolution of physiological time in insects. **Am. Nat.** 117(1): 1-23.
- Van Kirk, J.R. & Aliniaze, M.T. 1981. Determining low-temperature threshold for pupal development of the Western cherry fruit fly for use in phenology models. **Environ. Entomol.** 10:968-971.
- Tejada, M.L.O. & Garcia, M.O. 1988. Arthropod associated with chicken manure on poultry farms around the metropolitan area of Monterrey. **Informe de Investigación, Division de Ciencias Agropecuarias y Maritimas, Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey, Mexico.** 1988. 20:46-48.
- Wagner, T.L. 1984. Modeling insect development rates: a literature review and application of a biophysical model. **Ann. Ent. Soc. Am.** 77(2):208-220.
- Wagner, T.L.; Wu, H.; Feldman, R.N.; Sharpe, P.J.H. & Coulson, R.N. 1985. Multiple cohort approach for simulating development of insect populations under variable temperatures. **Ann. Ent. Soc. Am.** 78(6):691-703.
- Wall, R.; French, N. & Morgan, K.L. 1992. Effects of temperature on the development and abundance of the sheep blowfly *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). **Bull. Ent. Res.** 82:125-131.

9. ANEXOS

Anexo 1

Estágios imaturos de *Muscina stabulans*

Prancha 1

- Figuras 1 e 2** -ovos de *Muscina stabulans*
- Figura 3** -Larva de 1^o instar de *Muscina stabulans*
- Figura 4** -Esqueleto cefalofaríngeo de larva 1^o instar.
- Figura 5** -Espiráculo posterior de larva de 1^o instar.

PRANCHIA 1

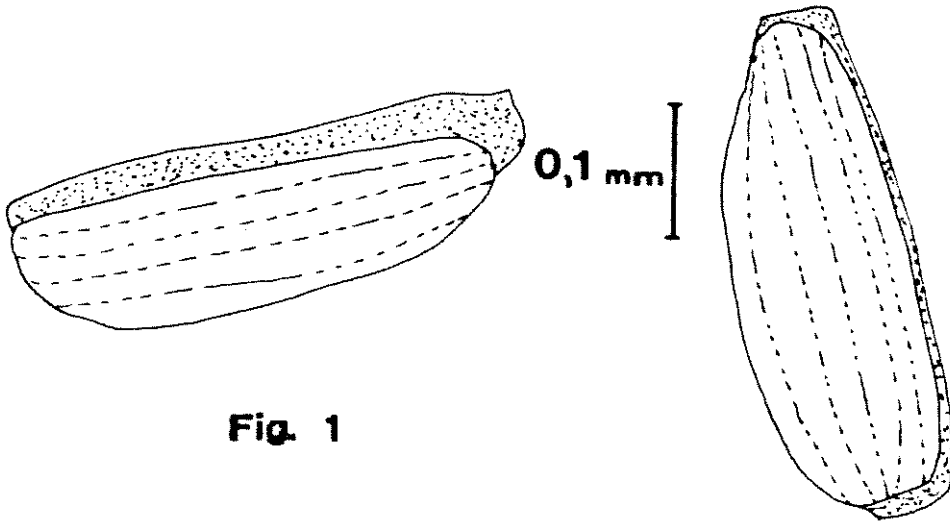


Fig. 1

Fig. 2

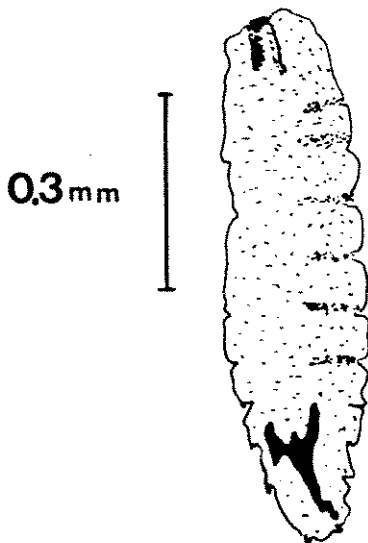


Fig. 3

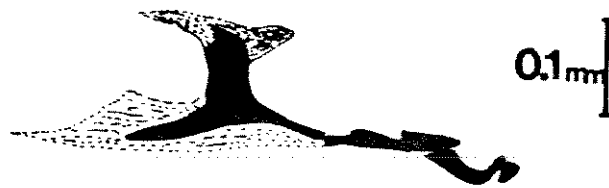


Fig. 4

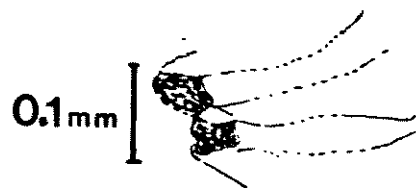


Fig. 5

Prancha 2

Figura 6 -Esqueleto cefalofaríngeano de larva de *Muscina stabulans* de 2º ínstar.

Figura 7 -Espiráculo posterior de larva de 2º ínstar de *Muscina stabulans*.

Figura 8 -Espiráculo anterior de larva de 2º ínstar de *Muscina stabulans*

Prancha 3

Figura 9 -Esqueleto cefalofaríngeano (gancho) de larvas de 3º ínstar de *Muscina stabulans*.

Figura 10 -Espiráculo posterior de larva de 3º ínstar de *Muscina stabulans*

Figura 11 -Espiráculo anterior de larva de 3º ínstar de *Muscina stabulans*

PRANCHA 2



Fig. 6

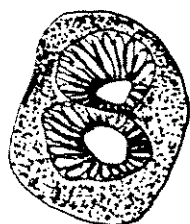
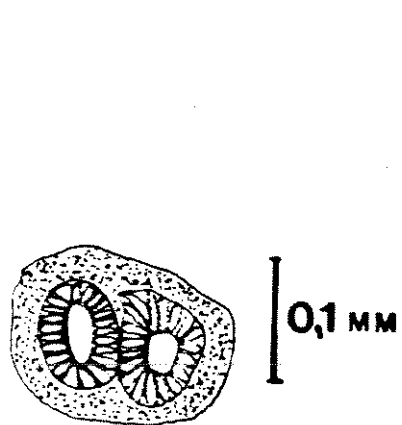


Fig. 7

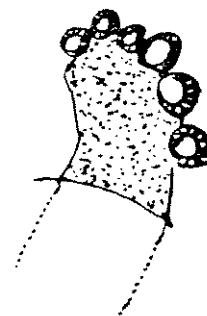
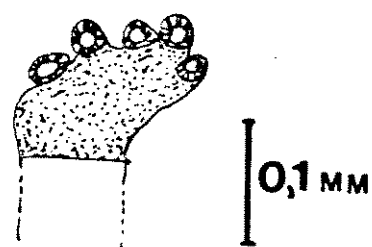


Fig. 8

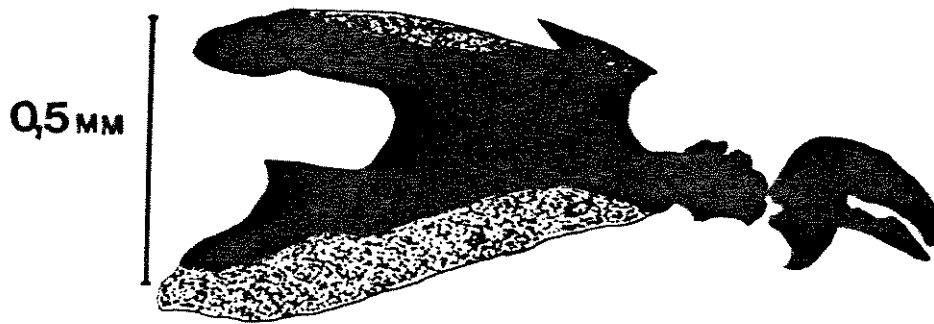


Fig. 9

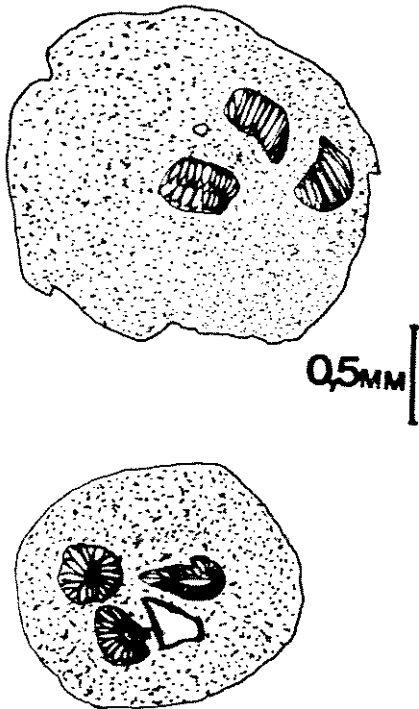


Fig. 10

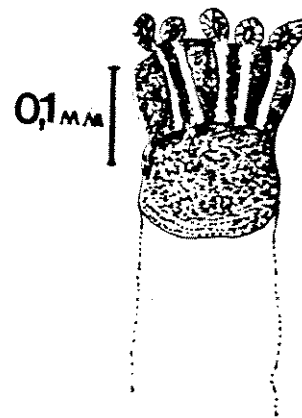


Fig. 11

Anexo 2

Tabela de vida de *Muscina stabulans*

.....

FOLHA DE DADOS DA TABELA DE VIDA

mus20

NOME DO INSETO : Muscina stabulans
 A TEMPERATURA USADA : 20°C

M	L	X	Mx	Lx	Dx	Qx	MxLx	RHL	EEF
0	50	21.300	0.00	1.00	0.00	0.000	0.000	.000000	74.5800
0	50	22.300	0.00	1.00	0.00	0.000	0.000	.000000	73.9800
3	50	23.300	0.00	1.00	0.02	0.020	0.004	.000309	72.7800
0	49	24.300	0.00	0.98	0.00	0.000	0.000	.000000	73.4592
0	49	25.300	0.00	0.98	0.00	0.000	0.000	.000000	72.4592
89	49	26.300	0.12	0.98	0.00	0.000	0.122	.014115	71.4592
530	49	27.300	0.74	0.98	0.00	0.000	0.729	.077425	70.4592
887	49	28.300	1.25	0.98	0.00	0.000	1.221	.119357	69.4592
300	49	29.300	0.42	0.98	0.02	0.020	0.413	.037185	68.4592
330	48	30.300	0.47	0.96	0.00	0.000	0.454	.037677	68.8750
360	47	31.300	0.53	0.94	0.02	0.021	0.495	.037861	69.3298
X1020	46	32.300	1.53	0.92	0.00	0.000	1.404	.098812	69.8261
610	46	33.300	0.91	0.72	0.00	0.000	0.837	.054433	68.8261
1169	46	34.300	1.75	0.72	0.00	0.000	1.607	.095083	67.8261
560	46	35.300	0.84	0.92	0.00	0.000	0.771	.042400	66.8261
570	46	36.300	0.85	0.92	0.00	0.000	0.784	.039753	65.8261
385	46	37.300	0.58	0.92	0.00	0.000	0.530	.024733	64.8261
320	46	38.300	0.43	0.92	0.00	0.000	0.440	.013933	63.8261
330	46	39.300	0.49	0.92	0.00	0.000	0.454	.017988	62.8261
990	44	40.300	1.55	0.88	0.02	0.020	1.362	.049707	64.6591
350	44	41.300	0.55	0.88	0.02	0.020	0.482	.016187	63.6591
720	43	42.300	1.15	0.86	0.02	0.023	0.991	.030673	64.1279
120	43	43.300	0.19	0.86	0.02	0.023	0.165	.004709	63.1279
110	42	44.300	0.18	0.84	0.00	0.000	0.151	.003976	63.6191
130	42	45.300	0.21	0.84	0.00	0.000	0.179	.004329	62.6191
493	42	46.300	0.81	0.84	0.00	0.000	0.678	.015120	61.6191
607	42	47.300	0.99	0.84	0.00	0.000	0.835	.017149	60.6191
500	42	48.300	0.82	0.84	0.00	0.000	0.688	.013012	59.6191
1600	42	49.300	2.62	0.84	0.00	0.000	2.202	.038353	58.6191
300	41	50.300	0.50	0.82	0.00	0.000	0.413	.006624	59.0366
298	41	51.300	0.50	0.82	0.00	0.000	0.410	.006061	58.0366
305	41	52.300	0.51	0.82	0.00	0.000	0.420	.005714	57.0366
520	41	53.300	0.67	0.82	0.00	0.000	0.716	.008974	56.0366
256	41	54.300	0.43	0.82	0.00	0.000	0.352	.004060	55.0366
15	41	55.300	0.03	0.82	0.00	0.000	0.021	.000220	54.0366
150	41	56.300	0.25	0.82	0.00	0.000	0.206	.002023	53.0366
130	40	57.300	0.22	0.80	0.02	0.025	0.179	.001615	53.3500
135	39	58.300	0.24	0.78	0.02	0.026	0.186	.001545	53.7051
120	38	59.300	0.22	0.76	0.00	0.000	0.165	.001265	54.1053
1400	38	60.300	2.53	0.76	0.00	0.000	1.936	.013574	53.1053
100	38	61.300	0.18	0.76	0.00	0.000	0.108	.000894	52.1053
100	38	62.300	0.18	0.76	0.00	0.000	0.138	.000824	51.1053
900	38	63.300	1.63	0.76	0.00	0.000	1.238	.006830	50.1053
200	38	64.300	0.36	0.76	0.00	0.000	0.275	.001378	49.1053
210	38	65.300	0.38	0.76	0.00	0.000	0.289	.001352	48.1053
250	38	66.300	0.45	0.76	0.00	0.000	0.344	.001483	47.1053
176	38	67.300	0.38	0.76	0.00	0.000	0.242	.000962	46.1053
670	38	68.300	1.21	0.76	0.00	0.000	0.922	.003372	45.1053

80	38	60.300	0.14	0.76	0.00	0.000	0.110	.000071	44.1050
320	38	70.300	0.58	0.76	0.00	0.000	0.440	.001366	43.1053
340	38	71.300	0.62	0.76	0.00	0.000	0.468	.001337	42.1053
300	38	72.300	0.54	0.76	0.00	0.000	0.413	.001087	41.1053
350	33	73.300	0.63	0.76	0.00	0.000	0.482	.001168	40.1053
700	38	74.300	1.53	0.76	0.30	0.000	1.238	.002757	39.1053
120	37	75.300	0.22	0.74	0.02	0.027	0.165	.000340	39.1487
240	36	76.300	0.46	0.72	0.00	0.000	0.330	.000626	39.2262
570	36	77.300	1.09	0.72	0.00	0.000	0.784	.001370	38.2228
550	36	78.300	1.05	0.72	0.00	0.000	0.757	.001217	37.2022
580	35	79.300	1.14	0.70	0.30	0.000	0.798	.001182	37.2714
4	35	80.300	0.01	0.70	0.00	0.000	0.306	.000008	36.2714
450	34	81.300	0.91	0.68	0.00	0.000	0.619	.000778	36.3235
460	35	82.300	0.90	0.70	0.00	0.000	0.633	.000733	34.3000
60	35	83.300	0.12	0.70	0.00	0.000	0.083	.000088	33.3000
50	35	84.300	0.10	0.70	0.00	0.000	0.069	.000063	32.3000
70	35	85.300	0.14	0.70	0.00	0.000	0.096	.000087	31.3000
65	35	86.300	0.13	0.70	0.00	0.000	0.089	.000075	30.3000
68	35	87.300	0.13	0.70	0.00	0.000	0.094	.000076	29.3000
50	35	88.300	0.12	0.70	0.00	0.000	0.081	.000057	28.3000
550	34	89.300	1.11	0.68	0.02	0.029	0.757	.000493	28.1177
650	33	90.300	1.36	0.66	0.02	0.030	0.894	.000537	27.9546
60	33	91.300	0.13	0.66	0.02	0.030	0.083	.000046	26.9546
58	32	92.300	0.12	0.64	0.02	0.031	0.080	.000041	26.7813
70	31	93.300	0.16	0.62	0.02	0.032	0.096	.000045	26.6292
45	30	94.300	0.10	0.60	0.02	0.033	0.062	.000027	26.5000
72	29	95.300	0.17	0.58	0.02	0.034	0.099	.000039	26.3966
670	28	96.300	1.65	0.56	0.00	0.000	0.922	.000338	26.3014
640	28	97.300	1.57	0.56	0.04	0.071	0.831	.000297	25.3214
195	26	98.300	0.52	0.52	0.02	0.038	0.268	.000083	26.2308
190	25	99.300	0.52	0.50	0.00	0.000	0.261	.000075	26.2600
200	25	%100.300	0.55	0.50	0.00	0.000	0.275	.000073	25.2000
197	25	%101.300	0.54	0.50	0.02	0.040	0.271	.000066	24.2600
340	24	%102.300	0.97	0.48	0.00	0.000	0.468	.000105	24.2500
350	24	%103.300	1.00	0.48	0.02	0.042	0.482	.000099	23.2500
330	23	%104.300	0.99	0.46	0.02	0.043	0.454	.000086	23.2391
250	22	%105.300	0.78	0.44	0.00	0.000	0.314	.000060	23.2727
220	22	%106.300	0.69	0.44	0.00	0.000	0.303	.000049	22.2727
230	22	%107.300	0.72	0.44	0.00	0.000	0.316	.000047	21.2727
240	22	%108.300	0.75	0.44	0.00	0.000	0.330	.000045	20.2727
300	22	%109.300	0.94	0.44	0.00	0.000	0.413	.000062	19.2727
305	22	%110.300	0.95	0.44	0.00	0.000	0.420	.000049	18.2727
250	21	%111.300	0.82	0.42	0.00	0.000	0.344	.000037	18.1190
180	21	%112.300	0.59	0.42	0.00	0.000	0.248	.000024	17.1190
230	21	%113.300	0.75	0.42	0.02	0.048	0.316	.000029	16.1190
250	20	%114.300	0.86	0.40	0.00	0.000	0.344	.000029	15.9000
209	20	%115.300	0.76	0.40	0.00	0.000	0.288	.000022	14.9000
180	20	%116.300	0.62	0.40	0.00	0.000	0.248	.000018	13.9000
180	20	%117.300	0.62	0.40	0.00	0.000	0.248	.000016	12.9000
50	20	%118.300	0.17	0.40	0.04	0.100	0.069	.000004	11.9000
53	18	%119.300	0.20	0.36	0.02	0.055	0.073	.000004	12.1667
15	17	%120.300	0.06	0.34	0.02	0.059	0.021	.000001	11.8529
15	16	%121.300	0.05	0.32	0.02	0.062	0.021	.000001	11.5625
103	15	%122.300	0.47	0.30	0.00	0.000	0.142	.000006	11.3000
40	15	%123.300	0.18	0.30	0.00	0.000	0.055	.000002	10.3000

42	15	X124.300	0.19	0.30	0.02	0.067	0.058	.000002	9.3000
50	14	X125.300	0.25	0.28	0.00	0.000	0.069	.000002	8.9286
54	14	X126.300	0.27	0.28	0.00	0.000	0.074	.000002	7.9286
4	14	X127.300	0.02	0.28	0.00	0.000	0.036	.000000	5.9286
10	14	X128.300	0.05	0.28	0.00	0.000	0.014	.000000	5.9286
52	14	X129.300	0.26	0.28	0.00	0.000	0.072	.000002	4.9286
50	14	X130.300	0.25	0.28	0.04	0.143	0.069	.000002	3.9286
0	12	X131.300	0.00	0.24	0.02	0.083	0.000	.000000	3.5000
0	11	X132.300	0.00	0.22	0.03	0.273	0.000	.000000	2.7727
7	0	X133.300	0.06	0.10	0.04	0.250	0.010	.000000	2.6250
0	6	X134.300	0.00	0.12	0.02	0.167	0.000	.000000	2.3333
0	5	X135.300	0.00	0.10	0.04	0.400	0.000	.000000	1.7000
0	3	X136.300	0.00	0.06	0.02	0.333	0.000	.000000	1.5000
0	2	X137.300	0.00	0.04	0.02	0.500	0.000	.000000	1.0000
0	1	X138.300	0.00	0.02	0.02	1.000	0.000	.000000	0.5000

A OBSERVAÇÃO (OBS)- INTERVALO USADO FOI 24 h
O TEMPO DE DESENVOLVIMENTO FOI CONSIDERADO COMO 20.8 INTERVALO

A RAZÃO SEXUAL FOI (FÊMEAS/TOTAL): .43
A FRACAO DE OVOS QUE CHEGAM A MATURIDADE : .16

A SOMATÓRIA DE RML = .99716
A TAXA REPRODUTIVA DA REDE (RO) = 45.6007
O TEMPO DE GERAÇÃO (T) NOS INTERVALOS DE OBS. = 46.4981
A TAXA INTRÍNSICA DE INCREMENTO NATURAL (rm) = .0821522
A TAXA FINITA DE INCREMENTO = 1.08562

DEFINIÇÃO DAS COLUNAS

M -PROGÊNIE TOTAL DE CADA INTERVALO PARA TODAS AS FÊMEAS
L -NÚMERO DE FÊMEAS VIVAS
X -IDADE ATUAL DAS FÊMEAS (DESDE ESTADO DE OVO);
Mx -PROGÊNIE FÊMEA POR FÊMEA
Lx -PROPORÇÃO DE SOBREVIVENTES NA IDADE X
Dx -MORTALIDADE DOS INDIVÍDUOS
Qx -TAXA DE MORTALIDADE/INDIVÍDUOS VIVOS
MxLx-PROGÊNIE FEMEA POR TAXA DE FÊMEAS SOBREVIVENTES NO TEMPO
RML -MxLx.Exp(-rm.X)
EEP -ESPERANÇA DE VIDA

FOLHA DE DADOS DA TABELA DE VIDA

mus26

NOME DO INSETO : Muscina stabulans

A TEMPERATURA USADA : 26°C

M	L	X	Mx	Lx	Dx	Qx	MxLx	RML	EEP
0	50	14.330	0.00	1.00	0.00	0.000	0.000	.000000	23.5400
0	50	15.330	0.00	1.00	0.00	0.000	0.000	.000000	22.5400
116	50	16.330	0.46	1.00	0.00	0.000	0.460	.029818	21.5400
305	50	17.330	1.21	1.00	0.00	0.000	1.210	.066304	20.5400
570	50	18.330	2.26	1.00	0.00	0.000	2.262	.104794	19.5400
575	50	19.330	2.28	1.00	0.02	0.020	2.282	.089402	18.5400
580	49	20.330	2.35	0.98	0.00	0.000	2.301	.076265	17.9082
680	49	21.330	2.75	0.98	0.00	0.000	2.698	.075618	16.9082
%1400	49	22.330	5.67	0.98	0.00	0.000	5.555	.131662	15.9082
950	49	23.330	3.85	0.98	0.00	0.000	3.769	.075557	14.9082
800	49	24.330	3.24	0.98	0.02	0.020	3.174	.053809	13.9082
%1230	48	25.330	5.08	0.96	0.00	0.000	4.880	.069966	13.1875
600	48	26.330	2.48	0.96	0.02	0.020	2.381	.028864	12.1875
600	47	27.330	2.53	0.94	0.06	0.064	2.381	.024410	11.4362
%1110	44	28.330	5.00	0.88	0.04	0.045	4.404	.038191	11.1818
774	42	29.330	3.66	0.84	0.00	0.000	3.071	.022521	10.6905
%1110	42	30.330	5.24	0.84	0.02	0.024	4.404	.027315	9.6905
%1163	41	31.330	5.63	0.82	0.02	0.024	4.615	.024203	8.9146
600	40	32.330	2.98	0.80	0.04	0.050	2.381	.010560	8.1250
780	38	33.330	4.07	0.76	0.04	0.053	3.095	.011610	7.5263
700	36	34.330	3.86	0.72	0.10	0.139	2.778	.008811	6.9167
722	37	35.330	3.87	0.74	0.02	0.027	2.865	.007686	5.7432
730	31	36.330	4.67	0.62	0.06	0.097	2.897	.006572	5.7581
920	28	37.330	6.52	0.56	0.02	0.035	3.650	.007005	5.3214
280	27	38.330	2.06	0.54	0.08	0.148	1.111	.001803	4.5000
300	23	39.330	2.59	0.46	0.08	0.174	1.190	.001634	4.1957
320	19	40.330	3.34	0.38	0.12	0.316	1.270	.001474	3.9737
350	13	41.330	5.34	0.26	0.06	0.231	1.389	.001363	4.5769
230	10	42.330	4.56	0.20	0.00	0.000	0.913	.000758	4.8000
311	10	43.330	6.17	0.20	0.06	0.300	1.234	.000866	3.8000
175	7	44.330	4.96	0.14	0.06	0.428	0.694	.000412	4.2143
108	4	45.330	5.36	0.08	0.00	0.000	0.429	.000215	6.0000
109	4	46.330	5.41	0.08	0.00	0.000	0.432	.000184	5.0000
80	4	47.330	3.97	0.08	0.00	0.000	0.317	.000114	4.0000
81	4	48.330	4.02	0.08	0.00	0.000	0.321	.000098	3.0000
85	4	49.330	4.22	0.08	0.00	0.000	0.337	.000087	2.0000
125	4	50.330	6.20	0.08	0.04	0.500	0.496	.000108	1.0000
154	2	51.330	15.28	0.04	0.04	1.000	0.611	.000112	0.5000

A OBSERVAÇÃO (OBS.) INTERVALO USADO FOI 24 h
 O TEMPO DE DESENVOLVIMENTO FOI CONSIDERADO COMO 13.83 INTERVALOS
 A RAZÃO SEXUAL FOI (FÊMEAS/TOTAL): .5362
 A FRAÇÃO DE OVOS QUE CHEGAM A MATURIDADE : .37

A SOMATÓRIA DE RML = 1.00017
 A TAXA REPRODUTIVA DA REDE (RO) = 78.2585
 O TEMPO DE GERACAO (T) NOS INTERVALOS DE OBS. = 26.0164
 A TAXA INTRÍNSICA DE INCREMENTO NATURAL (rm) = .167587
 A TAXA FINITA DE INCREMENTO = 1.18245

DEFINIÇÃO DAS COLUNAS

M -PROGÊNIE TOTAL DE CADA INTERVALO PARA TODAS AS FÊMEAS
 L -NÚMERO DE FÊMEAS VIVAS
 X -IDADE ATUAL DAS FÊMEAS (DESDE ESTADO DE OVO);
 Mx -PROGÊNIE FÊMEA POR FÊMEA
 Lx -PROPORÇÃO DE SOBREVIVENTES NA IDADE X
 Dx -MORTALIDADE DOS INDIVÍDUOS
 Qx -TAXA DE MORTALIDADE/INDIVÍDUOS VIVOS
 MxLx-PROGÊNIE FÊMEA POR TAXA DE FÊMEAS SOBREVIVENTES NO TEMPO
 RML -MxLx. Exp(-rm.X)
 EEP -ESPERANÇA DE VIDA