



INSTITUTO DE BIOLOGIA

Este exemplar corresponde à redação final da Tese
defendida pelo candidato Ronaldo Bastos Francini
e aprovada pela Comissão Julgadora.

Ronaldo Bastos Francini



Universidade Estadual de Campinas

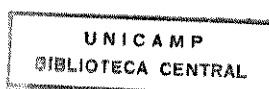
Biologia e ecologia das borboletas
Actinote (Lepidoptera, Nymphalidae,
Acraeinae) na transição subtropical
no sudeste do Brasil.

Ronaldo Bastos Francini

Orientador: Dr. Keith S. Brown Jr.

Dissertação apresentada ao Instituto de Biologia
da Universidade Estadual de Campinas como
requerimento parcial para a obtenção do grau de
Mestre em Ciências Biológicas, área de Ecologia.

Campinas, janeiro de 1989.



Este trabalho é dedicado a nível
profissional, ao Dr. Romualdo Ferreira
D'Almeida (in memorian) pelos passos
iniciais, e nem por isso pequenos, no
estudo das borboletas do gênero Actinote.

A nível pessoal, dedico este trabalho à
minha esposa Izaura, que foi mãe e pai
dos meus filhos para que eu pudesse estudar
minhas borboletas sem maiores preocupações.

ÍNDICE GERAL

1. INTRODUÇÃO E OBJETIVOS.....	1
1.1. Introdução geral.....	1
1.2. Caracterização dos Acraeinae.....	1
1.3. Histórico dos Acraeinae e distribuição geográfica.....	2
1.4. Características biológicas dos Acraeinae.....	3
1.5. Mimetismo, polimorfismo e proteção química em borboletas.....	4
1.6. Plantas verdes x fitófagos.....	8
1.7. Objetivos.....	10
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	17
2.1. Material.....	17
2.2. Métodos.....	17
2.2.2. A região estudada.....	17
2.2.3. Análises químicas.....	19
2.2.4. Criação de larvas.....	22
2.2.5. Cruzamentos e oviposição em laboratório.....	24
2.2.6. Determinação de cariótipo.....	24
2.2.7. Documentação fotográfica, desenhos e medições.....	25
2.2.8. Processamento dos dados.....	25
2.2.9. Acompanhamento de populações no campo.....	26
2.2.10. Identificação do material.....	28
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	41
3.1. Observações taxonômicas sobre as espécies de <u>Actinote</u> do sudeste do Brasil.....	41
3.1.1. Introdução.....	41
3.1.2. Adultos.....	41
3.1.3. Pupas.....	43
3.1.4. Larvas em último estágio.....	44
3.1.5. Larvas em primeiro estágio.....	45
3.1.6. Ovos.....	45

3.2. Populações de adultos de <u>Actinote</u> no sudeste do Estado de São Paulo.....	100
3.2.1. Composição e frequência.....	100
3.2.2. Fenologia e duração de geração.....	101
3.2.3. Razão-sexual.....	102
3.2.4. Recursos alimentares e atividade de forrageamento dos adultos de <u>Actinote</u>	102
3.2.5. Estudo por captura-marcação-recaptura (CMLR) em populações do litoral de São Paulo.....	104
3.3. Estágios imaturos, plantas hospedeiras de larvas e emergência de adultos.....	135
3.3.1. Plantas hospedeiras de larvas	135
3.3.2. Período larval.....	137
3.3.3. Período de pupa.....	140
3.3.4. Razão-sexual e emergência de adultos.....	141
3.4. Padrões de oviposição e comportamento reprodutivo.....	163
3.4.1. Oviposição de <u>Actinote pellenea</u> e relação com plantas hospedeiras em populações do litoral de São Paulo.....	163
3.4.2. Comportamento reprodutivo em <u>Actinote</u>	165
3.4.3. Oviposição em outras espécies de <u>Actinote</u>	168
3.5. Proteção química, polimorfismo, mimetismo, parasitismo e predação em <u>Actinote</u>	194
3.5.1. Cianogênese em <u>Actinote</u>	194
3.5.2. Alcalóides pirrolizidínicos e <u>Actinote</u>	195
3.5.3. Polimorfismo em <u>Actinote</u>	196
3.5.4. Mimetismo.....	198
3.5.5. Parasitismo em <u>Actinote</u>	199
3.5.6. Predação em <u>Actinote</u>	200
4. CONCLUSÕES.....	217
5. RESUMO.....	220
6. SUMMARY.....	223
7. LITERATURA.....	226

ÍNDICE DAS FIGURAS

1.Distribuição geográfica de Acraeinae.....	11
2.Características biológicas dos Acraeinae.....	12
3.Grupos de borboletas Neotropicais: filogenia, plantas hospedeiras de larvas, anéis miméticos e principais substâncias secundárias importantes na proteção química.....	13
4.Estrutura de alguns glicosídeos cianogênicos.....	14
5.Etapas genéricas do processo de cianogênese em animais.....	15
6.Caminho biossintético de um glicosídeo cianogênico.....	15
7.Estrutura de alguns alcalóides desidropirrolizidínicos presentes em plantas da família Asteraceae.....	16
8.Áreas onde foram feitas observações sobre <u>Actinote</u>	29
9.Áreas onde foram feitas observações no Estado de São Paulo.....	30
10.Áreas onde foram feitos estudos de acompanhamento de populações de adultos, larvas e plantas de alimento.....	31
11.Relevo do sul-sudeste do Brasil.....	32
12.Diagramas climáticos de Vicente de Carvalho, Guarujá e da Serra do Japi, Jundiaí.....	33
13.Isoietas anuais (mm) da Região Sudeste do Brasil.....	34
14.Isotermas das médias anuais (°C) da Região Sudeste do Brasil.....	34
15.Esquema para determinação semi-quantitativa de HCN usando o reagente de picrato de sódio.....	35
16.Fluxograma das etapas para a extração da fração glicosídica em amostras de <u>Actinote</u>	36
17.Ponto de incisão e extração de testículo em pupa macho de <u>Actinote</u>	37
18.Código de numeração de borboletas.....	38
19.Nomenclatura dos caracteres morfológicos de asas de borboletas <u>Actinote</u> utilizados na análise de polimorfismo e na identificação das espécies.....	46
20.Nomenclatura da genitália de machos de <u>Actinote</u>	48

21.Nomenclatura da pupa de <u>Actinote</u>	49
22.Nomenclatura da larva de <u>Actinote</u> em último estágio.....	50
23.Nomenclatura da larva de <u>Actinote</u> em primeiro estágio.....	51
24.Gráfico das médias e amplitude total do comprimento das asas anteriores em machos e fêmeas de 13 espécies de <u>Actinote</u> do sudeste do Brasil.....	55
25.Nervação da asa anterior esquerda de machos de <u>Actinote</u>	58
26.Nervação da asa posterior esquerda de machos de <u>Actinote</u>	60
27.Nervação da asa anterior esquerda de fêmeas de <u>Actinote</u>	62
28.Nervação da asa posterior esquerda de fêmeas de <u>Actinote</u>	64
29.Índices métricos das asas anteriores.....	66
30.Escamas da região basal da face ventral da asa posterior de 13 espécies de <u>Actinote</u>	68
31.Fenótipo alar mais comum nos machos de 13 espécies de <u>Actinote</u>	69
32.Grau de transparência das asas dos machos de 13 espécies de <u>Actinote</u>	70
33.Fenótipo alar mais comum nas fêmeas de 13 espécies de <u>Actinote</u>	71
34.Vista ventral da valva esquerda de 13 espécies de <u>Actinote</u> ..	72
35.Vista ventral do pênis de 13 espécies de <u>Actinote</u>	73
36.Chave para determinação de borboletas machos de 13 espécies de <u>Actinote</u>	74
37.Chave para determinação de borboletas fêmeas de 13 espécies de <u>Actinote</u>	75
38.Pupas de 12 espécies de <u>Actinote</u>	76
39.Espiráculo 1 da pupa de 12 espécies de <u>Actinote</u>	78
40.Chave para determinação de pupas de <u>Actinote</u>	79
41.Larvas em último estágio.....	80
42.Vista lateral da mandíbula esquerda de larvas em último estágio de 12 espécies de <u>Actinote</u>	91

43.Fronte de larvas em último estágio de 12 espécies de <u>Actinote</u>	92
44.Vista frontal do labro de larvas em último estágio de 12 espécies de <u>Actinote</u>	93
45.Chave para identificação de larvas em último estágio de 12 espécies de <u>Actinote</u>	94
46.Chave de identificação para as larvas de primeiro estágio de 11 espécies de <u>Actinote</u>	96
47.Ovos de 11 espécies de <u>Actinote</u>	97
48.Frequência relativa de borboletas do gênero <u>Actinote</u> em 5 sub-regiões do sudeste do Estado de São Paulo.....	108
49.Pictograma da distribuição altitudinal de 13 espécies de <u>Actinote</u> no sudeste do Brasil.....	109
50.Índice de Similaridade de Morisita entre as faunas de <u>Actinote</u> em 27 locais da região sudeste do Estado de São Paulo.....	111
51.Período de vôo de adultos (duração de geração).....	112
52.Frequências relativas de sete espécies de <u>Actinote</u> em um brejo em São João das Palmeiras, Suzano (RBPAL-SP), em quatro coletas entre março e maio de 1986.....	113
53.Razão-sexual em populações de adultos de <u>Actinote</u> em alguns locais do sudeste e sul do Brasil.....	114
54.Forrageamento de adultos de <u>Actinote</u>	117
55.Comportamento de repouso em adultos de <u>Actinote</u>	118
56.Vista geral da área do Morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP) mostrando a estrada ao longo da qual foi estudada a dinâmica populacional de <u>Actinote pellenea</u> e <u>A. notabilis</u> entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	119
57.Mapa de localização da área do Morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP).....	120
58.Frequência de <u>Actinote pellenea</u> e <u>A. notabilis</u> no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	124

59. Número de indivíduos de <u>Actinote pellenea</u> coletados por amostragem diária no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988. Totais corrigidos para 60 minutos de coleta.....	124
60. Gráfico do tamanho estimado da população de machos de <u>Actinote pellenea</u> no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	127
61. Curva de "sobrevivência bruta" e "sobrevivência real" para machos de <u>Actinote pellenea</u> no Morro do Japuí, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	129
62. Classes de desgaste alar da população de machos de <u>Actinote pellenea</u> no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	130
63. Diagrama circular mostrando o movimento de indivíduos de <u>Actinote pellenea</u> entre as zonas de amostragem no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	131
64. Deslocamento máximo em linha reta em 66 machos de <u>Actinote pellenea</u> recapturados no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro e dezembro de 1987.....	133
65. Razão-sexual em populações de <u>A. pellenea</u> e de <u>A. notabilis</u> no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	134
66. Brejo no reservatório do Rio Pequeno, S. Bernardo do Campo (RSREV-SP) (700 m) com plantas hospedeiras de <u>Actinote</u>	144
67. Aspectos dos ambientes onde crescem plantas hospedeiras de <u>Actinote</u>	145
68. Duração do período larval em seis espécies de <u>Actinote</u>	146
69. Duração do período larval de coortes de machos de <u>Actinote pellenea</u> agrupadas por mês de eclosão dos ovos.....	150
70. Larvas de <u>Actinote</u> em estágios iniciais no campo.....	152

71.Média diária de pelotas fecais em fêmeas de 8 espécies de <u>Actinote</u>	155
72.Etapas de eclosão dos ovos de <u>A. pellenea</u> . Comportamento das larvas recém-eclodidas.....	156
73.Duração do período pupal em 11 espécies de <u>Actinote</u>	159
74.Formação da pupa em <u>Actinote genitrix</u>	160
75.Emergência de adulto fêmea de <u>Actinote melanisans</u>	161
76.Padrão de emergência de adultos de <u>Actinote pellenea</u> provenientes de lotes de ovos eclodidos ao mesmo tempo.....	162
77.Vista de um trecho do Sítio Trapucaia, Serra do Quilombo...	171
78.Vista de um trecho da Ilha Porchat, São Vicente.....	172
79.Médias mensais do número de ovos por oviposição de <u>Actinote pellenea</u> em vários locais do litoral de São Paulo.....	175
80.Médias mensais do número de ovos por oviposição de <u>Actinote pellenea</u> em três locais do litoral de São Paulo.....	176
81.Frequência de oviposições de <u>A. pellenea</u> em função da área foliar de <u>Eupatorium inulaefolium</u>	182
82.Crescimento de planta de <u>E. inulaefolium</u> no Sítio Trapucaia, Serra do Quilombo, entre março e maio de 1984...	183
83.Número de oviposições de <u>A. pellenea</u> em <u>E. inulaefolium</u> em dois locais na Baixada Santista, entre abril e junho de 1984.....	184
84.Número de oviposições de <u>A. pellenea</u> em <u>E. inulaefolium</u> na Ilha Porchat, São Vicente, entre janeiro e junho de 1984.....	185
85.Casal de <u>Actinote carycina</u> em cópula.....	186
86.Etapas da oviposição em <u>Actinote</u>	188
87.Horário de oviposição em <u>Actinote pellenea</u>	189
88.Oviposições múltiplas de <u>Actinote</u> em folhas de plantas hospedeiras.....	190

89. Médias do número de ovos por oviposição em 10 espécies de <u>Actinote</u>	191
90. Oviposições de 10 espécies de <u>Actinote</u>	192
91. Diagrama de dispersão relacionando massa de HCN liberado por indivíduos de <u>A. pellenea</u> em vários estágios em função da massa da amostra analisada.....	202
92. Liberação de hemolinfa pelo tórax por fêmea de <u>A. pellenea</u> recém-eclodida.....	203
93. Cromatograma em camada delgada em placa de sílica-gel com a fração glicosídica separada.....	204
94. Espectro de RMN da fração glicosídica de amostra de <u>A. pellenea</u>	205
95. Espectro de RMN do peracetato da fração glicosídica de amostra de <u>A. pellenea</u>	206
96. Variação do fenótipo alar em machos de <u>A. pellenea</u>	212
97. Variação do fenótipo alar em machos de <u>A. carycina</u>	213
98. Variação do fenótipo alar em machos de <u>A. pyrrha</u>	214
99. Núcleos de células de testículos de pupas de 4 espécies de <u>Actinote</u>	215
100. Predação de adultos de <u>Actinote</u> por aranhas.....	216

ÍNDICE DAS TABELAS

1. Locais de coleta e observação de Acraeinae no sul-sudeste do Brasil, entre 1968-1988.....	39
2. Espécies de <u>Actinote</u> conhecidas no sul-sudeste do Brasil.....	53
3. Média do comprimento da asa anterior em machos e fêmeas de 13 espécies de <u>Actinote</u> do sudeste do Brasil.....	54
4. Comparações entre as médias do comprimento da asa anterior, entre os sexos de 13 espécies de <u>Actinote</u>	56
5. Análise de variância para um fator (teste de F) entre as médias do comprimento da asa anterior de 13 espécies de <u>Actinote</u>	57
6. Índices métricos das asas anteriores de 13 espécies de <u>Actinote</u>	67
7. Caracteres usados na identificação de pupas de 12 espécies de <u>Actinote</u>	77
8. Características de coloração usadas na identificação das larvas de <u>Actinote</u> em último estágio.....	89
9. Largura da cápsula cefálica de larvas em último estágio de 12 espécies de <u>Actinote</u>	90
10. Relação entre o comprimento do primeiro par de escolos protorácicos dorsais (RCE) e a largura da cápsula cefálica em larvas em último estágio de 12 espécies de <u>Actinote</u> . Relação entre a largura e a altura da fronte (CLF).....	90
11. Comprimento das cerdas primárias utilizadas na identificação de larvas de primeiro estágio de 11 espécies de <u>Actinote</u>	95
12. Número de indivíduos adultos de 13 espécies de <u>Actinote</u> observados no sudeste do Estado de São Paulo entre 1968 e 1988.....	107
13. Índice de diversidade de Simpson das faunas de <u>Actinote</u> de 27 locais no sudeste do Estado de São Paulo.....	110
14. Recursos florais usados pelos adultos de 13 espécies de <u>Actinote</u> no sudeste do Estado de São Paulo.....	115

15.Dados brutos de CMLR em populações de adultos de <u>Actinote pellenea</u> no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	121
16.Dados de CMLR da Tabela 15 agrupados para eliminar as somatórias com total zero.....	122
17.Dados brutos de CMLR em população de adultos de <u>A. notabilis</u> no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	123
18.Frequência e proporção de recapturas de <u>Actinote pellenea</u> e <u>A. notabilis</u> no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	125
19.Estimativas do tamanho da população de machos de <u>Actinote pellenea</u> no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	126
20.Sobrevivência observada em machos de <u>A. pellenea</u> no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	128
21.Recursos florais disponíveis para as populações de <u>Actinote pellenea</u> e <u>A. notabilis</u> no Morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.....	132
22.Plantas hospedeiras de larvas das espécies de <u>Actinote</u> do sudeste do Brasil.....	143
23.Análise de variância de um fator entre as médias da duração do período larval em seis espécies de <u>Actinote</u>	147
24.Efeito de diferentes tipos de alimento no desenvolvimento de larvas, pupas e adultos resultantes de <u>A. pellenea</u>	148
25.Comparações entre as médias da duração do período larval, pupal e comprimento da asa anterior entre lotes de cada sexo de <u>A. pellenea</u> alimentados com <u>Eupatorium inulaefolium</u> e <u>Mikania micrantha</u>	149

26.Comparações entre as médias mensais (meses consecutivos) da duração do período larval de <u>A. pellenea</u> . Lotes agrupados por mes de eclosão dos ovos.....	151
27.Produção diária de pelotas fecais e duração da fase larval por larvas de <u>Actinote</u> em último estágio.....	153
28.Análise de variância de um fator entre as médias da produção diária de pelotas fecais e duração em dias do último estágio larval de <u>Actinote</u>	154
29.Duração do período pupal (dias) em 11 espécies de <u>Actinote</u> ..	157
30.Comparações entre as médias da duração do período pupal (dias), por sexo, em 11 espécies de <u>Actinote</u>	158
31.Número de ovos por oviposição de <u>Actinote pellenea</u> por local, por mes, por espécie de planta hospedeira e por meses em cada local.....	173
32.Análise de variância de um fator entre as médias do número de ovos por oviposição de <u>A. pellenea</u> por local, por mes, por espécie de planta hospedeira e por meses em cada local.....	174
33.Plantas de <u>Eupatorium inulaefolium</u> por quadrados de 100x100 m em três locais da Baixada Santista.....	177
34.Teste de aderência para a distribuição de Poisson, das distribuições de frequência de plantas de <u>E. inulaefolium</u> por quadrados de 100x100 m em três locais da Baixada Santista.....	178
35.Tabela de contingência para as frequências de plantas de <u>E. inulaefolium</u> por quadrados de 100x100 m em três locais da Baixada Santista.....	179
36.Frequência de oviposições em plantas de <u>E. inulaefolium</u> por <u>Actinote pellenea</u> em dois locais da Baixada Santista....	180
37.Tabela de contingência para a frequência de oviposição de <u>A. pellenea</u> por planta de <u>E. inulaefolium</u> em dois locais da Baixada Santista.....	181

38.Cruzamentos intraespecíficos e interespecíficos feitos por pareamento manual de adultos de <u>Actinote</u> em laboratório.....	187
39.Análise do polimorfismo do ponto discal (PD) das asas posteriores em lotes de adultos de <u>A. pellenea</u> obtidos de lotes de ovos coletados na natureza ou em oviposições em laboratório.....	207
40.Frequência do caráter PD em populações de <u>A. pellenea</u> do litoral de São Paulo.....	208
41.Frequência da forma Y em lotes de <u>A. pellenea</u> criados em laboratório.....	209
42.Frequência da forma Y em populações de <u>A. pellenea</u> do litoral de São Paulo.....	210
43.Frequência bruta da forma Y na população de <u>A. pellenea</u> no morro do Japuí, São Vicente, entre novembro e dezembro de 1987. Teste de heterogeneidade com dados agrupados por intervalo de tempo.....	211

PREFÁCIO E AGRADECIMENTOS

A Ecologia me fascina, mas sou por vocação mais naturalista do que ecólogo. Por isso, a dosagem do "quantitativo" neste trabalho talvez não esteja equilibrada com a do "qualitativo".

Desde que comecei a me interessar por borboletas, as espécies de Actinote chamaram a minha atenção. Nos idos de 68 quando ainda tinha muita coisa para aprender, a abundância e variação das espécies desse grupo me atraíam. No entanto foram necessários muitos anos para começar a entender um pouco os aspectos biológicos observados no grupo e ainda hoje sinto que ainda tenho muito a descobrir. Uma parte dos dados aqui contidos foram obtidos de observações empíricas e de material acumulado ao longo dos anos. Eu espero que os milhares de borboletas que sacrifiquei não tenham sido mortas em vão !

Com o passar do tempo cheguei a um ponto onde a ecologia e sistemática se cruzam. Por isso uma parte deste trabalho está voltada à identificação das espécies envolvidas tanto no estágio larval quanto no estágio adulto. Uma revisão Biossistemática mais profunda está em andamento, e será proposta, quando se dispuser de dados mais completos sobre todas as espécies do grupo.

Uma boa parte da formação do "que-não-está-escrito-nos-livros", devo a duas pessoas muito diferentes, mas de igual importância na minha vida como biólogo, o Dr. Ubirajara R. Martins (MZ-USP), pela iniciação na entomologia, e o Dr. Keith S. Brown Jr. (IB-UNICAMP), orientador desta tese, amigo e incentivador nas horas mais difíceis.

Aos membros da pré-banca, Drs. Arício Xavier Linhares, Hermógenes de Freitas Leitão Filho e Woodruff W. Benson, agradeço pela análise cuidadosa deste trabalho e pelas inúmeras e valiosas sugestões.

Ao Dr. Hermógenes de Freitas Leitão Filho (IB- UNICAMP), pela identificação das plantas da família Asteraceae. Ao Dr. José Henrique Guimarães (MZ-USP), pela identificação dos dípteros taquinídeos parasitas de Actinote.

Aos Drs. Ubirajara R. Martins (MZ-USP) e Olaf H. H. Mielke (MZ-UFPR) pelas facilidades no acesso às coleções de lepidoptera sob sua responsabilidade.

A profa. Maria Helena Lamberti e a Profa. Rosana Pita Virga (FFCL- UNISANTOS), pelas facilidades na utilização de lupas e microscópios com câmera-clara do laboratório de Biologia dessa instituição. Ao sr. Oscar Barbosa, administrador da Base de Pesquisas de Santos (IO-USP), pelas facilidades no uso de equipamentos do laboratório de química, e pela ajuda em várias viagens de coleta. A Profa. Dra. Maria Francisca do Val (MZ-USP) pela autorização para observações e coletas na Estação Biológica de Boracéia, em Salesópolis.

Ao Engo. Luis Aurélio Alonso, pela permissão no uso de seu laboratório químico e utilização da fotocopadora.

A profa. Carla Maria Penz-Reis (Museu Anchieta), pelas sugestões, informações, bibliografia e envio de material vivo do Rio Grande do Sul. Ao Dr. João Vasconcellos-Neto (DZ-UNICAMP), pelo fornecimento de bibliografia e ajuda na viagem para a Serra do Cipó.

Aos meus filhos Carlo Leopoldo e Ronaldo, pela ajuda em muitas viagens ao campo e pelos cuidados com a criação de larvas durante minhas ausências de Santos.

A meus pais, pelos genes "naturalísticos", incentivo e ajuda material e espiritual.

Aos profs. Fernando Frieiro Costa (UF-Lavras) e Antonio Paulo A. F. de Moraes pelo ajuda em viagens de coleta. Ao Prof. José Geraldo Marques e as famílias Brown e Frieiro Costa, pela amizade e hospitalidade durante minhas estadias em Campinas.

A FAPESP e ao CNPq pelas bolsas MS concedidas.

A profa. Sonia Jezebel Pinheiro Monteiro pela revisão da versão preliminar do texto deste trabalho.

Além das citadas, agradeço a todas as pessoas, que de uma forma ou outra, me incentivaram antes e durante a execução deste trabalho.

R.B.Francini / verão / 1989

1. INTRODUÇÃO E OBJETIVOS.

1.1. Introdução geral.

Borboletas aposemáticas têm sido estudadas sob muitos aspectos desde a época de Darwin. Dos grupos Neotropicais a maior parte (Troidini, Eumaeus [Lycaenidae], Danainae, Ithomiinae, Heliconiini e Argynini) já foi estudada nos últimos 30 anos (VANE-WRIGHT & ACKERY 1984). Entretanto, os Acraeinae americanos receberam pouca atenção, e se sabe pouco em relação ao ciclo de vida, às plantas hospedeiras das larvas e às formas eventuais de proteção química. As espécies de Acraeinae do sudeste da América do Sul apresentaram problemas especialmente difíceis em relação à sua identificação. As diferenças entre muitas espécies são pequenas e a variabilidade individual e geográfica muito grande (JORDAN 1913a; OBERTHUR 1917; ALMEIDA 1935a).

1.2. Caracterização dos Acraeinae.

Cladisticamente os Acraeinae estão intimamente relacionados aos Nymphalidae embora feneticamente os Acraeinae se diferenciem por um acúmulo de caracteres que representam perdas (SCOTT 1985). Acraeinae pode não ser na verdade uma subfamília distinta, mas sim um ramo lateral dentro dos Nymphalidae, próxima dos Heliconiini.

A diagnose dos Acraeinae é dada pelo seguinte conjunto de caracteres: (EHRlich 1958; ACKERY 1984) um anepisterno mesotorácico ausente como um esclerito distinto; o pré-episterno mesotorácico, na sua maior largura, com pelo menos a metade da largura do catepisterno; gnatos ausente; garras tarsais, usualmente denteadas ou assimétricas, especialmente nos machos; veia 3A da asa anterior presa à base; célula da asa posterior fechada por uma nervura tubular bem desenvolvida; larvas com 6 filas de espinhos longitudinais, cada um adornado com cerdas duras, cabeça peluda, sem espinhos ou chifres e a cauda é simples.

PIERRE (1983), justificou a não inclusão de caracteres larvais na sua filogenia da subfamília pelo fato de menos de 50 % das larvas dos Acraeinae estarem descritas até então.

1.3. Histórico dos Acraeinae e distribuição geográfica.

Os Acraeinae têm representantes em todas as regiões tropicais do globo (Figura 1). Algumas espécies são tão comuns que o grupo já era conhecido no final do século XVIII, quando já haviam sido descritas mais de 20 espécies (JORDAN & ELTRINGHAM 1916).

JORDAN & ELTRINGHAM (1916), reconheceram os seguintes gêneros: Acraea, o maior, com aproximadamente 160 espécies conhecidas, na sua maioria africanas e encontradas em ambientes abertos; Bematistes (= Planema), com aproximadamente 20 espécies conhecidas, com a maior parte delas distribuídas nas regiões florestadas da África (Congo e Uganda); Pardopsis, monoespecífico, encontrado em toda a Região Etíopiana, inclusive na Ilha de Madagascar; Myiana com 2 espécies, com distribuição em algumas das ilhas do Pacífico (Molucas, Celebes, Samoa, Novas Hébridas e Nova Guiné); Actinote, com aproximadamente 60 espécies na Região Neotropical. POTTS (1943, 1944), dividiu Actinote nos subgêneros Actinote e Altinote. Os Altinote restringem-se quase que exclusivamente à região andina, enquanto Actinote se distribui da Argentina até o México. PIERRE (1983) inclui Actinote (e conseqüentemente Altinote) como subgênero de Acraea, colocando Pardopsis fora da subfamília.

JORDAN (1913a) considerou notável a pobreza de Acraeinae no Vale do Amazonas, do Pará a Iquitos, e nas Guianas. Recentemente, POSEY (1986) observou Actinote como sendo muito abundantes em bandos pousados nas areias do Rio Xingu [?].

Aspectos da biologia e ecologia de algumas das espécies de Actinote, sensu stricto, no sudeste da América do Sul foram estudados por MÜLLER (1876, 1877, 1877/1878, 1878a, 1879, 1886),

BURMEISTER (1879, 1878-79) e ALMEIDA (1922a, b, 1925, 1935a, b, 1943, 1951, 1958). Outros autores limitaram-se apenas à descrição de novas formas. Uma avaliação crítica a respeito do estado de conhecimento das espécies do sudeste brasileiro foi feita recentemente por PENZ (1983).

1.4. Características biológicas dos Acraeinae.

As larvas das espécies do Velho Mundo alimentam-se de plantas de várias famílias: Tiliaceae, Verbenaceae, Urticaceae, Commelineaceae, Sterculiaceae, Moraceae, Violaceae, Passifloraceae, entre outras (EHRlich & RAVEN 1964; OWEN 1971; ACKERY 1984). ACKERY (1988) divide as plantas hospedeiras das larvas de Acraeinae em dois grandes grupos: o das passifloraceae e o das urticaceae. Neste último estão incluídas as espécies que se alimentam de plantas da família Asteraceae, uma família de alta importância no Novo Mundo. Das 97 espécies de acreíneos africanos listadas por Ackery, 46 se utilizam das passifloráceas.

Em Actinote as larvas alimentam-se quase exclusivamente de plantas da família Asteraceae, embora sejam citadas outras famílias: Amaranthaceae (BURMEISTER 1878-79; MONTE 1934; COSTA-LIMA 1968), Urticaceae, Fabaceae, Verbenaceae e Poaceae (ACKERY 1988). É interessante que as passifloráceas neotropicais sejam intensivamente usadas por borboletas da tribo Heliconiini (BROWN 1972a, 1981; BENSON et al. 1976), um grupo abundante nas regiões florestadas da América do Sul, principalmente na Amazonia. Entretanto os Acraeinae americanos não as usam (BENSON 1976).

As espécies de Acraea que têm ciclo de vida conhecido apresentam gerações curtas, da ordem de 30-40 dias (OWEN 1971; BALINSKY 1974; PIERRE 1983). Os picos de emergência dos adultos estão sincronizados com a alternância entre as estações secas e as estações chuvosas (OWEN 1971).

As fêmeas dos Acraeinae colocam ovos em grupos (placas), de 20 a 300 ovos (Figura 2A), os ovos são geralmente amarelos no

início e róseos quando maduros (OWEN 1971; JORDAN & ELTRINGHAM 1916; ALMEIDA 1935a; PIERRE 1976; GUIBOT & PIERRE 1978). As larvas dos Acraeinae são gregárias (ELTRINGHAM 1912; ALMEIDA 1935a; OWEN 1971) (Figura 2B) e nos estádios iniciais tecem teias de seda, onde passam parte do seu desenvolvimento (ALMEIDA 1935; OWEN 1971).

ELTRINGHAM (1912), referindo-se aos adultos, comenta que as fêmeas possuem usualmente uma placa quitinosa no sétimo esternito ao redor do orifício externo da bolsa de copulação. A forma desta placa é constante em muitas espécies. As fêmeas que a possuem apresentam sobre ela, após a cópula, uma estrutura dura e cerosa, contendo freqüentemente escamas ou pelos do corpo do macho (Figura 2D). O ritual de corte em Acraea parece se basear no princípio do "casamento por captura", com o macho segurando a fêmea no ar (MARSHALL 1902).

Os adultos dos Acraeinae, como as larvas, são gregários (Figuras 2B e 2C), porém o seu grau de dispersão é desconhecido. Alimentam-se em flores, principalmente asteráceas embora algumas espécies de Acraea tenham sido vistas alimentando-se em fezes de chimpanzé (OWEN 1971), e outras de Altinote andinas em fezes, urina e carcaças de animais mortos (K. S. BROWN, comunicação pessoal).

Dimorfismo sazonal existe em algumas espécies de Acraea (OWEN, 1971) e o dimorfismo sexual parece ser a regra em Acraeinae (ELTRINGHAM 1912; ALMEIDA 1935a; PIERRE 1983).

1.5. Mimetismo, polimorfismo e proteção química em borboletas.

Mimetismo é a semelhança de uma espécie com outra com propósitos de proteção ou agressão. A semelhança mimética envolve qualquer coisa que faça com que um animal possa julgar a identidade de outro: padrão estrutural, coloração, comportamento, odor e produção de sons. Segundo FORD (1964), geralmente cai em duas categorias principais: o mimetismo Batesiano e o mimetismo

Mülleriano. No mimetismo Batesiano estão incluídas as espécies que são palatáveis mas que acabam sendo evitadas pelos predadores, por se parecerem com modelos impalatáveis. O mimetismo Mülleriano se baseia num conjunto de espécies impalatáveis em diferentes graus e, neste caso, cada componente do anel mimético reforça a proteção do conjunto.

Polimorfismo genético é definido como a ocorrência conjunta, no mesmo habitat, de duas ou mais formas descontínuas de uma espécie, em proporções tais que a mais rara não pode ser mantida apenas por mutações recorrentes (FORD 1980, citando FORD 1940). "Em borboletas, o tipo mais comum de polimorfismo é o da existência em uma população de dois ou mais padrões coloridos distintos. O mimetismo Mülleriano deveria gerar, pelo menos em teoria, um padrão uniforme, e este é usualmente o caso. Existem no entanto exceções" (OWEN 1971). Há polimorfismo conhecido em espécies miméticas Müllerianas pertencentes a grupos distintos como Acraea encedon e Danaus chrysippus, na África (OWEN 1971; PIERRE 1983), e em algumas espécies de Heliconiini na América do Sul (TURNER 1971; BROWN & BENSON 1974). A Figura 3 mostra os grupos de borboletas Neotropicais em ordem filogenética junto com suas as plantas hospedeiras, as relações de mimetismo Batesiano ou Mülleriano e as substâncias tóxicas do metabolismo secundário que participam na defesa química.

Muitas espécies de Actinote e de Acraea africanas são modelos de anéis miméticos, que incluem borboletas e mariposas de outras famílias (HAASE 1893; MÜLLER 1879; OWEN 1971; BROWN & BENSON 1974). Em 1878 [b], MÜLLER escrevia: "pelo esmagamento de indivíduos de ambos os sexos de Acraea thalia [= Actinote carycina], um odor penetrante é produzido, o que provavelmente os torna impalatáveis para a maioria dos animais insetívoros".

Dois grupos de substâncias orgânicas, conhecidamente ligados à proteção química contra predadores, parecem ser

importantes para os acreíneos americanos: os glicosídeos cianogênicos e os alcalóides pirrolizidínicos (BROWN & FRANCINI 1987, 1988a, b).

Os Acraeinae parecem usar HCN como forma especializada de proteção química contra predadores. Segundo ELTRINGHAM (1912), "os insetos adultos são lentos no voo e indiferentes à coleta. Muitos emitem um suco acre quando injuriados, e todos parecem ser altamente tenazes contra a morte provocada, sendo protegidos não só pela flexibilidade do seu tegumento contra qualquer injúria mecânica, mas também por exibir uma grande insensibilidade à substâncias tóxicas. Algumas das pequenas e delicadas espécies foram observadas em perfeita condição de vida, depois de permanecerem por mais de meia hora dentro de um frasco mortífero de cianeto. Alguns experimentos de MARSHALL [1902] com mantídeos predadores de borboletas sugerem que, quando eles são mantidos só com uma dieta de acreíneos, aparece uma condição doentia seguida de morte". Algumas espécies de Acraea da África liberam HCN (OWEN 1971), a mesma coisa ocorre em algumas de Actinote da América do Sul (FRANCINI 1985). ROTHSCILD (1971, 1976) sugeriu que os compostos cianogênicos que protegem os acreíneos pudessem ser sintetizados e não sequestrados de suas plantas de alimento.

Muitas espécies de plantas são capazes de sintetizar compostos cianogênicos, substâncias que liberam gás cianídrico por hidrólise (SEIGLER 1977). Em animais, a cianogênese só foi observada até agora no filo Arthropoda: em Hemiptera (BRAEKMAN, DALOZE & PASTEELS 1982), em Diplopoda e Chilopoda (DUFFEY 1981), em Coleoptera (DAVIS & NAHRSTEDT 1985) e em alguns grupos de Lepidoptera como Zygaena (JONES 1962; DAVIS & NAHRSTEDT 1979), Heliconius e Acraea (NAHRSTEDT & DAVIS 1981, 1983; NAHRSTEDT 1985a), e Eumaeus (ROTHSCILD, NASH & BELL, no prelo).

Dois tipos de compostos orgânicos presentes em plantas ou animais têm capacidade cianogênica: os glicosídeos cianogênicos e

os cianolipídios. Quando a terminação açúcar ou ácido graxo, respectivamente, é removida, ambos liberam um componente carbonilado e ácido cianídrico (SEIGLER 1977; CONN 1979).

Os glicosídeos cianogênicos (Figura 4) são substâncias com todas as reações características dos açúcares. São compostos por um açúcar e uma porção aglicona, ligados por um grupamento hidroxila, chamado de ligação glicosídica. A porção aglicona é constituída por cianohidrinás (mandelonitrila, p.ex.). Após hidrólise liberam um aldeído ou cetona e ácido cianídrico (CONN 1979). Isto pode ser feito enzimaticamente ou pela ação de ácido. No primeiro caso, é feita por glicosidases específicas presentes ou não no organismo que os contém (CONN 1979) (Figura 5). Ao que parece, os glicosídeos cianogênicos presentes em plantas e animais são separados espacialmente das enzimas que catalisam sua hidrólise (CONN 1979; SEIGLER 1977). A união enzima-substrato só acontece quando um dano mecânico ou algum tipo de injúria destrói o tecido, fazendo com que estas duas substâncias antes separadas se unam, liberando rapidamente os compostos voláteis decorrentes da decomposição. Os glicosídeos cianogênicos derivam de aminoácidos como a valina, a leucina, a fenilalanina, a tirosina e outros (SEIGLER 1977; CONN 1979) (Figura 6).

O HCN é uma substância moderadamente tóxica porque é capaz de formar complexos reversíveis com as heme-proteínas, notadamente as citocromo-oxidases, que catalisam a série final na respiração aeróbica. A dose letal para o ser humano está entre 0,5-3,5 mg/kg, se ingerida oralmente. Isso corresponde a uma dose entre 1,0-7,0 mg/kg de KCN. Para outros vertebrados, a dose varia entre 2,0 mg/kg para o carneiro a 10,0 mg/kg para o rato (CONN 1979). Existem duas rotas diferentes conhecidas e que podem ser utilizadas para a detoxificação do HCN: uma usa a enzima rodanese, tiosulfato-enxofre-transferase, e a outra a enzima BCA ou β -ciano-alanina-sintase (CONN 1979; WITTHON & NAUMANN 1987).

Estes autores consideram inclusive que a presença de BCA em um organismo é uma indicação de que ele possa ser cianogênico, e assim afirmam que a cianogênese pode ser um fenômeno geral em Lepidoptera.

Os alcalóides formam um grande grupo de substâncias orgânicas básicas de origem natural, contendo nitrogênio e normalmente possuem atividade fisiológica. O nitrogênio está usualmente presente em um anel heterocíclico ou ocasionalmente em uma cadeia alifática. Os alcalóides pirrolizidínicos (Figura 7), dos quais se conhecem mais de 200 tipos diferentes (ROBINS 1982), são importantes na defesa de borboletas da subfamília Ithomiinae (BROWN 1984a, 1984b; TRIGO 1987). Muitas dessas substâncias são fisiologicamente ativas, amargas, geralmente tóxicas, mutagênicas ou carcinogênicas (CULVENOR 1978). As plantas da família Asteraceae, utilizadas como hospedeiras pelas larvas de Actinote e cujas flores são visitadas pelos adultos, também contêm alcalóides pirrolizidínicos (ROBINS 1982).

1.6. Plantas verdes x fitófagos.

Tem aumentado nos últimos anos o número de trabalhos sobre as relações entre os fitófagos (principalmente os insetos que abrangem 70% do reino animal [MAYR 1970] e as plantas verdes que lhes servem de alimento (EHRlich & RAVEN 1964; SONDHEIMER & SIMEONE 1970; EMDEN 1973; GILBERT 1975; AHMAD 1983; SCRIBER 1984). Borboletas têm contribuído extensivamente ao conhecimento sobre o fenômeno. Muitas observações têm sido feitas sobre o comportamento e especificidade de plantas hospedeiras para oviposição de borboletas de regiões temperadas (COURTNEY 1981, 1982a, b, 1984a, b; CHEW 1977, 1979, 1980, 1981; DETHIER 1959; EHRlich & EHRlich 1978; FEENY 1983; GOSSARD & JONES 1977; HANSON 1983; HOLDREN & EHRlich 1982; HOVANITZ & CHANG 1963, 1964; ILSE 1937; JAENICKE 1978; JONES 1977; JONES, HART et al. 1982; MACKAY & SINGER 1982; RAUSHER 1979, 1980, 1981, 1982; SCHOONHOVEN 1973;

SHAPIRO 1981; SINGER 1971, 1982, 1984; STAMP 1980; STANTON 1982; WIKLUND 1977, 1981; WILLIAMS et al. 1983). Mas desde que OWEN (1971) afirmou que "nenhuma análise detalhada foi feita do processo de oviposição em espécies tropicais", poucos trabalhos (SMILEY 1978; WILLIAMS & GILBERT 1981) sobre este processo foram desenvolvidos.

As estratégias conhecidas para os estágios imaturos de borboletas aposemáticas vão desde a utilização parcimoniosa da planta hospedeira, por algumas espécies que colocam os seus ovos isolados, até o "ataque em massa" feito por outras que os colocam em grande número. Nessa guerra, a planta é defendida parcialmente pela síntese de substâncias provenientes do metabolismo secundário. Estas substâncias atuam como inibidores alimentares contra os fitófagos não especializados. Muitos ecólogos aceitam que devido a isso, em curto prazo, as plantas tornar-se-iam mais aptas. Por outro lado, os fitófagos poderiam também beneficiar-se com a síntese de enzimas que detoxificariam ou tornariam toleráveis os metabólitos tóxicos provenientes das plantas. Avançariam um passo com o aproveitamento dessas substâncias tóxicas para se protegerem contra predadores. A síntese "de novo" de substâncias tóxicas pelos fitófagos, diferentes daquelas de suas plantas de alimento, representariam uma opção adicional que permitiria maior independência química com relação à planta hospedeira (BROWN & FRANCINI 1988a, b; BROWN et al. 1988).

1.7.Objetivos.

O objetivo geral deste trabalho foi o de estudar os aspectos biológicos básicos dos Acraeinae na transição subtropical no sul-sudeste do Brasil. Para atingir esse objetivo foram escolhidos alguns tópicos:

- a) comportamento de oviposição e relação com plantas hospedeiras;
 - b) estratégias utilizadas pelos adultos e pelos estágios imaturos, com alguns aspectos da dinâmica de suas populações;
 - c) química dos compostos de proteção;
 - d) estudos taxonômicos que permitam um bom grau de certeza na identificação das espécies da região.
-

FIGURA 1

Distribuição geográfica de Acraeinae, segundo JORDAN & ELTRINGHAM (1916) e POTTS (1943, 1944).

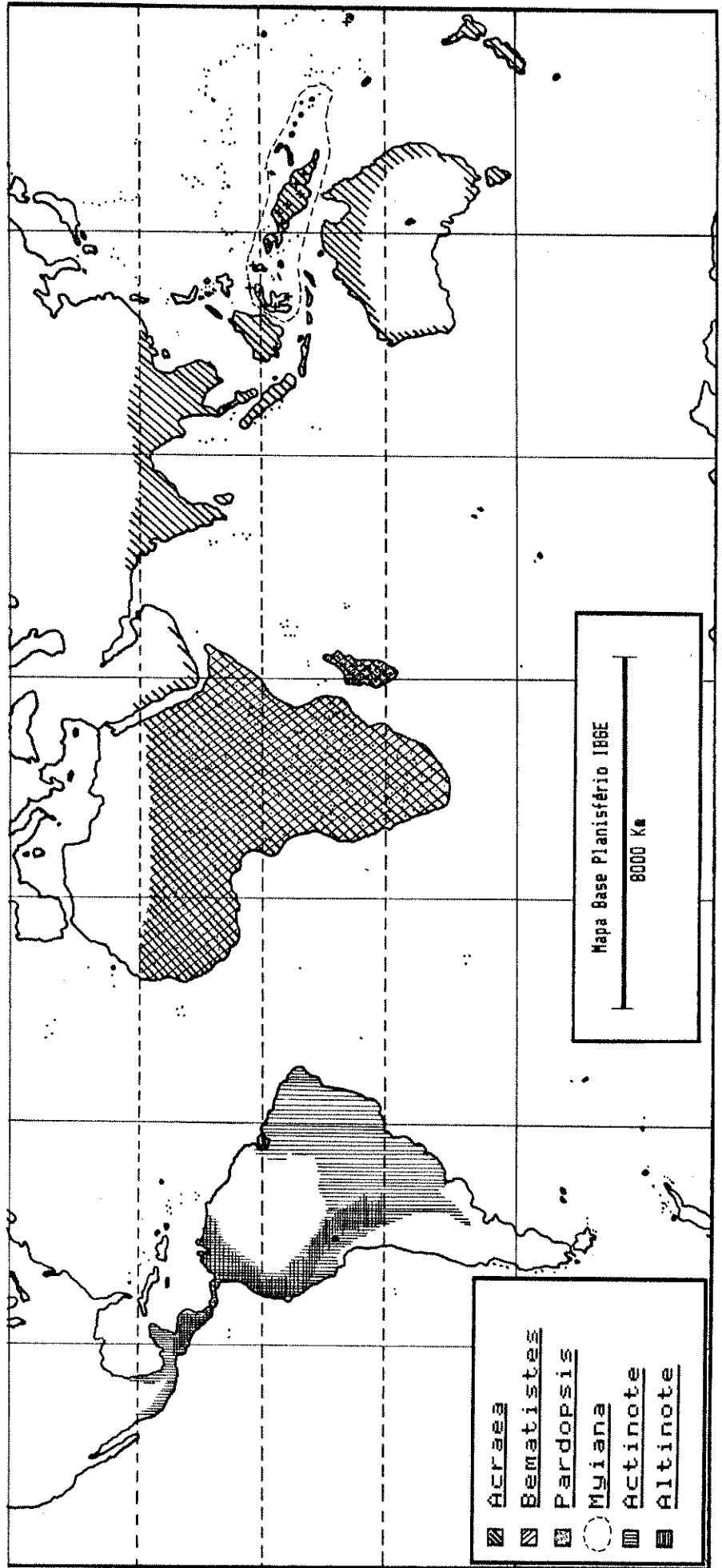


FIGURA 2

- A) Postura em placas com grande número de ovos (Actinote carycina) em Eupatorium gaudichaudianum.
- B) Larvas gregárias de Actinote carycina (terceiro estágio) sobre Eupatorium gaudichaudianum.
- C) Adultos de Actinote (A. carycina, A. pyrrha e A. melanisans) em flores de Eupatorium laevigatum.
- D) Detalhe do tampão de uma fêmea de Actinote já fecundada.

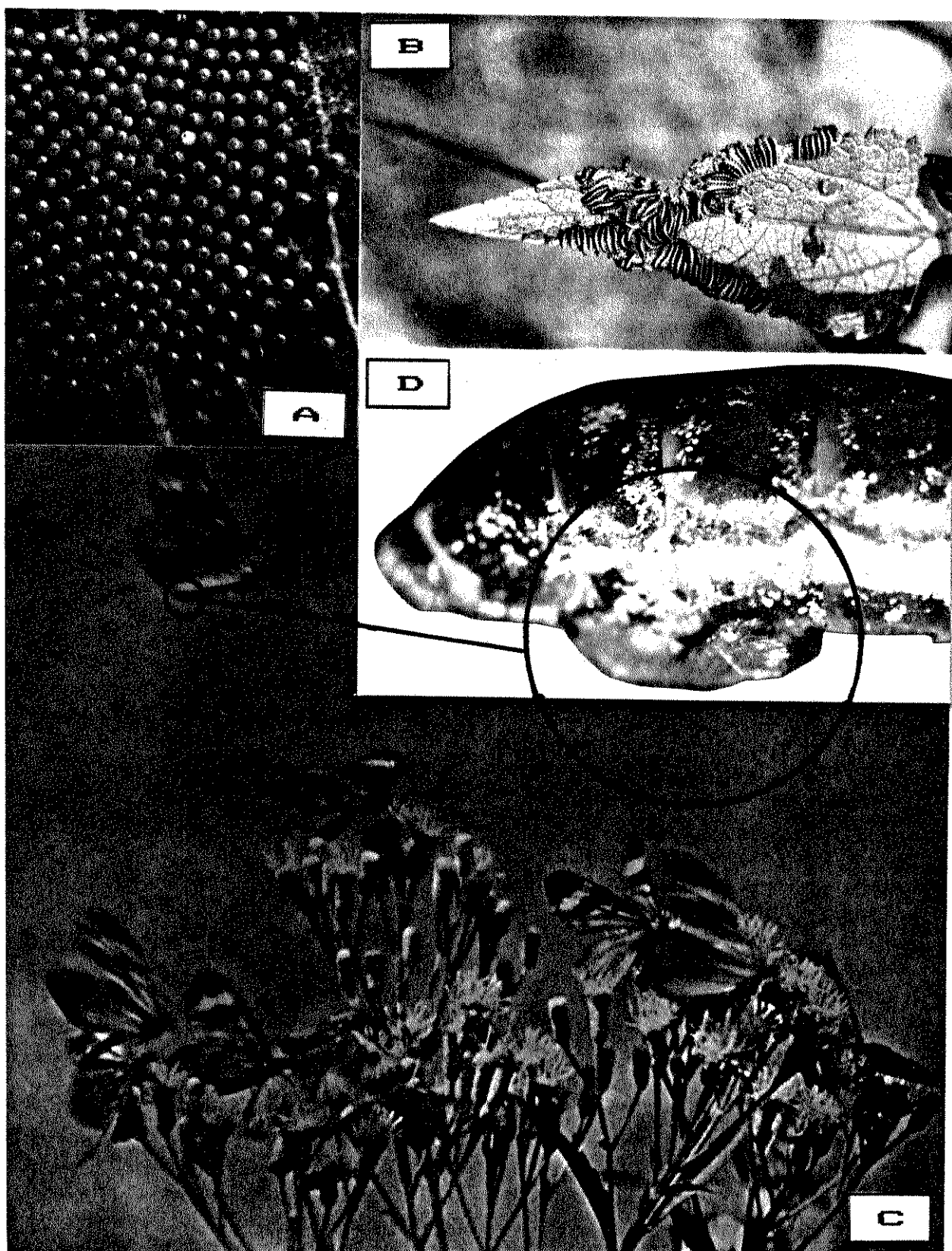
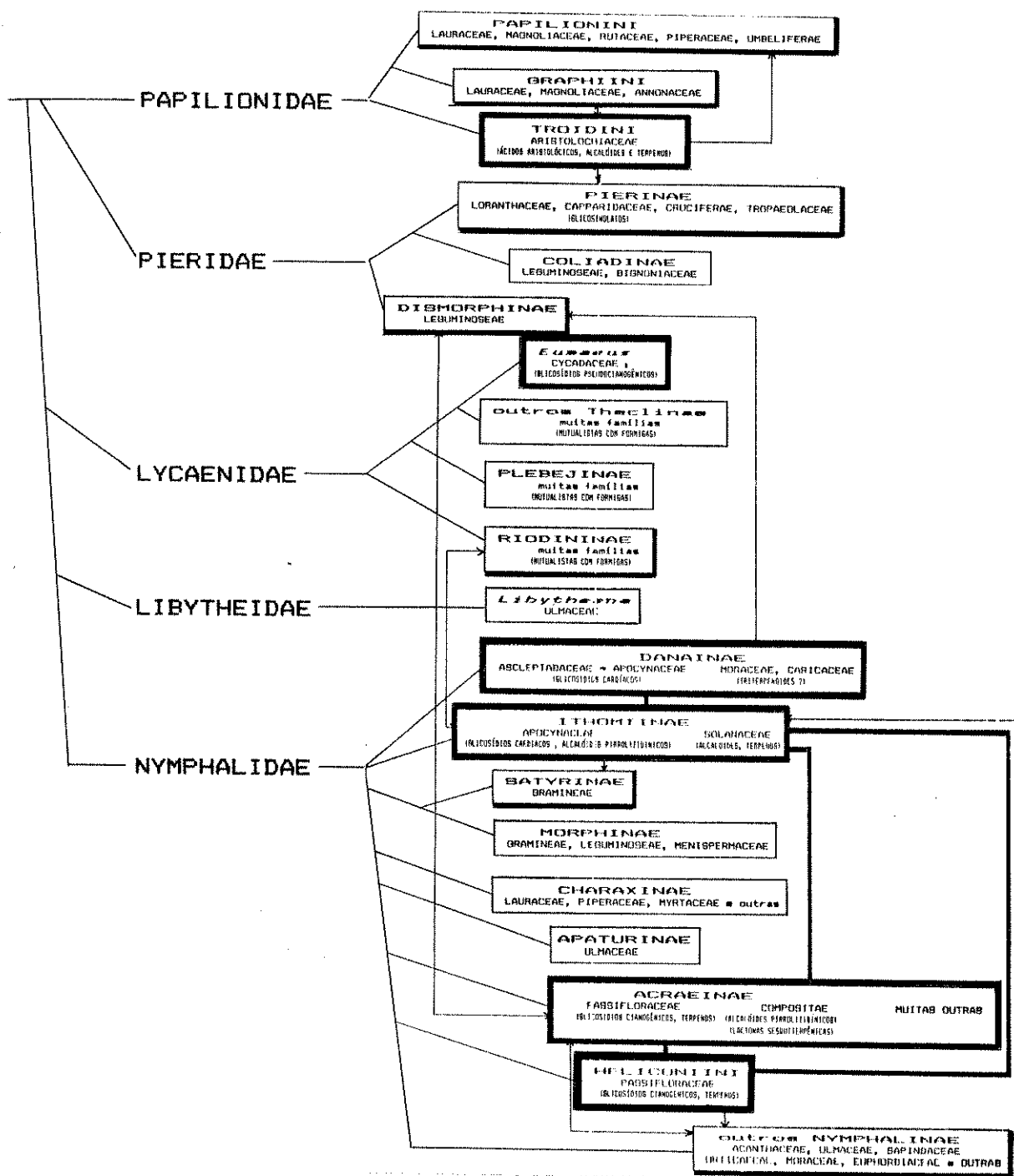


FIGURA 3

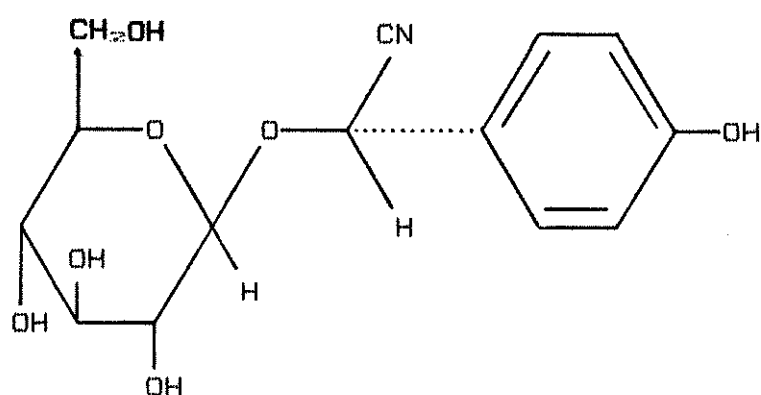
Grupos de borboletas Neotropicais: filogenia, plantas hospedeiras de larvas, anéis miméticos e principais substâncias secundárias importantes na proteção química. Adaptado de BROWN et al. (no prelo), com dados de SCOTT (1985) e ACKERY (1988).



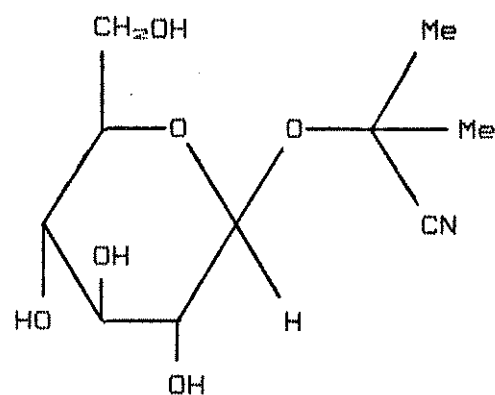
- ☐ Grupos que têm espécies facilmente comidas por predadores.
- ☒ Grupos que servem de modelos impalatáveis e que contêm substâncias químicas de proteção.
- ☐ Grupos que têm espécies que imitam modelos impalatáveis.
- Relações de mimetismo Batesiano.
- Relações de mimetismo Mülleriano.

FIGURA 4

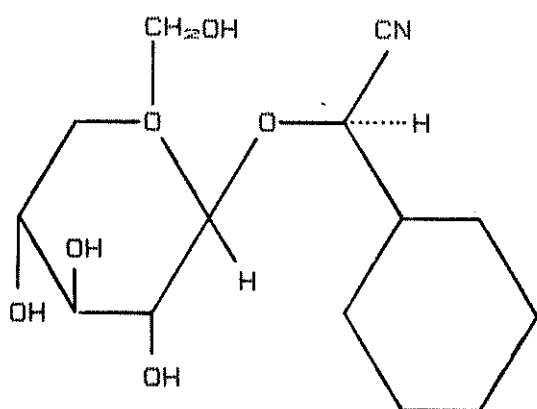
Estrutura de alguns glicosídeos cianogênicos, segundo SEIGLER (1977) e CONN (1979).



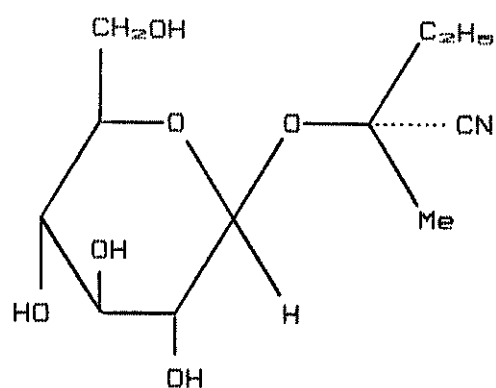
(S) - DHURRINA



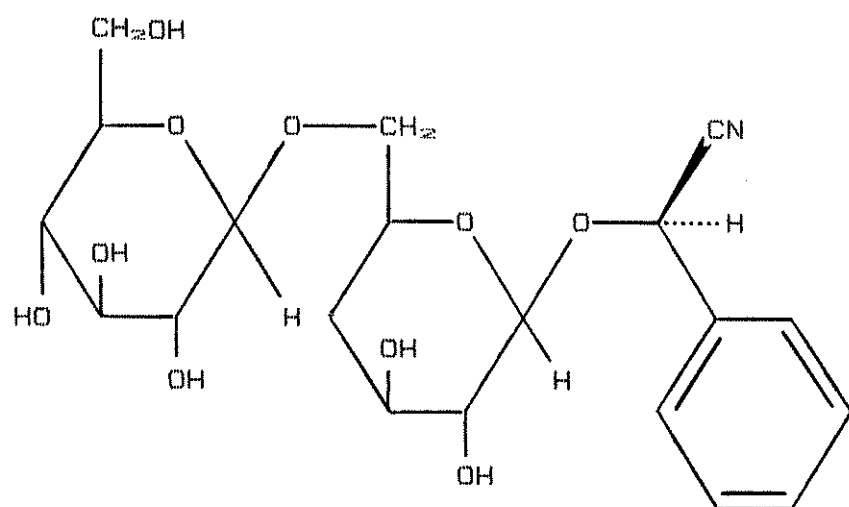
LINAMARINA



(R) - PRUNASINA



(R) - LOTOAUSTRALINA



(R) - AMIGDALINA

FIGURA 5

Etapas genéricas do processo de cianogênese em animais, segundo DAVIS & NAHRSTEDT (1985).

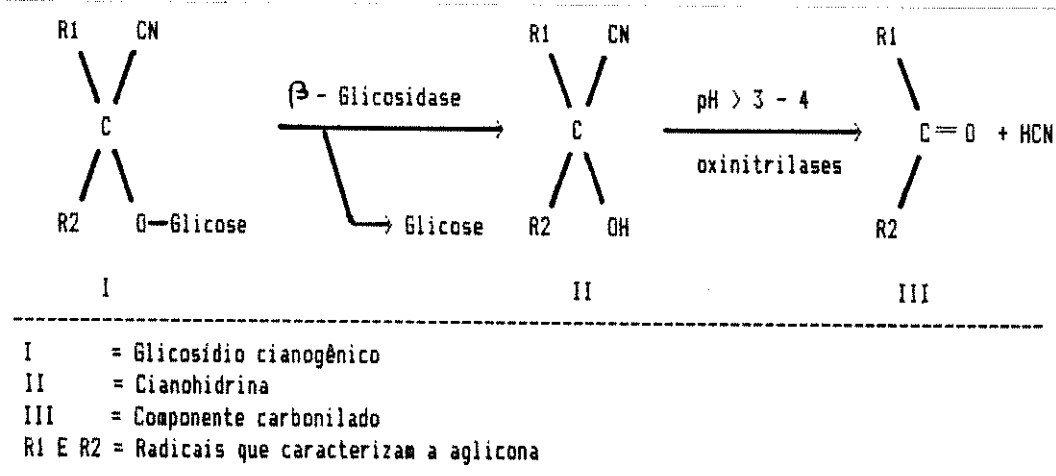


FIGURA 6

Caminho biossintético de um glicosídeo cianogênico, segundo SEIGLER (1977).

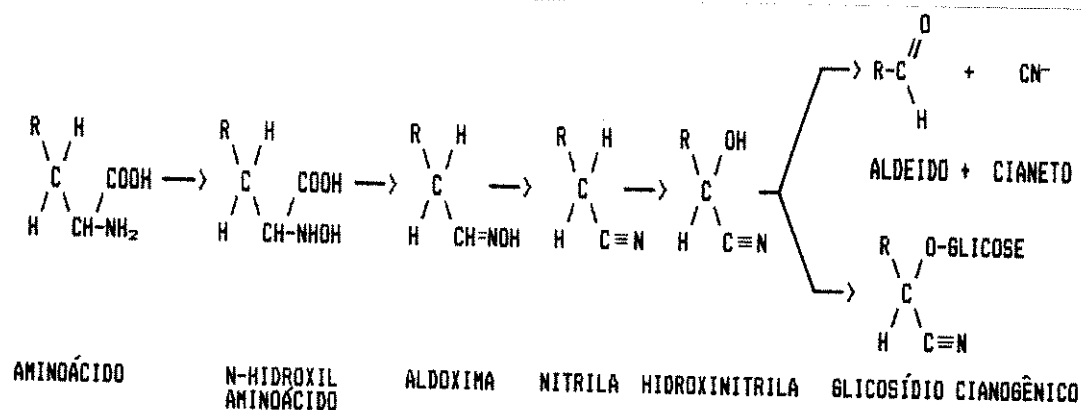
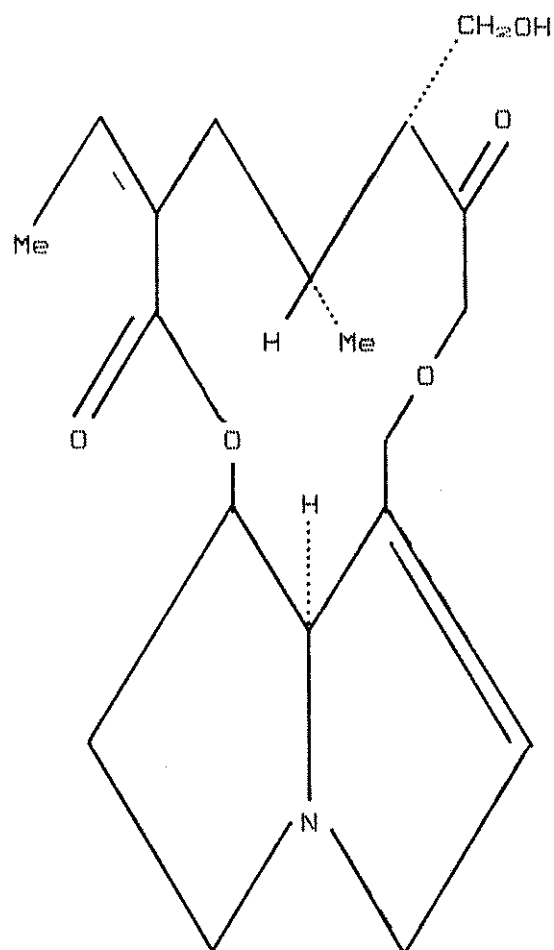
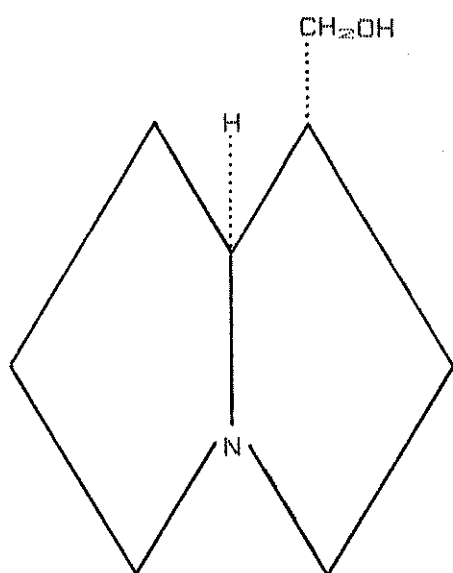


FIGURA 7

Estrutura de alguns alcalóides desidropirrolizidínicos presentes em plantas da família Asteraceae, segundo ROBINS (1982).



SENECIONINA



TRAQUELANTAMIDINA

2. MATERIAL E MÉTODOS.

2.1. Material.

Foram estudadas as espécies de Actinote que ocorrem no sul (SC-PR) e sudeste (SP-RJ-MG-ES) do Brasil, seus parasitas e predadores, plantas de alimento larval e de adultos e seus mímicos Batesianos e Müllerianos.

2.2. Métodos.

2.2.1. A região estudada.

Foram feitas observações entre os paralelos 19° e 27° S e meridianos 40° e 53° W (Tabela 1 e Figura 8). Mais de 80% das observações se concentraram no sudeste do Estado de São Paulo (Figura 9). O acompanhamento de populações de adultos e relações com plantas de alimento foi feito na Baixada Santista, no litoral de São Paulo (Figura 10). A região (Figura 11) consiste basicamente de áreas de planalto entre 200-2000 m de altitude e áreas de planícies costeiras entre 0-200 m de altitude (IBGE 1983). Áreas acima de 2000 m são poucas, e a altura máxima de 2980 m, no Pico da Bandeira na Serra do Caparaó, ES. A região pode ser dividida em 3 unidades geomorfológicas básicas (BIGARELLA 1965 ; AB'SABER 1955, 1965; AZEVEDO 1968): a) uma planície costeira com sedimentos do Quaternário de origem marinha, devidos às ingressões ocorridas nos últimos dez mil anos; b) um trecho do Planalto Atlântico, formado por serras cristalinas do Pré-Cambriano (Serra do Mar, Serra da Mantiqueira, Serra do Espinhaço, Serra do Caparaó, entre outras); c) um trecho do Planalto Meridional ou Planalto Arenito-Basáltico, com terrenos sedimentares recobertos em parte por lavas vulcânicas do Paleozóico e do Mesozóico. Nesta área inclui-se também uma depressão periférica que ocupa boa parte do Estado de São Paulo.

Fatores estáticos como a posição geográfica da Região Sudeste, aliada à proximidade do Oceano Atlântico, e fatores

dinâmicos como os sistemas de circulação atmosférica (invasão do anti-ciclone polar, correntes quentes de N e NW e correntes perturbadas de E) fazem com que a Região Sudeste seja uma região de transição entre os climas quentes das latitudes baixas e os climas temperados das latitudes médias (NIMER 1972). Os diagramas climáticos de dois locais (Figura 12) e os mapas com as isoietas (Figura 13) e isotermas regionais (Figura 14) mostram as variações do clima nas áreas amostradas.

As amostragens foram feitas tanto em regiões com vegetação natural, principalmente florestas, como em formações natural ou artificialmente perturbadas. Nos pontos mais alterados aparece uma vegetação ruderal, com espécies de alta resistência e adaptabilidade às novas condições impostas pelo homem (JOLY 1970). Muitas das espécies que constituem este tipo de vegetação são invasoras de outras regiões biogeográficas (LEITÃO-FILHO et al. 1972). As matas de galeria, nas margens dos rios, oferecem condições mais úmidas que favorecem muitas espécies de borboletas que de outro modo não suportariam o clima regional. Incluem-se nesta categoria os brejos de água doce, com espécies de plantas importantes para os Actinote.

A ocupação humana da região pelos primeiros colonizadores portugueses data do início do século XVI e desde então se foi ampliando num ritmo acelerado. A presença de portos marítimos movimentados em toda a costa sudeste (Paranaguá, Santos, São Sebastião, Rio de Janeiro e Vitória), de grandes complexos industriais (Cubatão, Grande ABC, Paulínia em SP e Betim em MG, onde se concentram mais de 80% das indústrias brasileiras), de grandes metrópoles (como São Paulo, Rio de Janeiro e Belo Horizonte), de uma rede significativa de rodovias e ferrovias e de uma boa área coberta por lagos artificiais formados para alimentar usinas hidrelétricas fizeram com que a vegetação original, e conseqüentemente a fauna, fossem ficando cada vez mais restritas à

pequenas áreas de preservação que hoje correm ainda mais o risco da interferência humana.

Segundo BROWN & MIELKE (1968), a fauna de borboletas do sudeste do Brasil pode ser dividida em 3 zonas principais: a) a zona da Serra do Mar; b) a zona do Cerrado; c) uma zona de mistura entre as duas primeiras.

2.2.2. Análises químicas.

A detecção química de HCN foi feita pelo método do indicador de picrato de sódio (JONES et al. 1962; DOWDESWELL 1971). No preparo desse indicador, folhas de papel de filtro são imersas em solução de carbonato de sódio a 10% e após secagem, imersas em solução saturada de ácido pícrico (2,4,6-trinitrofenol) (FEIGL & ANGER 1972, 1973). Se guardado em recipientes herméticos, o papel de picrato de sódio pode ser usado num espaço de 3 meses ou mais. As soluções usadas para fazer o indicador, são bastante estáveis quando guardadas separadamente em frascos escuros e fechados. A confirmação do teste é feita pingando-se uma gota de ácido acético diluído sobre o papel indicador já virado pela presença do HCN, onde a cor de tijolo formada não irá desaparecer (teste de BLAS [1955]). Isso foi feito para verificar se a viragem do indicador não estaria sendo devida à presença de outros gases redutores que não o HCN. Usei também para confirmação o indicador de benzidina-acetato de cobre, um teste mais específico, que se apresentou com igual sensibilidade (FEIGL & ANGER 1972, 1973).

O complexo colorido formado pela reação do indicador de picrato de sódio (em papel ou solução) vai do amarelo-limão, passando pelo canário e alaranjado, chegando até o vermelho-vinho, dependendo da quantidade de HCN. O reagente poderá ser utilizado para uma avaliação semi-quantitativa, se for feita uma escala colorida com padrões de KCN de concentração conhecida (a resposta do reagente está na faixa até 500 µg de HCN, ajustando-se as

quantidades a serem liberadas, ou seja, a quantidade de reagente ou a área de papel indicador devem ser proporcionais à massa da amostra analisada). O complexo colorido é estável por aproximadamente 24 horas.

Métodos mais refinados (BLAEDEL et al. 1971; HORWITZ 1965, LAMBERT 1975) não foram utilizados por não serem praticáveis em condições de campo, em razão de exigirem equipamentos e reagentes não disponíveis. No campo, a detecção qualitativa do HCN era feita esmagando-se a amostra com pinça, colocando-a dentro de um frasco de 20 ml com rolha de borracha, onde o papel indicador era preso. Como a reação se processa na superfície da celulose do papel indicador, quantidades muito pequenas de HCN podem ser detectadas, principalmente se o tamanho da tira é reduzido. Trabalhando-se com papéis de igual área provenientes do mesmo lote, e usando-se padrões, pode-se ter uma boa estimativa visual da quantidade de HCN liberada.

Para a detecção semi-quantitativa do HCN liberado em laboratório (Figura 15), o material (ovo, larva, pupas e adultos) era pesado em balança analítica (sensibilidade até 0,1 mg) e transferido para um frasco de 20 ml (tipo penicilina). Após acrescentar areia de sílica lavada (Figura 15A), o conjunto era colocado no fundo de um frasco de 250 ml, onde já havia uma quantidade conhecida do reagente de picrato de sódio (Figura 15B), e o material triturado. Esse frasco era tampado hermeticamente (Figura 15C) e permanecia assim por 12 horas, para que todo o HCN liberado pudesse combinar-se com o reagente. O conjunto era agitado cuidadosamente a cada 30 minutos para aumentar a difusão do HCN na superfície do indicador. Junto com cada lote de amostras eram feitos um branco e uma série de padrões com KCN, que servia para estimar visualmente a quantidade de HCN liberado.

Inicialmente foi feita uma cromatografia preparativa em coluna para isolar as frações glicosídicas, usando sílica-gel de

malha 100-200 em coluna de 20x100 mm, tendo como eluente clorofórmio:metanol (19:1). O material extraído em acetona para desativar as enzimas, foi filtrado, desidratado com acetato de etila em rotovapor (50° C a 25-30 mm Hg) e dissolvido em clorofórmio. Depois foi passado na coluna e, desprezados os 5 ml iniciais, foram coletadas 15 frações de 10 ml (acrescentando-se a cada 5 frações 20%, 50% e 100% (v:v) de metanol, respectivamente) e uma fração de 50 ml. As 16 frações foram cromatografadas em camada delgada em placa de sílica de 20x76 mm, usando como solvente clorofórmio:metanol (9:1). Após a corrida do solvente, o cromatograma seco foi revelado em câmara saturada com vapor de iodo, para detectar as frações orgânicas separadas.

Uma metodologia aperfeiçoada foi usada nas amostras seguintes. Para separação da fração glicosídica (Figura 16), a amostra viva era extraída durante 24 hs com cinco vezes o seu volume em acetona. Sempre que possível as amostras em extração foram guardadas em geladeira. Após filtração e remoção da acetona (rotovapor, 50° C a 25-30 mm Hg), seguiu-se um tratamento com metanol:água (3:1), para eliminação de gorduras, com clorofórmio:hexano (1:1), 3 vezes, e extração com clorofórmio. A fase de clorofórmio foi filtrada sobre sulfato de sódio anidro, e o solvente eliminado (rotovapor, 50° C a 25-30 mm Hg). Após a cristalização da amostra com acetato de etila (no caso de adultos) a mesma era solubilizada em acetona-d₆ nas condições padrão e podia ser diretamente determinada por seu espectro de ressonância magnética nuclear (RMN-¹H, com pico δ 1,64), (PECSOK & SHIELDS 1969; EWING 1972) no espectrômetro de ressonância magnética nuclear VARIAN T-60 do Instituto de Química da UNICAMP. O peracetato de algumas amostras foi obtido pelo tratamento das mesmas com anidrido acético em piridina.

O resíduo do filtrado inicial, do material extraído em acetona, foi seco e usado para preparar uma solução de

β -glicosidase ativa, que serviu para hidrolisar o glicosídeo cianogênico obtido. O material seco foi dialisado em contra-corrente em solução tampão de fosfato de pH 6,8 (banho de gelo e agitação constante por 1 h) e a enzima resultante guardada em geladeira para os testes.

2.2.3.Criação de larvas.

Os estágios imaturos de acreíneos coletados no campo eram transportados para o laboratório em sacos plásticos, juntamente com pedaços da planta hospedeira. Cada lote coletado (ovo, larva ou pupa) era separado e recebia um número de controle, precedido da letra F. Ovos eram fotografados para posterior contagem. Observações tais como espécie da planta hospedeira, microhabitat, local, data, localização dos indivíduos na planta, padrão de dano causado à planta, aspecto da oviposição, presença de predadores, entre outras, eram feitas no campo. Posteriormente, em laboratório, eram complementadas por observações sobre data da eclosão dos ovos, número e duração das mudas, comportamento alimentar, comportamento gregário e aceitação de plantas hospedeiras alternativas.

Nos primeiros lotes de criação (de F-1 a F-300) as larvas nos primeiros estádios eram mantidas em frascos de 250 ml (tipo maionese) com pedaços da planta hospedeira e forrados no fundo, inicialmente com papel higiênico e posteriormente com serragem fina para absorver o excesso de umidade e diminuir a mortalidade causada por fungos. Conforme iam ficando maiores, as larvas eram passadas para frascos de 500 ml (tipo palmito), com o fundo recoberto por serragem média (virutas de 1-10 mm). Os frascos eram fechados com filme de polietileno preso por elástico. Os frascos eram rotulados externamente com caneta para retroprojektor. A limpeza era feita diariamente sempre que possível. Após o lote F-300, passei a criar as larvas sem a colocação de qualquer material absorvente junto, só que restringindo a quantidade de

larvas por frasco e colocando como tampa, uma tela de nylon, que impedia a saída das larvas e fornecia condições menos úmidas. Cuidados maiores eram tomados com as larvas recém-eclodidas, que são facilmente mortas por extremos de umidade e por altas temperaturas. Os frascos eram mantidos em local com iluminação natural indireta durante o dia e, eventualmente, com iluminação artificial por um período durante a noite. Com a criação individual, ou com poucas larvas por frasco nos últimos estádios, consegui reduzir substancialmente a mortalidade.

Quando estavam prestes a empupar, as larvas eram separadas e geralmente empupavam ou na planta hospedeira, ou na própria superfície do frasco. Após 1 ou 2 dias, as pupas eram retiradas cuidadosamente destes frascos e colocadas em frascos individuais de 250 ml, forrados de papel higiênico, até a emergência do adulto. O papel era colocado de tal forma que, mesmo emergindo numa posição artificial, o adulto podia subir pela folha para secar as suas asas. Com esse método, a maior parte dos adultos sadios que foram criados não tiveram problemas em expandir suas asas.

De cada lote de imaturos coletados e criados, foi feita fixação de alguns indivíduos de cada estágio em fixador de KAHLE (PETERSON 1948).

Os adultos que iam emergindo eram deixados por um dia no frasco para secagem das asas e depois transferidos para envelopes triangulares, recebendo um número de código sequencial (p.ex F-234/33). Uma parte desse material foi destinada à análise química e outra parte aos estudos de morfologia, sendo acondicionada em envelopes retangulares de polietileno de 5x7 cm.

Esse método de criação permitiu que eu acompanhasse o ciclo de vida de 12 das 13 espécies de Actinote a que tive acesso.

2.2.4. Cruzamento e oviposição em laboratório.

Fêmeas fecundadas, em cópula, e ovipositando, foram transportadas para o laboratório e colocadas em frascos de 10 cm de diâmetro por 18 cm de altura ou em terrário de 30x30x40 cm, juntamente com a planta hospedeira conhecida ou suspeitada. O frasco ou o terrário eram vedados com plástico e expostos ao sol ou à lâmpada incandescente durante um período de 5 a 10 minutos. Com o estímulo térmico, as fêmeas de muitas espécies, em condições de ovipositar, ficavam perturbadas com o aumento da temperatura e umidade e logo iniciavam a oviposição. A duração do período de calor é crítica, e se for ultrapassado um limiar, o indivíduo morre. As fêmeas eram alimentadas em laboratório, com solução de mel de abelhas:água (1:1) ou com flores do próprio local de coleta.

Foram feitas algumas tentativas de cópula "na mão", tanto usando adultos recém-emergidos após serem alimentados, como usando adultos coletados no campo. Após o acoplamento, o casal era colocado cuidadosamente sobre algumas folhas da planta hospedeira e coberto com uma redoma de vidro até o final da cópula. Casais colocados no terrário, tanto isoladamente quanto em grupos, e submetidos ou não à luz, não copularam.

2.2.5. Determinação de cariótipo.

Foram retirados testículos e ovaríolos de pré-pupas, pupas e de adultos de todas as espécies disponíveis, para verificação de divisões celulares que possibilitassem a contagem do número cromossômico. Uma parte desse material foi fixada em etanol:ácido acético (3:1) para estudos posteriores e outra esmagada diretamente em orceína acética (LANGERON 1949; BEÇAK & PAULETE 1976). Testes em Actinote pellenea mostraram que a única fase que permite esse tipo de observação é o início da formação da pupa, quando aparecem os órgãos genitais. A pupa logo após a formação (de cor verde e exoesqueleto mole) tem o testículo

extraído por incisão no dorso (Figura 17A). Com o auxílio de pinças o testículo (cor de vinho) é separado da massa amarela (Figura 17B) e fixado. O método por esmagamento direto produziu os melhores resultados.

As lâminas preparadas pelo método de esmagamento eram observadas ao microscópio óptico com objetiva de imersão, e as melhores divisões fotografadas para posterior contagem de cromossomos.

2.2.6.Documentação fotográfica, desenhos e medições.

Todos os aspectos interessantes observados no laboratório ou no campo foram fotografados. Para documentação fotográfica foram usadas duas câmeras monoreflex de 35 mm em conjunto com objetivas macro de 55 mm/2,8 e uma grande angular de 24 mm/2,8. Algumas fotos foram feitas através de fole de extensão com objetiva 50 mm/3,5 para ampliador. Flash eletrônico só foi usado se o material fosse para posteriormente ser sacrificado.

Quando pertinente coloquei uma escala no plano de maior foco para controle durante o processo de ampliação. Os desenhos foram feitos em câmera clara, através de lupa estereoscópica ou microscópio binocular.

Para medição, foram utilizados um microscópio e uma lupa monocular em conjunto com ocular micrométrica de 10x calibrada para cada objetiva com a qual foi usada em conjunto.

2.2.7.Processamento dos dados.

Cada um dos locais onde foram feitas observações ou coletas recebeu um código de sete letras (JAPUI-SP, p.ex.), sendo as cinco primeiras um mnemônico do local e as duas últimas, a sigla do estado. Cada lote coletado em uma certa data e localidade recebeu um código numérico precedido da letra L. Isso facilitou a recuperação da informação computadorizada. Os dados foram armazenados em arquivos e analisados utilizando um

microcomputador com 64 Kb de memória RAM.

A análise estatística dos dados, foi feita por programas elaborados a partir de bibliografia de estatística (SNEDCOR & COCHRAN 1976; FISHER & YATES 1971; SOKAL & ROHLF 1969; BROWER & ZAR 1984).

Nas tabelas onde aparecem dados estatísticos são usados os seguintes símbolos: $\bar{x}$ = média aritmética; s = desvio padrão; QM = quadrado médio; n = número de indivíduos; P = nível de probabilidade; χ^2 = valor da distribuição qui-quadrado; F = valor da distribuição F; t = valor da distribuição t.

As estimativas de tamanho da população de A. pellenea no Morro do Japuí, São Vicente, SP, foram obtidas aplicando-se o método Lincoln-Petersen (SOUTHWOOD 1978; GALL 1985).

2.2.8. Acompanhamento de populações no campo.

A maior parte das populações de adultos de algumas espécies, e em alguns locais, foram amostradas com rede entomológica. Como necessitava de dados mais completos sobre a biologia de cada espécie e devido a dificuldade de identificação, optei por uma amostragem sem reposição.

A técnica de captura-marcação-liberação-recaptura (CMLR) foi usada preliminarmente durante 1984/1985 em algumas populações de Actinote pellenea e A. carycina. Escrevi um número que era colocado na face ventral da asa posterior usando uma caneta de ponta porosa com tinta não hidrossolúvel (OWEN 1971; SOUTHWOOD 1978; BROWN et al. 1981). Entretanto houve dificuldade de se ler os números na maioria dos exemplares recapturados, devido à condição oleosa da maioria dos Actinote. Em 1987, passei a usar um código de manchas (Figura 18), o processo 1-2-4-7 (BRUSSARD 1971; SOUTHWOOD 1978), fazendo as marcas com tinta automotiva de cor branca (laca de nitrocelulose) colocada em frasco de esmalte de unhas. Essa tinta seca rapidamente, permite uma boa legibilidade, não sai com o tempo (recapturei exemplares após 15

dias de marcação) e permite que o manuseio do indivíduo marcado seja menor, depois que se adquire uma certa prática.

As borboletas coletadas, eram identificadas quanto à espécie, sexo, forma (fenótipo) e idade e examinada a presença de marcas e, se não capturadas anteriormente, marcadas e liberadas no mesmo local.

Um índice de idade dos indivíduos foi obtido tomando por base o grau de desgaste das escamas existentes nas asas e no corpo (EHRlich & GILBERT 1973; VASCONCELLOS-NETO 1980; BROWN et al. 1981; PINHEIRO 1987). No campo estabeleci 5 categorias de idade: R=muito novo; N=novo; I=intermediário; V=velho e O=muito velho. Para a análise dos dados estas categorias foram reduzidas a apenas três: N=novo (incluindo R e N do campo); I=intermediário e O=velho (incluindo V e O do campo).

Na comparação de faunas de Actinote de diferentes locais usei o Índice de Similaridade de Morisita e o Índice de Diversidade de Simpson segundo SOUTHWOOD (1978) e BROWER & ZAR (1984).

Usei um binóculo 8x30 para observar o comportamento de adultos e procurar imaturos em trepadeiras localizadas a mais de 2 m de altura.

Plantas hospedeiras foram marcadas com etiquetas de cartão colorido (vermelho ou amarelo), numeradas e parafinadas, que mais tarde foram substituídas por uma tira de fita de silicone branca (tipo veda-rosca), numerada com caneta para retroprojektor.

Algumas áreas onde foram feitos estudos de preferências em oviposição, eram amostradas pelo menos uma vez por semana. A densidade de plantas hospedeiras foi calculada usando-se quadrados de 100x100 m (KERSHAW 1964; BROWER & ZAR 1984), cobrindo toda a área de estudo.

A fenologia da floração das plantas hospedeiras foi determinada em cada visita aos locais de estudo. Considerei uma espécie florida quando vi pelo menos um indivíduo em floração.

2.9. Identificação do material.

As espécies de Actinote foram identificadas segundo a literatura taxonômica (JORDAN 1910, 1913a, b; ELTRINGHAM & JORDAN 1913; JORDAN & ELTRINGHAM 1916; OBERTHÜR 1917; ALMEIDA 1922a, b, 1925, 1935a, b, c, 1943, 1951, 1958; PENZ 1983; MIELKE & CASAGRANDE 1986) e por comparação com o material identificado (inclusive holótipos de algumas espécies) e depositado no Museu de Zoologia da Universidade Federal do Paraná, Curitiba, (MZ-UFPR) no Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZ-USP) e na coleção K. S. Brown, Campinas. Das 18 espécies de Actinote existentes no sudeste do Brasil, uma delas ainda não está descrita e tem material depositado no MZ-UFPR (FRANCINI & PENZ, em preparação).

A identificação de exemplares do sexo masculino no campo foi feita pelo exame da genitália externa dos machos com a utilização de lupa manual de 7X, fazendo-se uma ligeira pressão no abdômen. As escamas das asas, que servem para identificar ambos os sexos de algumas espécies, podem ser retiradas facilmente pressionando um pedaço de fita adesiva transparente no local adequado e colocando os pedaços em placas de acetato para posterior exame microscópico. Esse método, quando bem executado, é rápido e não danifica a borboleta que pode ser liberada rapidamente. Isso possibilitará fazer trabalhos de MCLR mesmo com as fêmeas das espécies "difíceis" de separar no campo.

As moscas taquinídeas, cujas larvas são parasitas das de Actinote foram identificadas pelo Prof. Dr. J. H. Guimarães (MZ-USP).

As plantas hospedeiras de larvas e as plantas fornecedoras de néctar para os adultos foram identificadas pelo Prof. Dr. H. F. Leitão Filho do Instituto de Biologia da UNICAMP, por consulta de bibliografia (LÖFGREN 1897; BARROSO 1947, 1950, 1959; ANGELY 1970; BARROSO et al. 1978, 1984, 1986) e por comparação com o material do herbário do Instituto de Biologia da UNICAMP (HUEC).

FIGURA 8

Região geográfica coberta pelo estudo e áreas (em preto) onde foram feitas observações sobre Actinote.

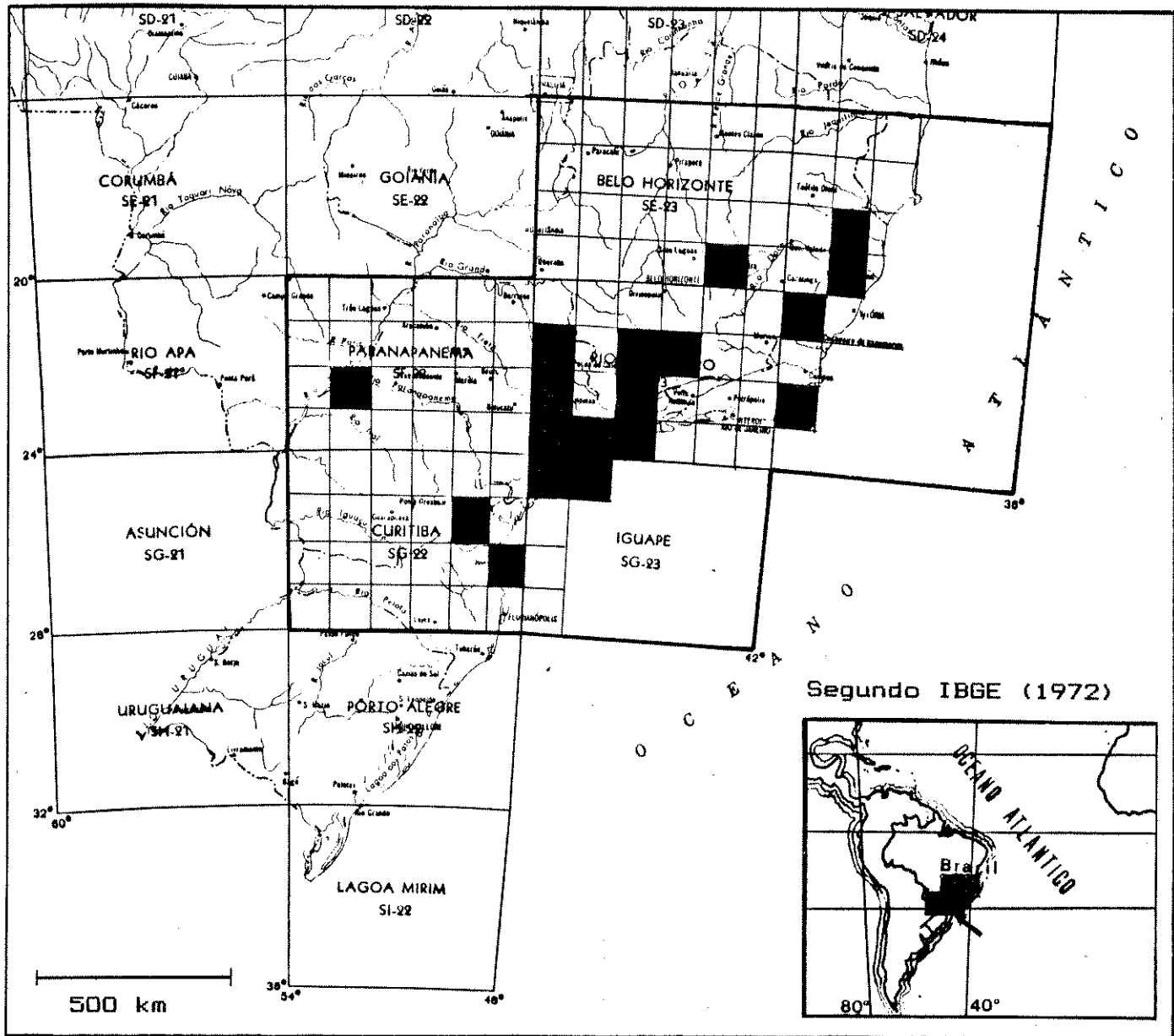


FIGURA 10

Áreas (em preto) onde foram feitos estudos de acompanhamento de populações de adultos, larvas e plantas de alimento.

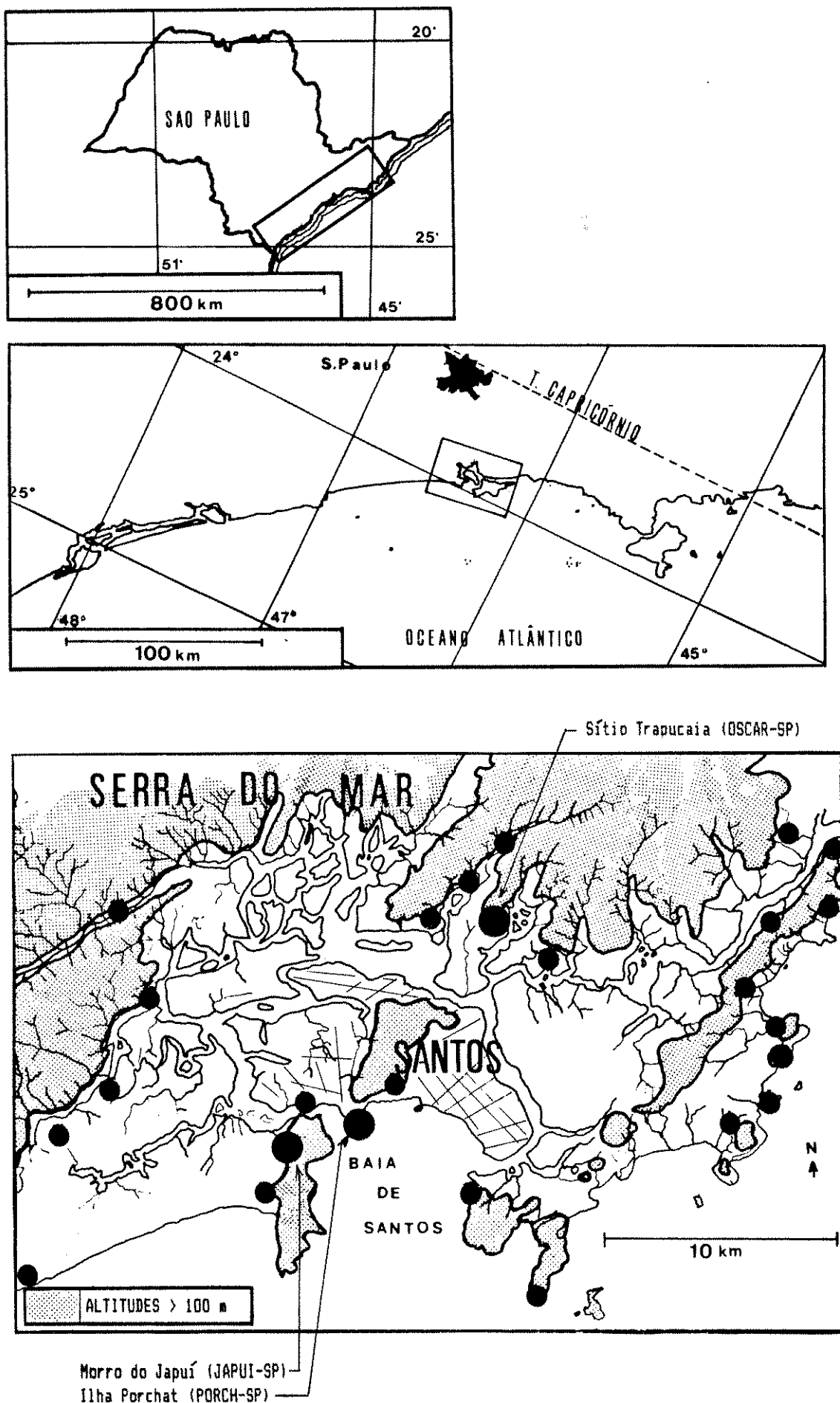
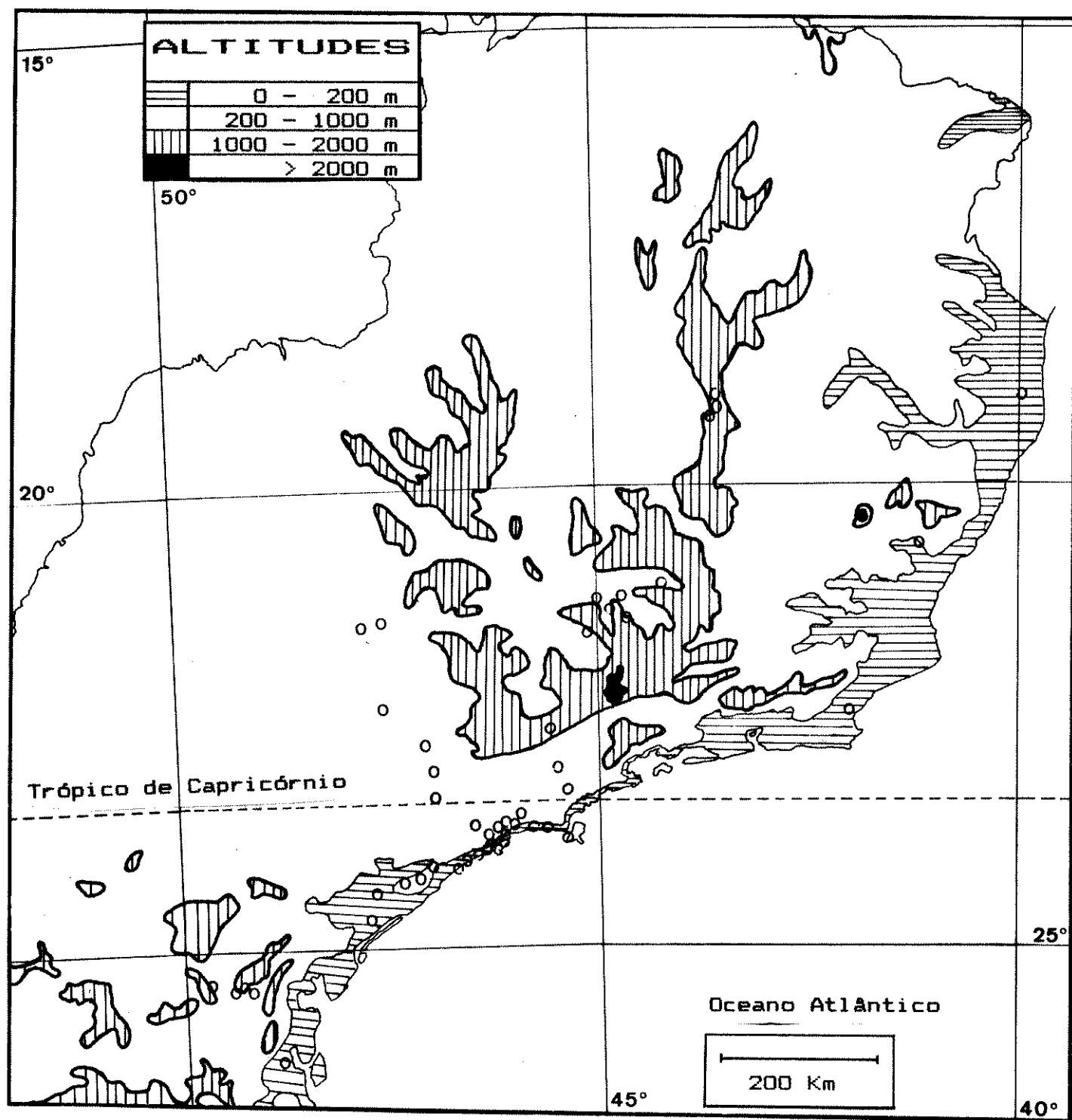


FIGURA 11
Relêvo do sul-sudeste do Brasil, segundo IBGE (1983).



Locais de coleta - o

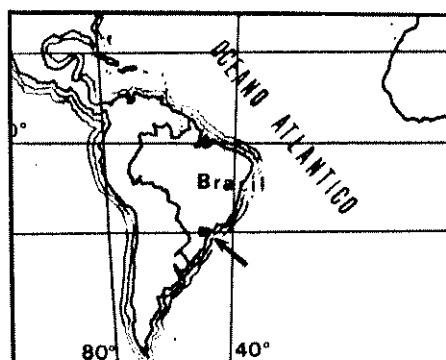
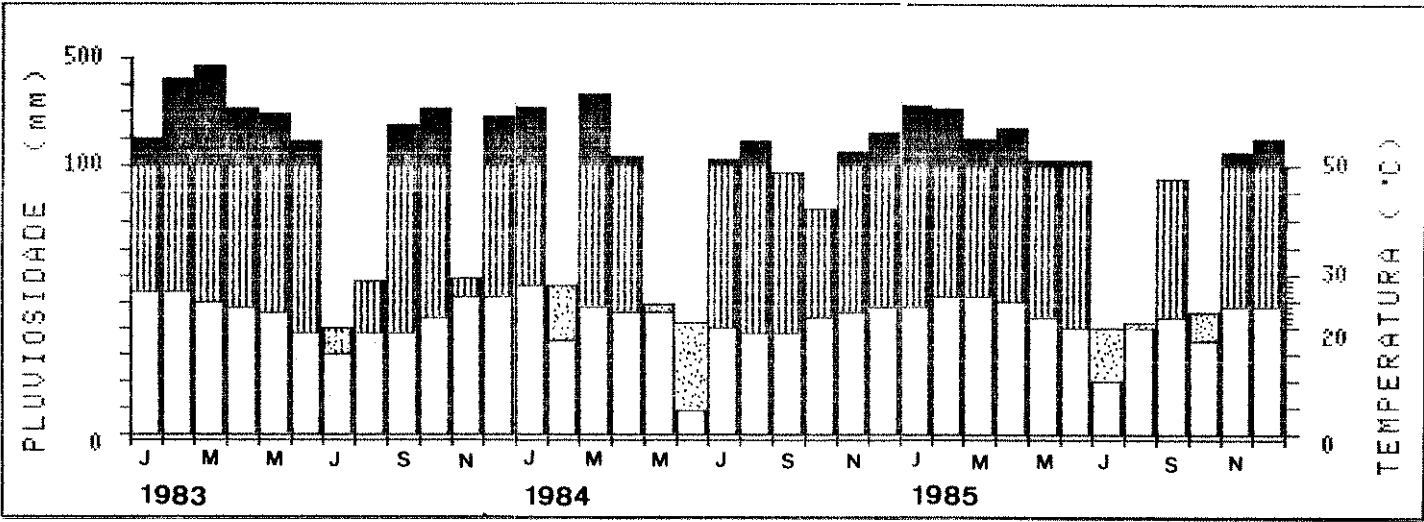


FIGURA 12

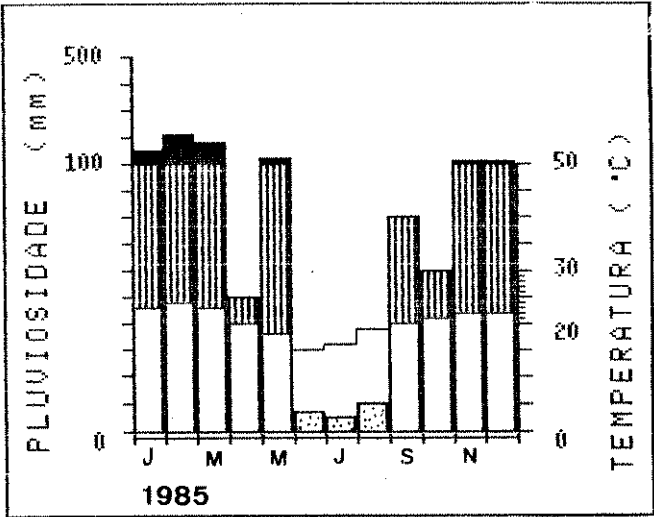
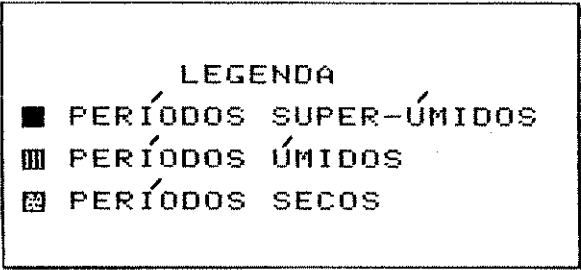
Diagramas climáticos segundo WALTER & LIETH (1960).

A-Vicente de Carvalho, Guarujá, SP (BASE AEREA DE SANTOS 1983, 1984, 1985)

B-Serra do Japi, Jundiaí, SP (TRIGO 1987).



A



B

FIGURA 13

Isoietas anuais (mm) da Região Sudeste do Brasil.
NIMER (1972).

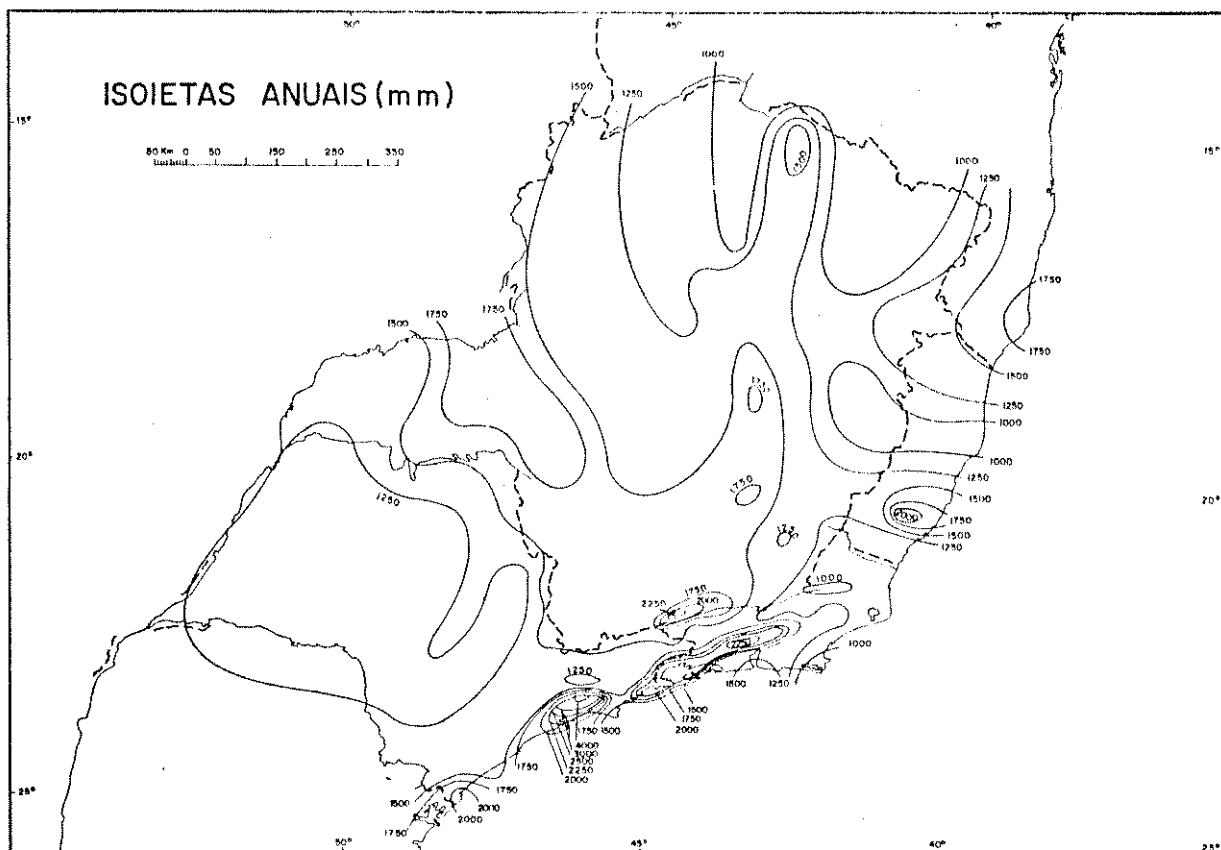


FIGURA 14

Isotermas das médias anuais (°C) da Região Sudeste do Brasil.
Nimer (1972).

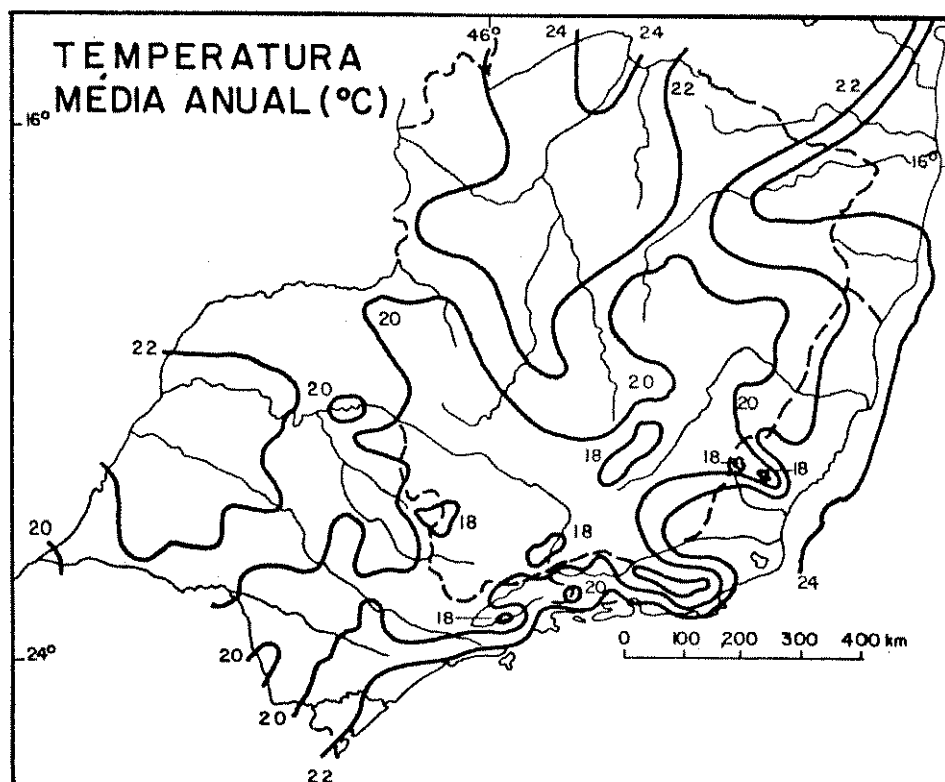
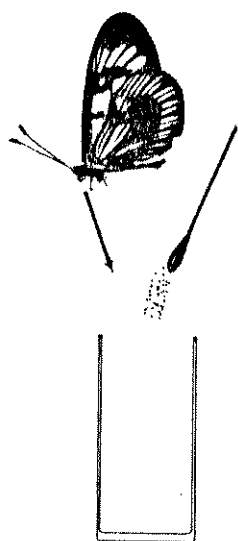
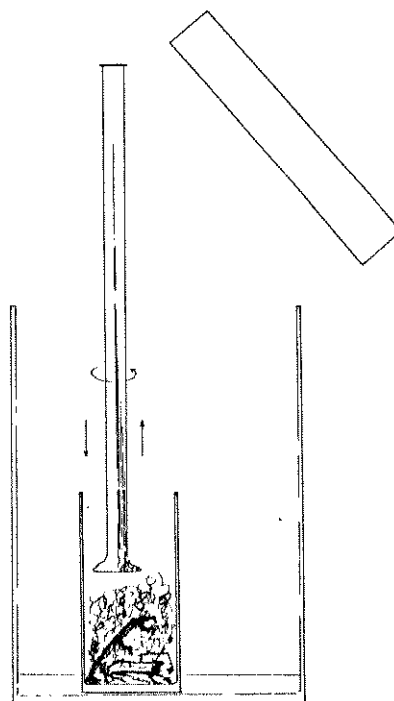


FIGURA 15

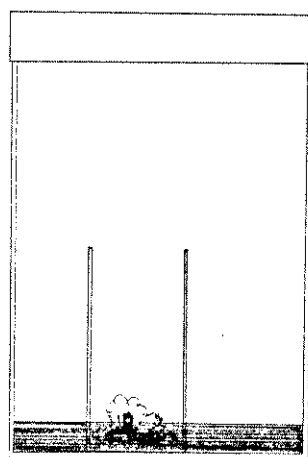
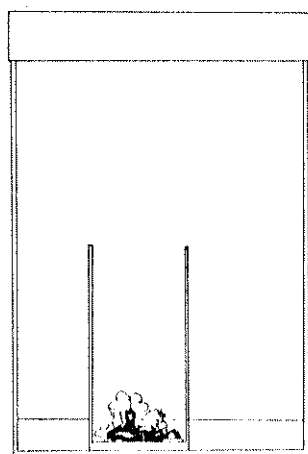
Esquema da determinação semi-quantitativa de HCN usando o reagente de picrato de sódio.



A



B



C

FIGURA 16

Fluxograma das etapas para extração da fração glicosídica em amostras de *Actinote*.

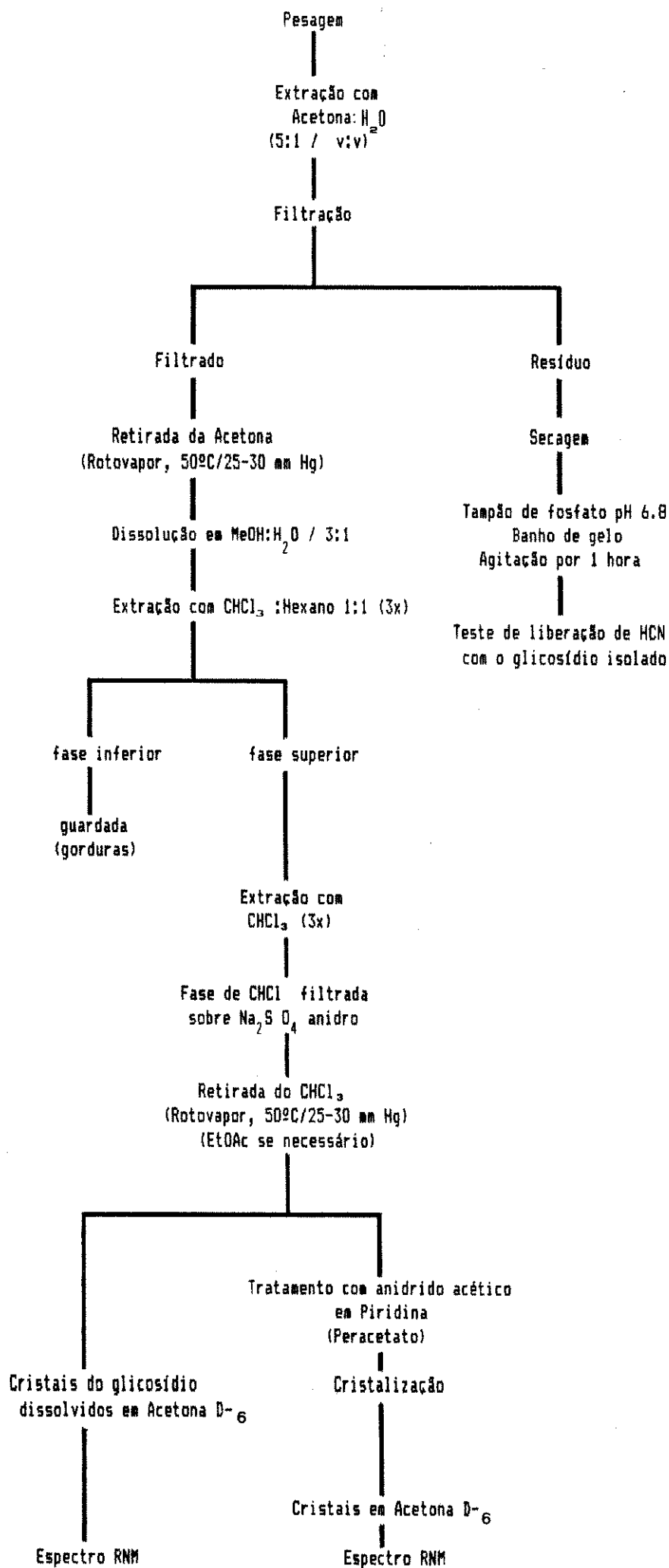
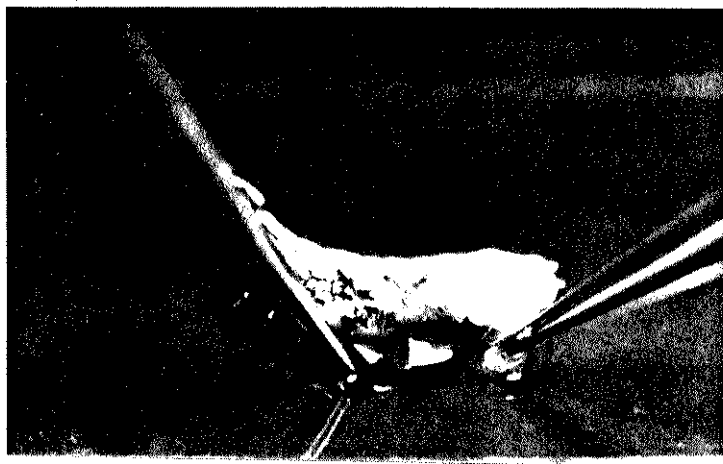
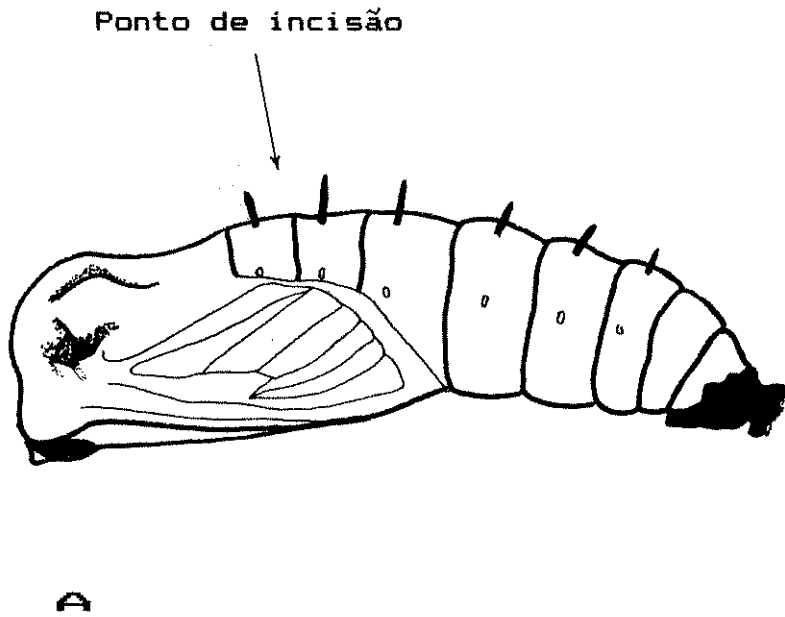


FIGURA 17

Ponto de incisão (A) e extração de testículo (B) em pupa macho de Actinote.



B

FIGURA 18

Código de numeração de borboletas, segundo BRUSSARD (1971).
Borboleta em vista ventral.

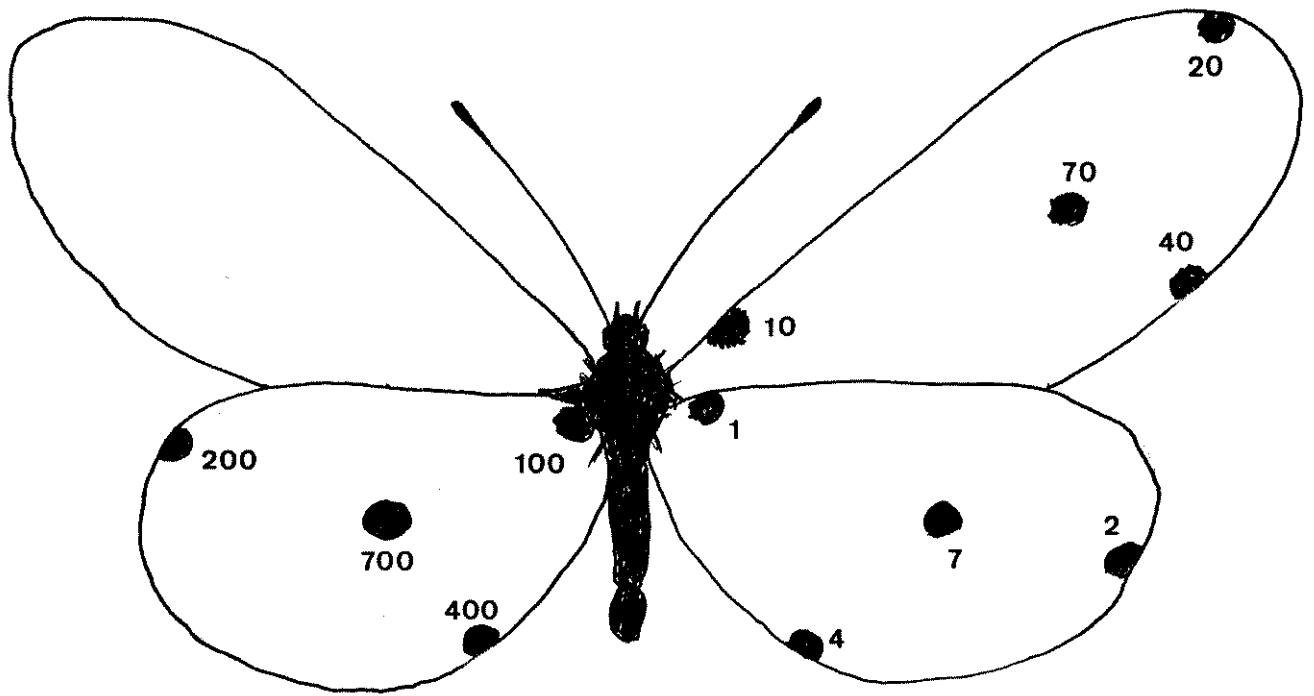


TABELA 1

Locais de coleta e observação de Acraeinae no sul-sudeste do Brasil, entre 1968-1988.

CÓDIGO	LONGITUDE	LATITUDE	ALTITUDE	LOCAL	MUNICÍPIO	VEGETAÇÃO	NÚMERO DE VISITAS	TOTAL DE HORAS	MESES DE VISITA AO LOCAL
	W	S	(m)						JFMAMJJASOND
ADITU-SP	46 29 23	57	10-20	Adutora do ITU (SABESP)	S.Vicente	FPD	1	2,0	---+-----
ANTAS-SP	46 35 24	5	10-200	Poco das Antas, Serra de Mongagua	Mongagua	FPSOG	37	109,5	-----++
BIFPG-SP	46 30 24	2	0-10	Bifurcação da rod. Pedro Taques-Cubatão	Praia Grande	D	1	0,5	---+-----
BIRIT-SP	46 1 23	35	800-900	Estrada para Mogi das Cruzes	Biritiba-Mirim	FSDT	2	2,3	---+-----
BMOJI-SP	46 3 23	44	100-200	Estrada Bertioiga-Mogi das Cruzes	Santos	FPSDE	1	2,0	-----++
BORAC-SP	45 52 23	39	900-950	Est. Biol. de Boracéia, Rio Claro	Salesópolis	FPSG	3	11,5	---+-----
BSJOA-RJ	42 0 22	35	5-20	Restinga de Barra de São João	Casimiro de Abreu	FPSRD	1	10,0	-----++
BSPRO-SP	45 50 23	45	0-10	Restinga da Praia de Boracéia	Santos	FRSDU	3	16,0	---+-----
BSPIN-SP	46 2 23	49	0-100	Praia de Indaia	Santos	FRSDU	2	4,0	---+-----
BSPSL-SP	45 59 23	48	0-100	Praia de São Lourenço	Santos	FRSDU	7	22,0	---+-----
BTUBA-SP	45 54 23	40	800-900	Estação Biol. Boracéia, Rio Guratuba	Salesópolis	FPSGD	3	18,0	---+-----
CAITA-SP	46 46 24	10	20-020	Aeródromo de Itanhaém	Itanhaém	FRPSD	2	1,5	---+-----
CARRA-MG	44 38 21	30	1100-1200	Arredores de Carrancas, Rio Carmo	Carrancas	CSFGTD	1	7,0	---+-----
CASGR-SP	45 58 23	37	850-900	Arredores de Casa Grande (SABESP)	Salesópolis	FSD	1	0,5	---+-----
CASTE-ES	41 40 20	36	110-160	Arredores de Castelo	Castelo	FSD	1	3,0	---+-----
CBCAR-SP	46 11 23	53	0-100	Distrito de Caruara, canal da Bertioiga	Santos	FPSGMR	1	5,0	---+-----
CDSIT-SP	46 9 23	48	0-200	Arredores da Vila de Itatinga (CODESP)	Santos	FPSGEMRT	2	20,0	---+-----
CHILD-SP	46 36 24	5	20-300	Cidade da criança, serra de Mongagua	Praia Grande	FPSEGD	21	66,0	---+-----
CHRSA-SP	46 33 23	47	600-750	Sítio no Jardim Represa	S. Bernardo do Campo	FSGTD	15	89,5	---+-----
CURIT-PR	49 11 25	27	800-900	Estrada para Paranaguá km 66	S. Jose dos Pinhais	FSD	1	2,0	---+-----
DIABO-SP	52 35 22	25	400-900	Morro do Diabo	Teodoro Sampaio	FPSE	1	5,0	---+-----
EAFRC-SP	47 35 22	17	600-700	Antiga ferrovia Ajapi-Ferraz	Ajapi e Ferraz	CTD	1	3,0	---+-----
EFBAG-SP	46 17 24	2	0-10	Praia do forte dos Andradas	Guarujá	U	2	2,0	---+-----
ENRIO-SP	46 29 24	2	0-10	Restinga no Jardim Samambaia	S.Vicente	RPSG	1	1,0	---+-----
FAZRE-SP	47 52 24	30	10-50	Fazenda em Registro	Registro	TD	1	3,0	---+-----
FAZSU-SP	46 45 24	8	10-50	Fazenda da Cia. Banana do Litoral	Itanhaém	TOMS	1	5,0	---+-----
GBCLA-SP	46 11 23	56	0-10	Rodovia Guarujá-Bertioiga Km	Guarujá	FSD	1	5,0	---+-----
GBDEV-SP	46 10 23	54	0-10	Rodovia Guarujá-Bertioiga Km	Guarujá	FSD	1	1,0	---+-----
GRUTA-SP	46 22 23	58	20-100	Morro do Jose Menino	Santos	DET	29	29,3	---+-----
GTUBA-SP	45 54 23	45	0-20	Praia do Guratuba	Santos	RSUD	4	15,0	---+-----
IBPSE-SP	45 25 23	52	0-50	Costão SE de Ilha Bela	Ilha Bela	KDFS	1	8,0	---+-----
IGUAP-SP	47 50 24	45	20-100	Arredores de Iguaçu	Iguaçu	FPSD	1	2,0	---+-----
ISACA-SP	46 9 23	54	0-100	Praia do Camburi	Guarujá	FPSEGD	3	9,3	---+-----
ISABR-SP	46 7 23	51	0-100	Praia Branca	Guarujá	FS EDT	4	7,5	---+-----
ISAGB-SP	46 11 23	57	0-30	Rodovia Guarujá-Bertioiga km	Guarujá	FSTD	8	22,0	---+-----
ISAGF-SP	46 11 23	55	0-10	Rodovia Guarujá-Bertioiga km	Guarujá	D	1	3,0	---+-----
ISAIP-SP	46 8 23	54	0-100	Praia do Iporanga	Guarujá	FPSEGD	6	11,0	---+-----
ISAGO-SP	46 19 23	59	0-50	Praia do Goes e da Pouca Farinha	Guarujá	FSEMDK	17	63,0	---+-----
ISAPQ-SP	46 10 23	57	0-50	Praia do Perequê	Guarujá	FSEMDK	3	3,0	---+-----
ISAPF-SP	46 11 23	57	0-50	Praia do Pernambuco	Guarujá	FSEMK	2	5,0	---+-----
ISARU-SP	46 7 23	51	0-50	Pta. da armação, N da Ilha de S. Amaro	Guarujá	FSEMTD	2	3,0	---+-----
ISAUU-SP	46 12 23	58	0-10	Rodovia Guarujá-Bertioiga Km	Guarujá	D	2	3,5	---+-----
ITAGU-SP	46 57 23	47	0-30	Praia de Itaguare	Santos	RPSDU	1	3,0	---+-----
ITARI-SP	47 10 24	19	50-200	Rio do Azeite	Itariri	FSGEDT	1	2,0	---+-----
ITGRE-SP	45 57 23	47	0-20	Rio Itaguare	Santos	RPSDU	1	2,0	---+-----
ITOCA-SP	46 40 24	8	10-50	Morro do melico, Balneário Itioca	Mongagua	FSRDE	10	30,5	---+-----
ITUMI-MG	44 53 21	18	1000-1200	Arredores de Itumirim	Itumirim	CFGD	1	1,0	---+-----
JAPUI-SP	46 24 23	59	0-150	Morro do Japuí e Praia do Itaquitanduva	S.Vicente	FPSED	77	125,4	---+-----
JCARE-RJ	44 0 22	55	0-5	Praia do Jacaré	Rio de Janeiro	U	1	1,0	---+-----
JOINV-SC	48 50 26	17	10-50	Planície de Joinville	Joinville	RSDT	1	2,0	---+-----
LANTO-SP	47 45 21	35	600-800	Fazenda do Instituto Florestal	Luiz Antônio	FSTD	4	10,0	---+-----
LANFJ-SP	47 45 21	35	600-800	Arredores de Luis Antônio	Luiz Antônio	FSTD	1	7,0	---+-----
LINHA-ES	40 0 19	10	10-30	Reserva da CVRD	Linhães	FPSGCD	2	22,0	---+-----
MANOB-SP	47 18 24	23	50-100	Sítio em Manoel da Nóbrega	Pedro de Toledo	FSD	1	1,0	---+-----
MCOSO-SP	46 55 23	37	700-900	Sítio Yamashita	Cotia	FSGT	5	1,0	---+-----
MIRIM-SP	46 30 24	2	5-10	Restinga de Vila Mirim	Praia Grande	UD	2	0,7	---+-----
MONJO-SP	47 5 22	54	600-700	Monjolinho	Campinas	FST	1	8,0	---+-----
MORES-SP	46 33 24	3	5-10	Restinga de Solemar	Praia Grande	RSD	8	11,1	---+-----
MORRO-SP	46 33 24	2	10-30	Morro em Solemar	Praia Grande	FSDT	5	8,8	---+-----
MPSGO-SP	47 3 24	15	10-200	Sítio de Banana	Peruibe	FSGTD	1	10,0	---+-----
MTUSP-SP	46 35 23	30	600-700	Mata da USP, Butantan	S. Paulo	FSD	1	10,0	---+-----
NATSE-SP	45 25 23	25	700-900	Sítio na represa da SABESP	Natividade da Serra	FPSTGED	1	10,0	---+-----
NENEC-PR	49 20 25	25	900-950	Arredores de Curitiba	Curitiba	D	1	0,5	---+-----

D=RUDERAL; E=ENCOSTA; F=FLORESTA; G=CILIAR; K=COSTÃO; M=MANGUE; P=PRIMÁRIA; R=RESTINGA; S=SECUNDÁRIA; T=CULTURAS; U=DUNAS.

TABELA 1 - continuação

CODIGO	LONGITUDE W	LATITUDE S	ALTITUDE (m)	LOCAL	MUNICÍPIO	VEGETAÇÃO	NÚMERO DE VISITAS	TOTAL DE HORAS	MESES DE VISITA AO LOCAL
OSCAR-SP	46 20 23 53		0-100	Sítio Trapucaia, Serra do Quilombo	Santos	FSMDTE	18	89,0	+++++++
PAULO-SP	46 23 23 58		10-50	Morro dos Barbosas, face N	S.Vicente	FSD	1	2,0	-----+
PARAN-SP	46 20 23 46		700-800	Estrada Ribeirão Pires-Paranapiacaba	Paranapiacaba	FSD	1	1,0	-----+
PAUBA-SP	45 40 23 45		0-50	Praia do Paúba	S.Sebastião	UD	1	2,0	-----+
PHIWE-SP	46 36 24 5		5-10	Estrada Praia Grande-Mongaguá	Mongaguá	D	4	2,0	-----+
PONTE-SP	46 25 23 59		0-10	Ponte nova, S.Vicente-Praia Grande	S.Vicente	D	1	1,0	-----+
PORCH-SP	46 22 23 58		0-50	Ilha Porchat	S.Vicente	DE	87	70,4	+++++++
PQECJ-SP	45 30 22 39		1600-1700	Campos de Jordão	Campos de Jordão	FPSD	1	1,0	-----+
PQGOV-SP	46 24 23 44		700-800	Parque do governador	Ribeirão Pires	FSDTE	5	6,0	-----+
PRACU-SP	47 54 24 43		100-200	Arredores de Pariquera-assú	Pariquera-assú	FPSTGD	1	5,0	-----+
PTOLE-SP	47 10 24 18		50-100	Arredores de Pedro de Toledo	Pedro de Toledo	FSTD	1	7,5	-----+
RADAR-SP	45 59 23 35		800-900	Radar meteorológico da FAPESP	Salesópolis	FSET	1	1,0	-----+
RBPAL-SP	46 19 23 39		800-900	São João das Palmeiras	Suzano	FSDT	18	59,0	+++++++
RBPED-SP	46 31 23 49		750-800	Ribeirão das Pedras	S.Bernardo do Campo	FSD	7	10,0	-----+
RBPPIR-SP	46 23 23 43		800-900	Arredores de Ribeirão Pires	Ribeirão Pires	FSDT	2	6,0	-----+
RCJCA-SP	45 35 22 45		1200-1500	Estrada nova para Campos de Jordão	Campos de Jordão	FPSD	1	3,0	-----+
RESPE-SP	47 0 24 16		5-10	Restinga de Peruíbe	Peruíbe	RPSTD	1	4,0	-----+
RESTI-SP	46 57 24 19		5-10	Restinga de Mongaguá	Mongaguá	RPSTD	1	2,5	-----+
RGSER-SP	46 24 23 44		750-800	Estrada para Paranapiacaba, represa	Rio Grande da Serra	FSD	1	5,0	-----+
RIOLA-SP	46 26 23 45		750-800	Ribeirão da Olaria	S.Bernardo do Campo	FSD	1	1,5	-----+
RIOMA-SP	46 26 23 56		0-10	Restinga no Rio Mariana	S.Vicente	FSMD	1	1,5	-----+
RLSJD-MG	44 55 21 20		900-900	Arredores de São João del Rei	S.Jão del Rei	D	1	0,2	-----+
RMOGI-SP	47 50 21 40		600-650	Rio Mogi-Guaçu	Luiz Antonio	FPSGDT	1	6,0	-----+
RPGCA-SP	46 19 23 52		50-60	Serra do Quilombo	Santos	FPSEGD	4	2,7	-----+
RPGCO-SP	46 23 23 52		10-50	Serra de Cubatão, atrás da COSIPA	Cubatão	FSED	6	10,0	-----+
RPGMG-SP	46 18 23 53		10-50	Morro da Garapa	Santos	FSED	2	2,0	-----+
RPGRJ-SP	46 18 23 54		0-10	Ponte sobre o Rio Jurubatuba	Santos	FSGD	1	0,1	-----+
RPMNA-SP	46 28 23 57		0-10	Restinga de Samaritã	S.Vicente	FRPSGM	5	9,0	-----+
RPMNB-SP	46 28 23 56		10-20	Restinga de Samaritã	S.Vicente	FRPSGM	4	5,2	-----+
RPMNH-SP	46 28 23 58		0-10	Restinga de Samaritã	S.Vicente	FRPSGM	11	21,5	+++++++
RPMNI-SP	46 27 23 54		0-10	Rodovia Cubatão-Pedro Taques	Cubatão	TD	3	3,5	-----+
RPMNM-SP	46 28 23 55		0-10	Restinga de Samaritã	S.Vicente	FRSD	1	5,0	-----+
RPMNP-SP	46 27 23 57		10-50	Restinga de Samaritã	S.Vicente	FRSD	1	3,0	-----+
RPMNS-SP	46 28 23 58		0-10	Restinga de Samaritã	S.Vicente	FRSD	2	7,0	-----+
RSPCO-SP	46 24 23 59		10-30	Rodovia São Vicente-Praia Grande Km 1	S.Vicente	MD	9	16,9	+++++++
RSPJC-SP	46 25 24 0		0-10	Jardim do Campo	Praia Grande	D	2	1,2	-----+
RSPMO-SP	46 34 24 2		10-50	Fazenda de banana em Mongaguá	Mongaguá	DT	1	3,0	-----+
RSPPG-SP	46 25 24 0		0-30	Rodovia São Vicente-Praia Grande Km 3	Praia Grande	D	5	8,0	+++++++
RSPVM-SP	46 30 24 2		0-10	Vila Mirim	Praia Grande	D	1	5,0	-----+
RSREV-SP	46 28 23 47		750-800	Reservatório do Rio Pequeno	S.Bernardo do Campo	FSDG	7	15,0	+++++++
SANAL-SP	46 22 23 55		0-10	Utingas, Alemao	Santos	D	7	4,0	+++++++
SANTS-SP	46 17 23 59		0-5	Ponta da Praia	Santos	D	1	1,0	+++++++
SCIPO-MG	43 25 19 16		1000-1400	Serra do Cipó	Jaboticatubas	CFGE	2	16,0	-----+
SERRA-SP	46 29 23 52		700-750	Alto da serra, posto da Pol.Rodov.	S.Bernardo do Campo	FSD	10	29,0	+++++++
SIJOJ-SP	47 38 24 20		100-200	Sítio de criação de gado	Juquiá	FPSGT	2	12,0	+++++++
SJAPI-SP	46 55 23 14		800-1200	Serra do Japi	Jundiá	FPSEBCT	8	32,5	+++++++
SPCAP-SP	46 35 23 35		600-700	Sapopemba	S.Paulo	D	1	0,5	-----+
SRBER-SP	46 10 23 51		30-50	Serra da Bertioiga, rod. Rio-Santos	Santos	D	1	0,5	-----+
SRQUI-SP	46 20 23 52		50-150	Serra do Quilombo, rod. Gurujá-Cubatão	Santos	D	2	2,2	-----+
SSUNA-SP	45 55 23 45		0-50	Praia de Barra do Una	S.Sebastião	FSD	3	9,0	-----+
SSUTP-SP	45 30 23 50		30-50	Cachoeira na serra de Toque-toque	S.Sebastião	FSD	1	2,0	-----+
STAGE-SP	47 6 22 53		600-650	Fazenda Santa Genebrona	Campinas	FSDT	3	2,5	-----+
STOLE-MG	44 59 21 42		1000-1100	Arredores de São Tomé das Letras	S.Tomé das Letras	FPSGE	2	5,0	-----+
SVBIQ-SP	46 24 23 58		0-30	Morro dos Barbosas, face SE	S.Vicente	FSED	6	4,4	-----+
SVICE-SP	46 22 23 57		5-10	Vila Valença	S.Vicente	D	10	2,0	+++++++
SVPVA-SP	46 23 23 58		0-50	Estrada de acesso e Praia das Vacas	S.Vicente	FSED	22	41,4	+++++++
TAIAS-SP	46 11 23 40		800-900	Estrada velha para Ribeirão Pires	Taiassupeba	FSD	1	5,0	-----+
TIRAD-MG	44 10 21 5		950-1050	Arredores de Tiradentes	Tiradentes	CFSGD	1	3,0	-----+
TSAMP-SP	52 15 22 39		300-400	Rio Paranapanema, represa nova	Teodoro Sampaio	FPSGD	3	23,0	-----+
VIVLH-PR	49 55 22 15		900-1000	Parque de Vila Velha	Vila Velha	FSCD	1	2,0	-----+
VRUB-SP	46 30 24 54		20-100	Vale do Rio Cubatão, próximo à Pilões	Cubatão	FPSDEG	1	1,5	-----+
VRQUI-SP	46 20 23 50		10-200	Vale do Rio Quilombo	Santos	FPSDTG	26	70,0	+++++++

D=RUDERAL; E=ENCOSTA; F=FLORESTA; G=CILIAR; K=COSTÃO; M=MANGUE; P=PRIMARIA; R=RESTINGA; S=SECUNDÁRIA; T=CULTURAS; U=DUNAS.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.

3.1. Observações taxonômicas sobre as espécies de Actinote do sudeste do Brasil.

3.1.1. Introdução.

Procurei utilizar caracteres que permitissem um bom grau de certeza na identificação das espécies, principalmente no campo. Evitei o uso de caracteres cujo exame implicasse no uso de técnicas destrutivas inúteis em um trabalho de MCLR.

Na nomenclatura dos caracteres morfológicos utilizados para identificar cada estágio, procurei usar termos já consagrados na literatura ou criar alguns novos quando pertinente (Figura 19 para asas; Figura 20 para genitália dos machos, Figura 21 para pupas, Figura 22 para larvas em último estágio e Figura 23 para larvas em primeiro estágio). Existem muitos caracteres que se mostraram úteis para estabelecer relações de parentesco entre as espécies do grupo. Estes caracteres serão usados no futuro em uma revisão sistemática do grupo.

3.1.2. Adultos.

Existem 18 espécies de Actinote conhecidas no sul-sudeste do Brasil (Tabela 2). Destas, Actinote pellenea, A. carycina, A. pyrrha, A. notabilis, A. melanisans, A. rhodope, A. parapheles, A. genitrix, A. discrepans, A. alalia, A. mamita e A. canutia (13 espécies), tiveram populações observadas no campo de onde pude obter adultos para estudos morfológicos. Examinei os holótipos de A. notabilis, A. rhodope, A. genitrix, A. discrepans, A. zikani, A. magnifica (todos no MZ-UFPR). Das outras espécies cujos tipos estão em museus estrangeiros a única dúvida em relação à nomenclatura ficou com A. melanisans. A. zikani, A. morio, A. quadra, A. magnifica e uma espécie nova foram estudadas apenas de material depositado em museus (MZ-UFPR, MZ-USP, coleção Keith S. Brown) mas não foram incluídas neste trabalho.

As médias do comprimento da asa anterior de machos e fêmeas (Tabela 3, Figura 24) das 13 espécies estudadas diferiram entre os sexos de 12 espécies (Tabela 4), exceto em Actinote rhodope ($t=1,47$ e $P>0,10$) que não apresentou dimorfismo. Entre espécies, a análise de variância de um fator das médias do comprimento da asa anterior (Tabela 5) revelou diferenças significativas ($P<0,01$) tanto entre os machos das diferentes espécies quanto entre as fêmeas.

As 13 espécies analisadas apresentaram a nervação tipicamente parecida, tanto entre machos (Figuras 25 e 26) quanto entre fêmeas (Figuras 27 e 28). Todas as espécies apresentaram a nervura vestigial entre 2A e Cu2, que caracteriza Actinote. ALMEIDA (1935a) ilustra a venação da célula discal de fêmeas de A. parapheles, A. rhodope, A. brasiliensis [= A. pyrrha] e A. genitrix. No material estudado, observei que as diferenças interespecíficas ilustradas por ele são muito maiores entre indivíduos da mesma espécie. Por isso não usei esse caráter.

São úteis na identificação os índices baseados em relações métricas das asas anteriores (Figura 29 e Tabela 6). Criei o ICA (índice de curvatura apical), o IAT (índice de achatamento) e o IRC (índice de ICA relativo ao comprimento). Além desses índices, o contorno da margem externa da asa anterior e o seu paralelismo em relação à margem costal também foram úteis. As fêmeas de algumas espécies -- A. pellenea, A. carycina, A. pyrrha, A. melanisans, A. rhodope e A. parapheles -- e machos de outras -- A. pellenea, A. carycina e A. pyrrha -- só puderam ser identificados no campo, em alguns casos, pelo exame da morfologia das escamas da região ântero-basal (região XI) da face ventral das asas posteriores (Figura 30).

Embora o paralelismo de padrões de fenótipo alar seja grande entre as espécies estudadas, é possível depois de uma certa prática identificar algumas só por uma inspeção superficial

(Figuras 31, 32 e 33).

A genitália externa dos machos (Figura 34 e 35) mostrou-se útil na diferenciação de algumas espécies (A. rhodope e A. melanisans, A. genitrix e A. discrepans). Caracteres como a forma da juxta, do unco e do saco são também informativos mas não foram incluídos na chave (Figura 36).

As fêmeas apresentam problemas adicionais em relação à sua identificação. Espécies como A. canutia, A. mamita, A. surima, A. alalia, A. notabilis e A. genitrix são relativamente fáceis de identificar, mesmo velhas. Quando novas as fêmeas de A. parapheles também têm o seu padrão alar com algumas diferenças. As outras, A. pelleneae, A. carycina, A. pyrrha, A. melanisans e A. rhodope, e as fêmeas velhas de A. parapheles, são muito difíceis de serem distinguidas só pelo padrão alar. Com o passar do tempo as asas vão adquirindo um aspecto oleoso-transparente e o número de escamas vai diminuindo dificultando a identificação da espécie. A cor do tampão funciona como um caráter da chave (Figura 37) porque mais de 90% das fêmeas encontradas tinham tampão.

3.1.3. Pupas.

As pupas de A. canutia e A. mamita, com 6 pares de espinhos, diferenciaram-se das outras 10 espécies estudadas que têm só 5 pares deles (Figura 38). A cor de base da pupa e a relação entre comprimento dos espinhos do quinto segmento abdominal e a largura deste segmento também foram usados (Tabela 7).

As pupas das 12 espécies estudadas (A. pelleneae, A. carycina, A. pyrrha, A. parapheles, A. discrepans, A. rhodope, A. melanisans, A. surima, A. genitrix, A. notabilis, A. mamita e A. canutia) mostraram muita variação no padrão e no grau de melanização das manchas. Alguns experimentos feitos com larvas de A. pelleneae em último estágio mostraram que o desenho das manchas está ligado ao padrão sombra-luz que domina no ambiente

antes da formação da pupa. Larvas mantidas em lugares claros tenderam a transformar-se em pupas claras enquanto as mantidas num ambiente mais "complexo" tenderam a ser mais escuras. Essa característica parece não estar ligada ao sexo. Por isso o padrão de machas não foi usado na separação de espécies. A diferenciação do sexo pode ser feita pela observação do orifício genital virtual, que nos machos fica no nono segmento abdominal (Figura 21) e nas fêmeas fica entre o oitavo e o nono segmentos. Caracteres como a forma do paraclípeo e labro na região bucal virtual (Figura 21) apresentaram algumas diferenças mas não foram usados. A forma do espiráculo 1 (Figura 39) apresentou diferenças entre algumas espécies sendo usada na chave (Figura 40).

3.1.4. Larvas em último estágio.

No último estágio larval as diferenças são grandes entre a maior parte das espécies (Figura 41). Larvas de A. pellenea, A. carycina, A. melanisans e A. surima apresentaram variação intra-específica (no mesmo lote de irmãos). Essas diferenças foram verificadas principalmente na coloração dos círculos orbitulares, nas faixas intersegmentares e na pigmentação da cápsula cefálica (Tabela 8).

O tamanho médio das larvas de último estágio baseado na largura da cápsula cefálica (RCE) (Tabela 9) mostrou diferenças entre algumas espécies, mas como não foi possível fazer médias separadas para cada sexo os resultados devem ser vistos com cautela.

Relações métricas usadas na separação de espécies foram: a relação entre o comprimento dos escolos do primeiro par e a largura da cápsula cefálica (RCE), e entre a largura e altura da fronte (CLF) (Tabela 10). A morfologia da mandíbula esquerda (Figura 42), da fronte (Figura 43) e do labro (Figura 44), também apresentou diferenças sendo usadas na chave (Figura 45).

3.1.5. Larvas em primeiro estágio.

As larvas recém-eclodidas das 11 espécies que foram estudadas apresentaram poucas diferenças. A semelhança com a larva de Acraea encedana figurada em GUIBOT & PIERRE (1978) é muito grande. A única diferença encontrada entre as espécies foi entre o comprimento médio de algumas cerdas dos segmentos torácicos e abdominais (Tabela 11). A quetotaxia da cápsula cefálica e a morfologia das mandíbulas também mostraram diferenças, mas não estão incluídas na chave (Figura 46).

3.1.6. Ovos.

Os ovos de 10 espécies de Actinote não apresentaram diferenças morfológicas à nível de microscopia óptica (Figura 47). A única espécie que apresentou diferença significativa no tamanho (largura do ovo) foi A. parapheles.

FIGURA 19

Nomenclatura dos caracteres morfológicos de asas de borboletas Actinote utilizados na análise de polimorfismo e na identificação das espécies (adaptado de ELTRINGHAM 1912; PENZ 1983).

NERVAÇÃO

Veias e células

C = costal

Sc= subcostal

R = radial

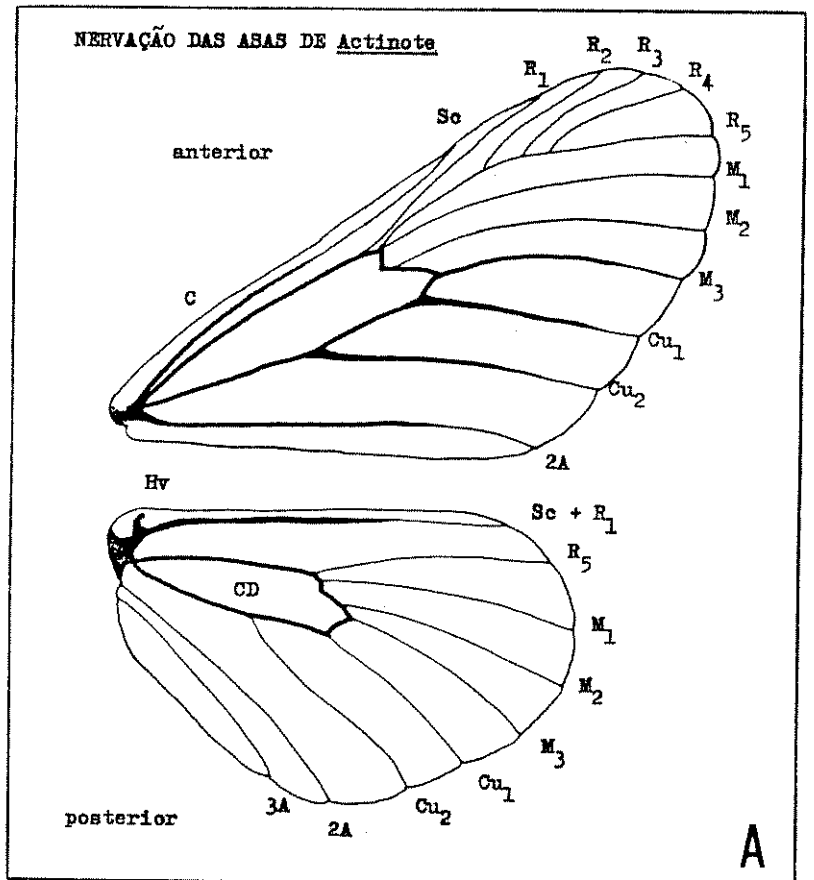
M = média

Cu= cubital

A = anal

Hv= humeral

CD= célula discal



MANCHAS COLORIDAS

As manchas coloridas têm o mesmo padrão de distribuição nas duas faces das asas anteriores, embora geralmente a intensidade da cor na face dorsal seja mais forte do que na ventral. Nesta face existe na borda distal uma banda formada por traços internervulares claros.

Nas asas posteriores, dorsal e ventralmente, existem também traços internervulares, uma banda distal preta, uma banda em forma de vírgula e 3 áreas de manchas coloridas.

TI = traços internervulares claros

I a IX = traços internervulares escuros

BD = banda distal preta

VG = banda em forma de vírgula

I a 17, CT, SC, X, XI e CD = manchas coloridas

PD = ponto discal

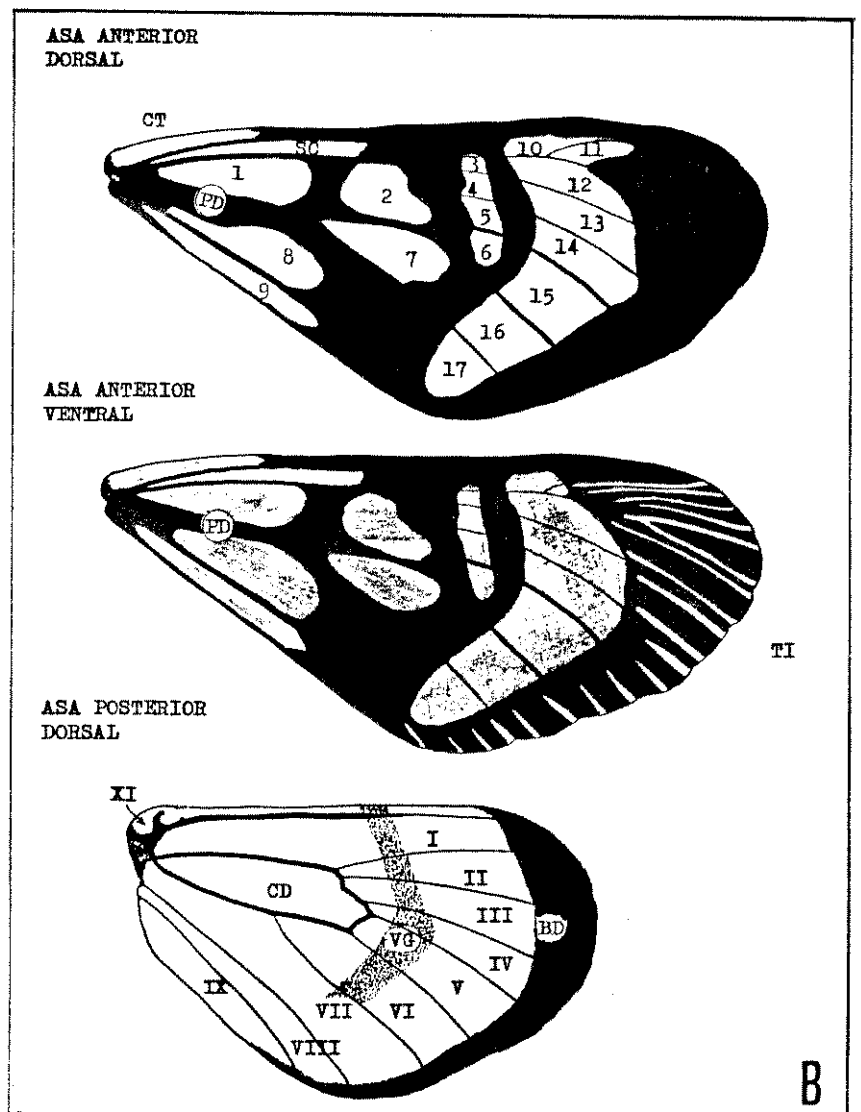
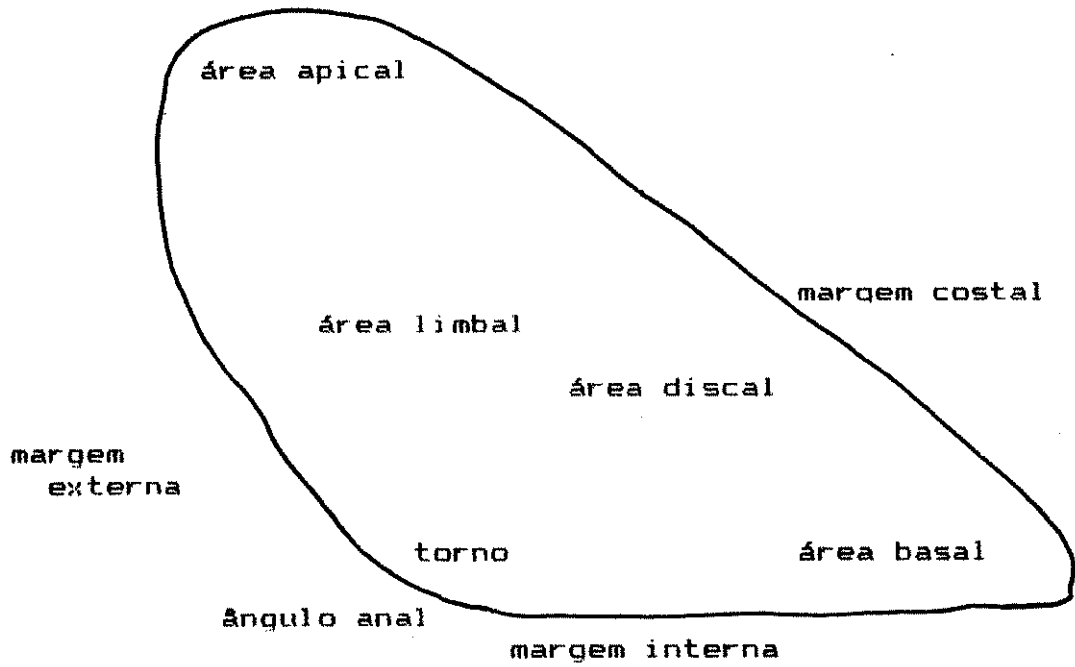


FIGURA 19 - continuação

REGIÕES DA ASA ANTERIOR



ESCAMAS

REGIÃO XI DA ÁREA BASAL NA FACE VENTRAL DA ASA POSTERIOR

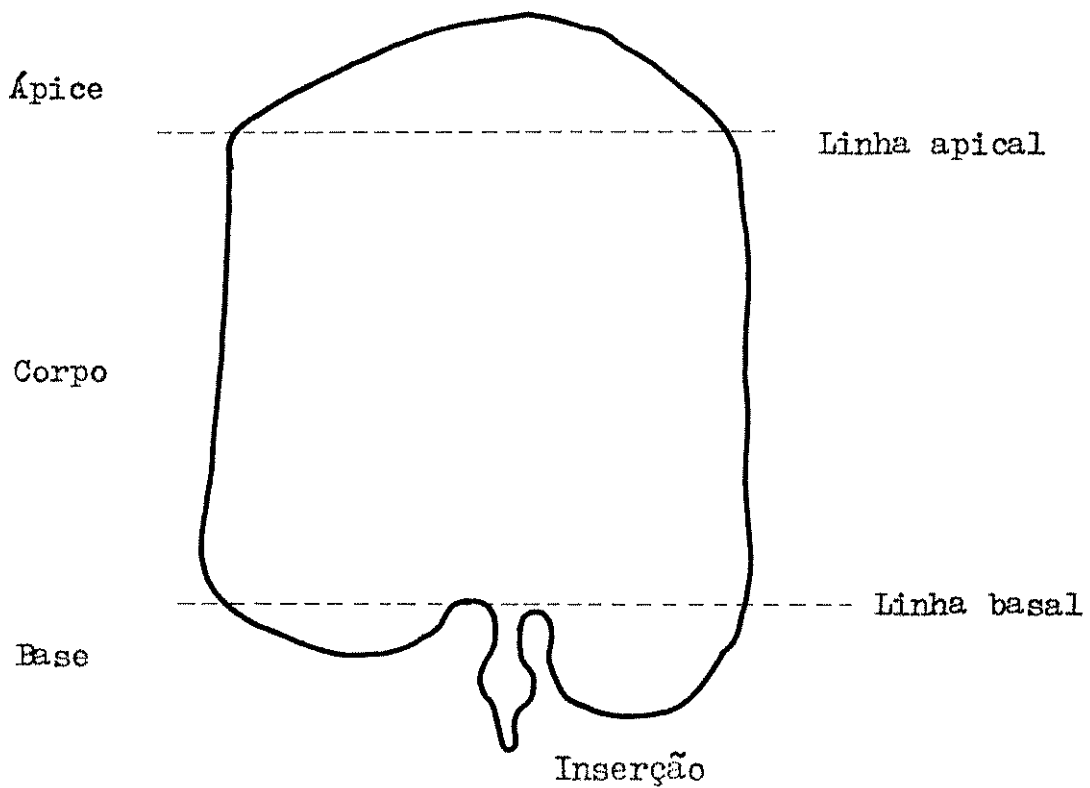
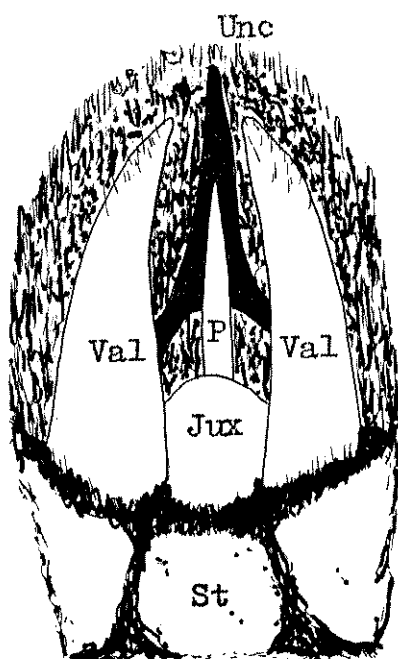


FIGURA 20

Nomenclatura da genitália de machos de *Actinote*.

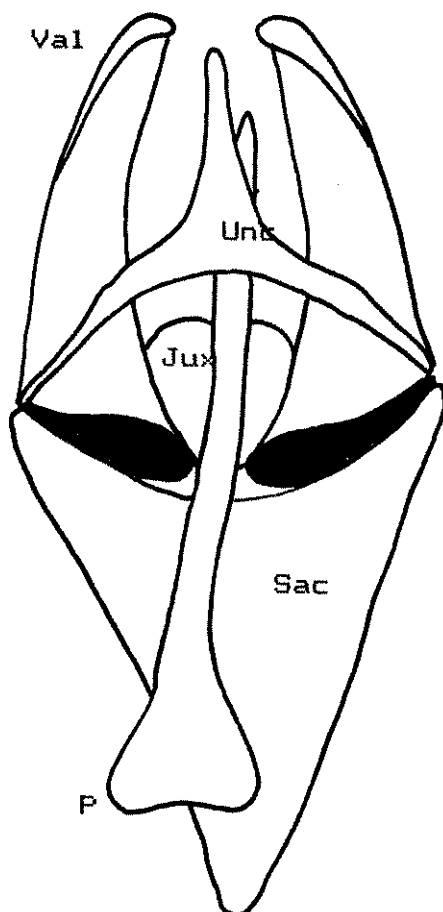
GENITÁLIA EXTERNA (A) (VISTA VENTRAL).



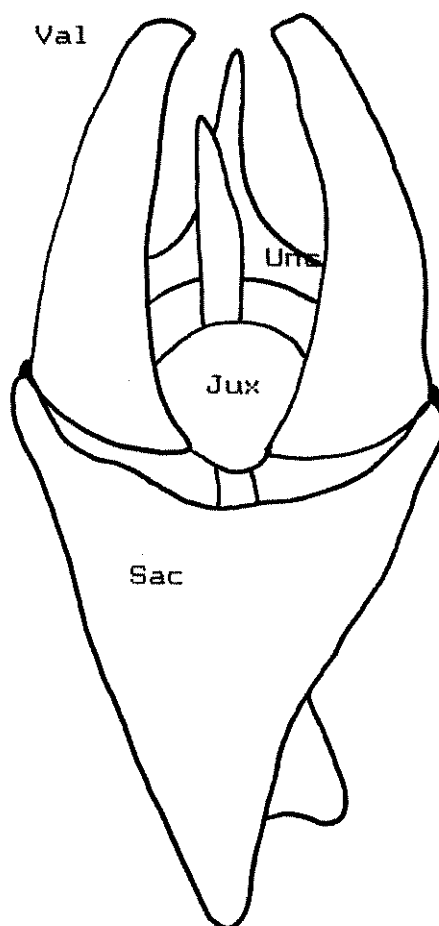
A

GENITÁLIA INTERNA

VISTA VENTRAL (B) E DORSAL (C)



B

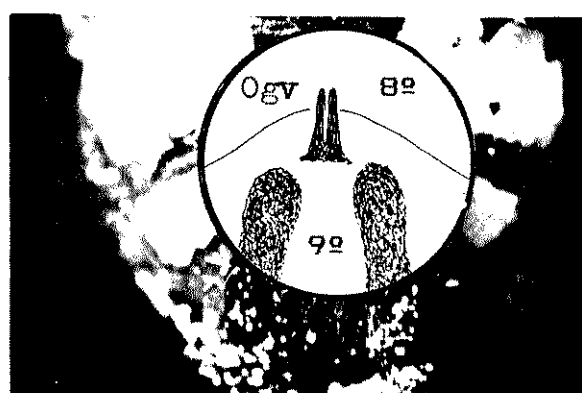
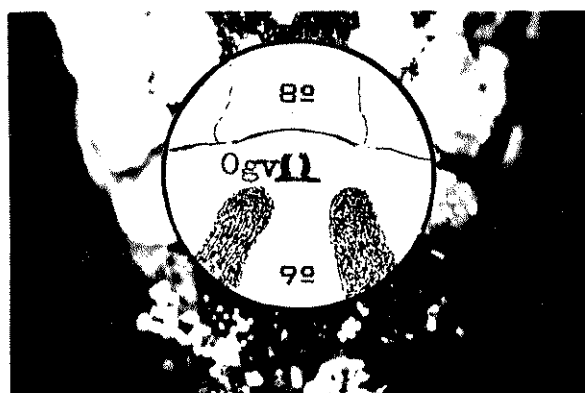
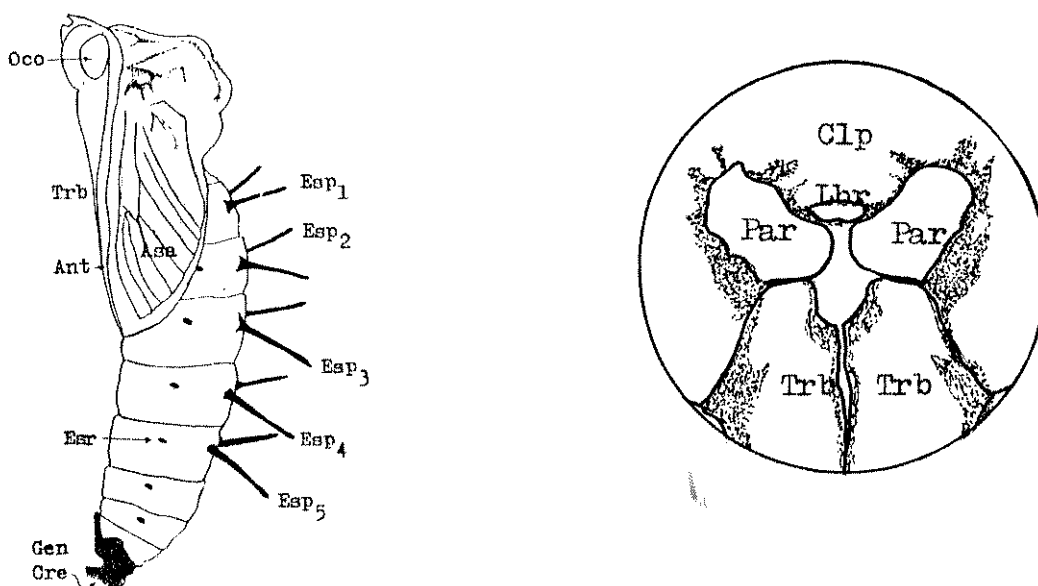


C

St=oitavo esternito abdominal; Jux=juxta; P=pênis
Val=valva; Unc=unco; S=saco;

FIGURA 21
Nomenclatura da pupa de *Actinote*.

VISTA LATERAL DA PUPA (A)
VISTA FRONTAL DA REGIÃO BUCAL VIRTUAL (B)
VISTA VENTRAL DOS SEGMENTOS TERMINAIS DE PUPA MACHO (C)
VISTA VENTRAL DOS SEGMENTOS TERMINAIS DE PUPA FÊMEA (D)



Oco=olho composto; Trb=espirotromba; Ant=antena; Eac=espiráculo; Gen=genitália; Cre=cremáster; Esp=espinhos; Clp=clípeo; Ann=ânus
Lbr=labro; Par=paraclípeo; Ogv=orifício genital virtual.

FIGURA 22

Nomenclatura da larva de *Actinote* em último estágio.

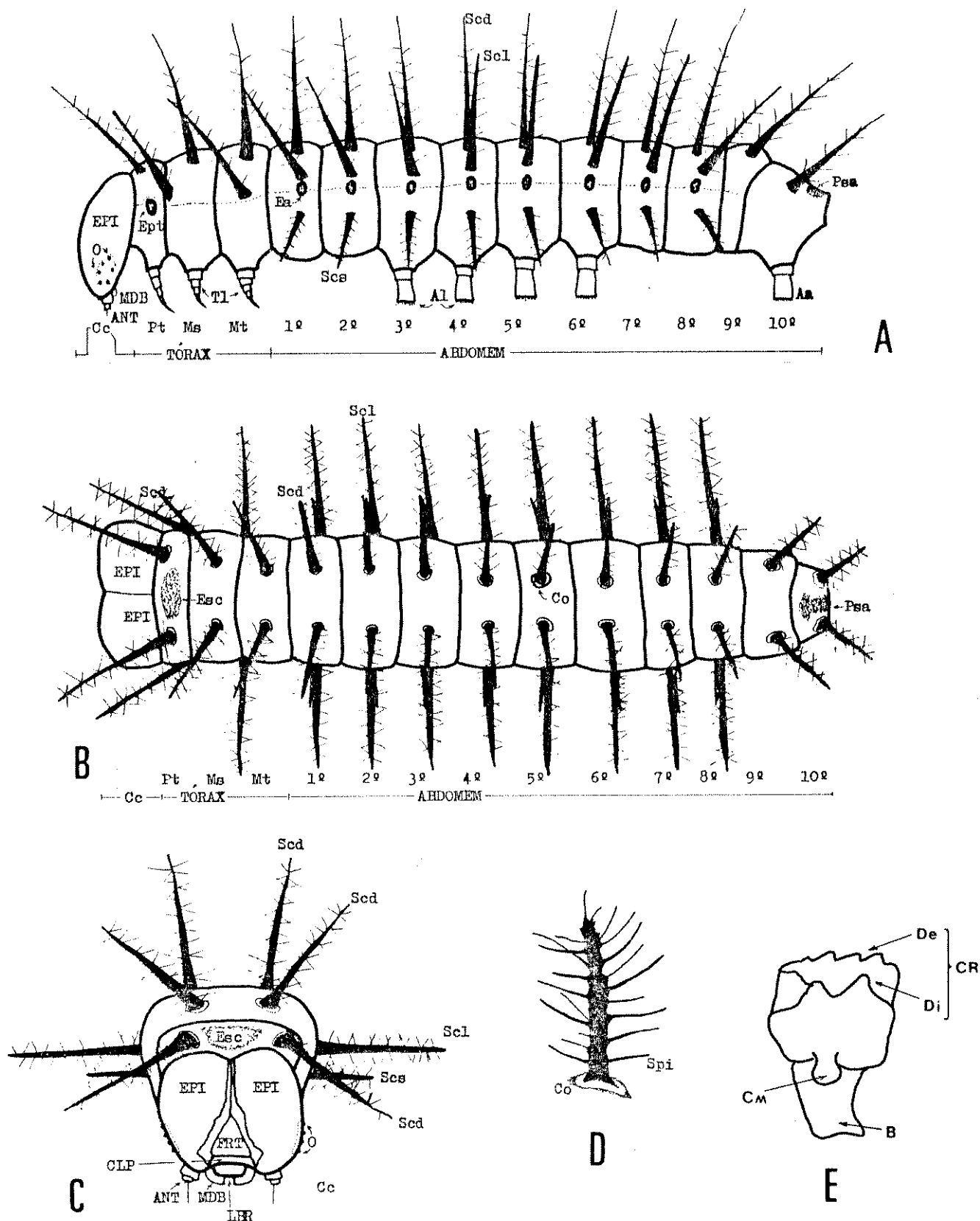
VISTA LATERAL DA LARVA (A)

VISTA DORSAL DA LARVA (B)

VISTA FRONTAL DA LARVA (C)

VISTA LATERAL DE UM ESCOLO (D)

VISTA FRONTAL DA MANDÍBULA ESQUERDA (E)



psa=placa anal; Co=círculo orbicular; Epl=epicrânio; ANT=antena; Ept=espiráculo protorácico; Ea=espiráculo abdominal; LBR=labro; Scl=escolo dorsal; Sca=escolo sub-lateral; Tl=patas torácicas; Al=patas abdominais; Esc=escudo protorácico; CLP=clípeo; B=base; MDB=mandíbula; O=oocelo; Spi=espínulo; CR=coroa mandibular; Cm=côndilo mandibular; Di=dentes internos; De=dentes externos.

FIGURA 23

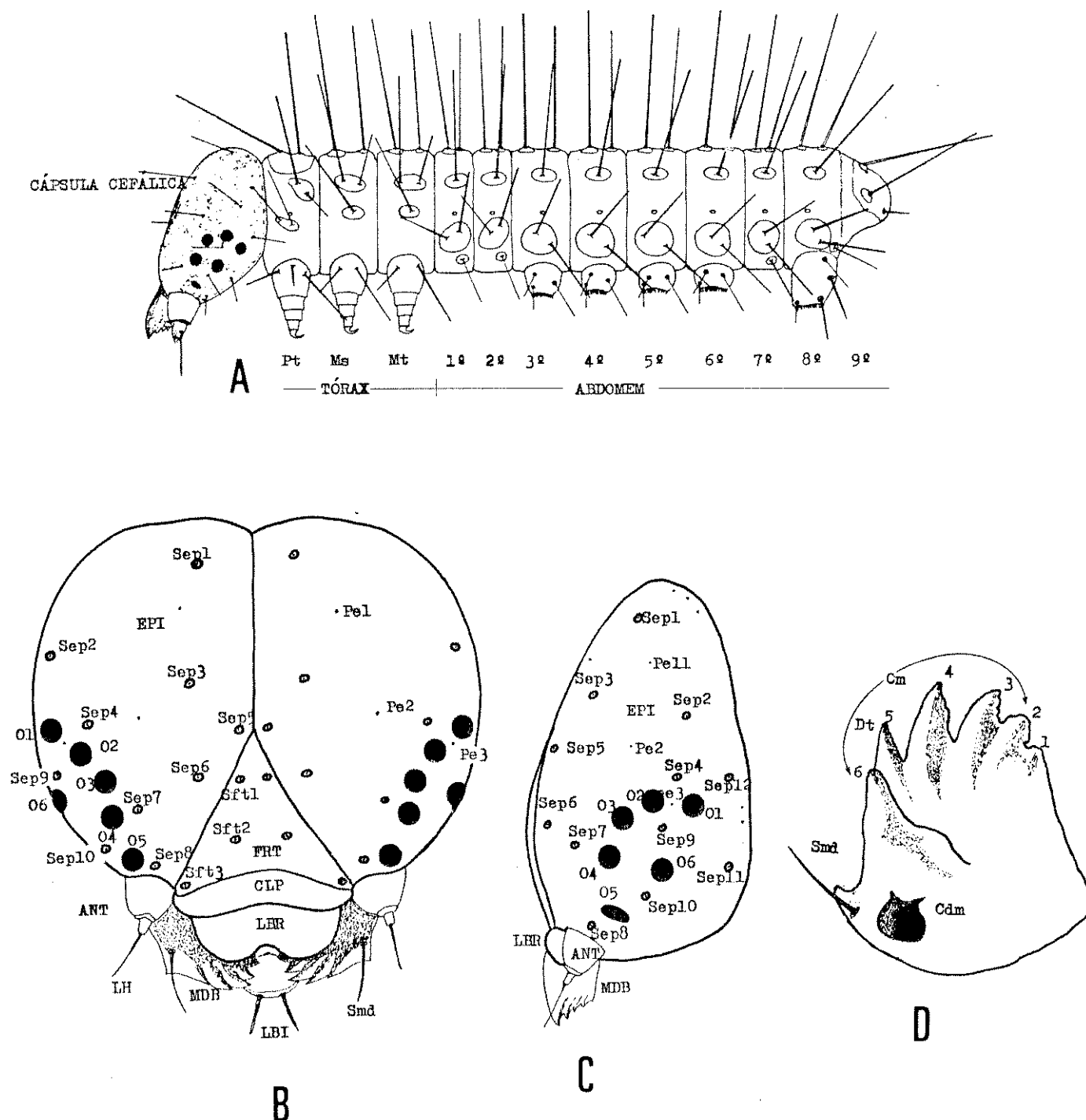
Nomenclatura da larva de Actinote em primeiro estágio.

VISTA LATERAL DA LARVA (A)

VISTA FRONTAL DA CÁPSULA CEFÁLICA (B)

VISTA LATERAL DA CÁPSULA CEFÁLICA (C)

VISTA VENTRAL DA MANDÍBULA (D)



Pt=protórax; Ms=mesotórax; Mt=metatórax; Spt=cerda do protórax; Smt=cerda do metatórax; Sap=cerda do primeiro segmento abdominal; Sat=cerda do terceiro segmento abdominal; Pat=pata abdominal; Ept=espiráculo protorácico; Eap=espiráculo do primeiro segmento abdominal; Eat=espiráculo do terceiro segmento abdominal; Ppt=pata protorácica; Pmt=pata metatorácica; EPI=epicrânio; Sep=cerda do epicrânio; FRT=fronte; Sft=cerda da fronte; LBR=labro; CLP=clípeo; MDB=mandíbula; LBI=lábio; Smd=cerda da mandíbula; ANT=antena; O=oocelo; LH=sensillum trichodeum; Pe=punctura do epicrânio; Cm=coroa mandibular; Dt=dentes mandibulares; Cdm=côndilo mandibular; Esc=escudo cervical.

FIGURA 23 - continuação

CERDAS PRIMÁRIAS TORÁXICAS E ABDOMINAIS (E)

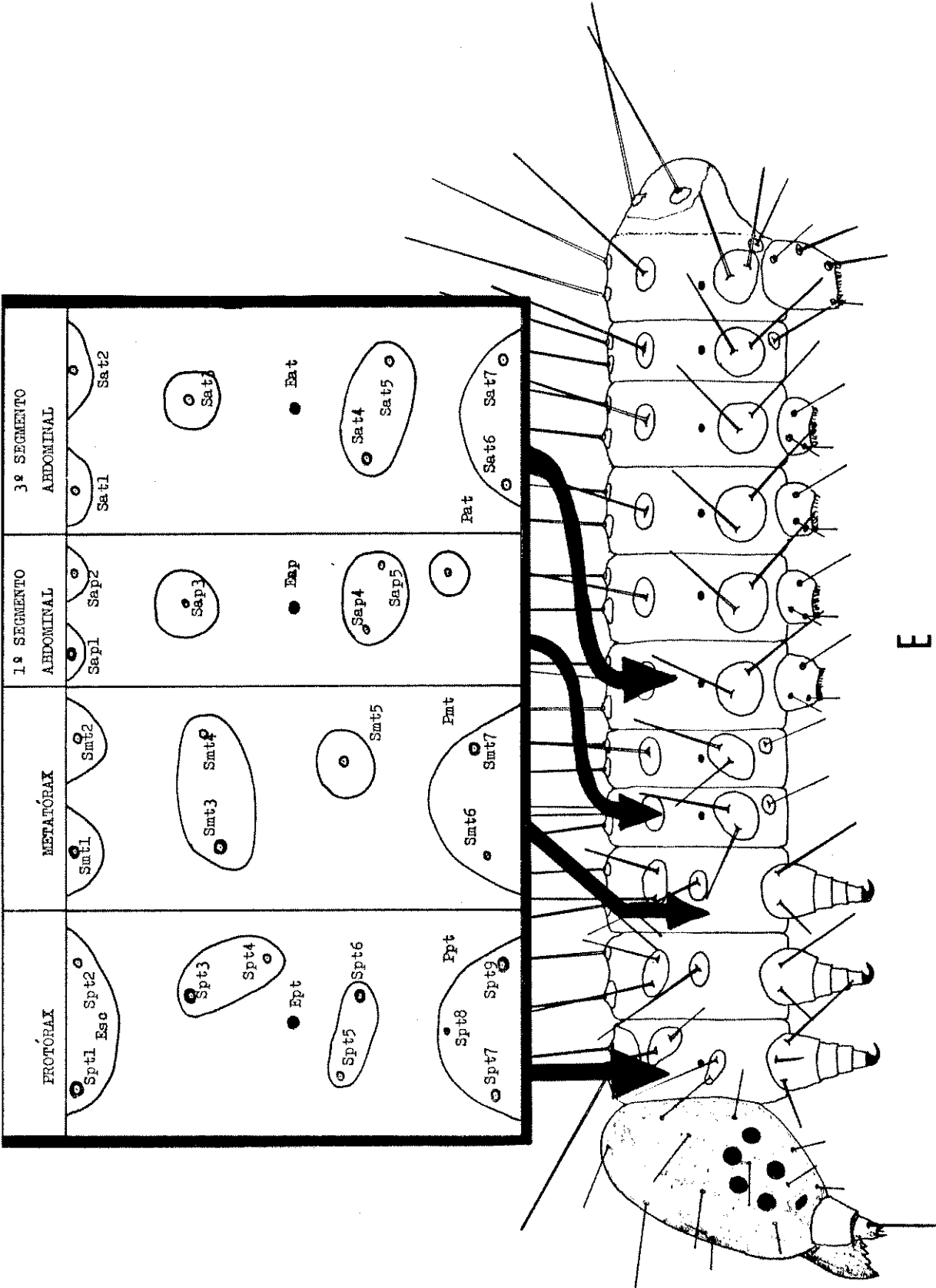


TABELA 2

Espécies de Actinote conhecidas no sul-sudeste do Brasil.

ESPÉCIE	DADOS DISPONÍVEIS										
	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K
<u>Actinote pellenea</u> (Hübner, 1820)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<u>Actinote carycina</u> Jordan, 1913	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+
<u>Actinote pyrrha</u> (Fabricius, 1775)	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+
<u>Actinote melanisans</u> (Oberthür, 1917)	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+
<u>Actinote rhodope</u> D'Almeida, 1922	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	+
<u>Actinote parapheles</u> Jordan, 1913	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+
<u>Actinote discrepans</u> (D'Almeida, 1935)	-	-	+	-	+	+	+	+	-	-	+
<u>Actinote genitrix</u> D'Almeida, 1922	+	+	+	-	+	+	+	+	-	-	+
<u>Actinote alalia</u> (Felder, 1860)	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	+
<u>Actinote surima</u> (Schaus, 1902)	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+
<u>Actinote mamita</u> (Burmeister, 1860)	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	+
<u>Actinote canutia</u> (Höpffer, 1873)	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+
<u>Actinote magnifica</u> (D'Almeida, 1935)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<u>Actinote notabilis</u> (D'Almeida, 1935)	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+
<u>Actinote zikani</u> D'Almeida, 1951	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<u>Actinote morio</u> (Oberthür, 1917)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<u>Actinote quadra</u> Jordan, 1913	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<u>Actinote</u> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+

- A) Ovo
 B) Oviposição em laboratório/campo
 C) Plantas hospedeiras
 D) Larvas em primeiro estágio
 E) Larvas em estádios intermediários
 F) Larvas em último estágio
 G) Pupas
 H) Fenologia de adultos
 I) Dinâmica populacional
 J) Cariótipo
 K) Material depositado em museus

- +) Dados suficientes
 -) Dados insuficientes

TABELA 3

Média do comprimento da asa anterior em machos e fêmeas de 13 espécies de Actinote do sudeste do Brasil. Medidas em mm.

ESPÉCIE	MACHOS			FÊMEAS		
	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n
<u>A. pellenea</u>	24,9	1,88	911	28,3	2,48	266
<u>A. mamita</u>	24,9	1,51	45	31,7	1,97	6
<u>A. surima</u>	26,3	1,51	43	30,6	1,87	16
<u>A. canutia</u>	27,4	1,41	15	29,2	2,50	29
<u>A. pyrrha</u>	27,6	1,78	67	30,5	2,63	39
<u>A. rhodope</u>	28,1	1,36	40	27,3	1,49	9
<u>A. carycina</u>	28,2	1,68	48	32,4	2,01	47
<u>A. discrepans</u>	29,2	1,76	21	33,8	1,25	23
<u>A. alalia</u>	29,2	1,97	42	37,0	1,00	2
<u>A. genitrix</u>	30,3	1,66	11	34,3	2,58	19
<u>A. melanisans</u>	30,6	2,69	16	34,9	2,11	56
<u>A. notabilis</u>	31,0	2,08	56	34,1	3,10	17
<u>A. parapheles</u>	31,3	1,92	60	37,1	2,41	16

FIGURA 24
Gráfico das médias (*) e amplitude total do comprimento das
asas anteriores em machos (A) e fêmeas (B) de 13 espécies de
Actinote do sudeste do Brasil.

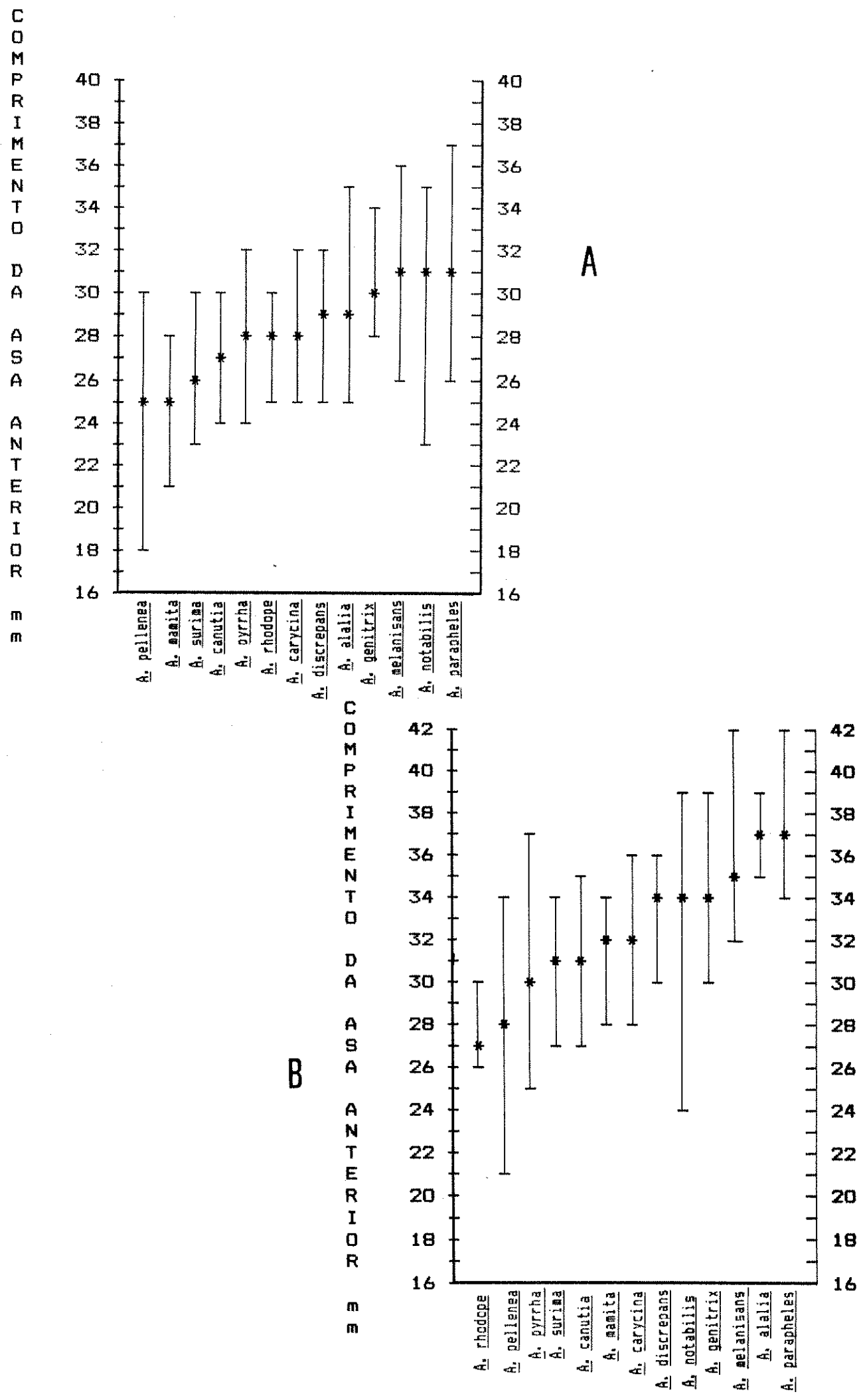


TABELA 4

Comparação entre as médias do comprimento da asa anterior, entre os sexos de 13 espécies de Actinote.

ESPÉCIE	t	graus de liberdade	P
<u>A. pellenea</u>	23,7	1175	< 0,01
<u>A. carycina</u>	10,9	93	< 0,01
<u>A. pyrrha</u>	6,8	104	< 0,01
<u>A. notabilis</u>	4,6	71	< 0,01
<u>A. rhodope</u>	1,5	47	> 0,10
<u>A. melanisans</u>	6,7	70	< 0,01
<u>A. discrepans</u>	9,8	42	< 0,01
<u>A. genitrix</u>	4,5	104	< 0,01
<u>A. parapheles</u>	6,1	74	< 0,01
<u>A. alalia</u>	5,5	42	< 0,01
<u>A. surima</u>	8,9	57	< 0,01
<u>A. canutia</u>	2,6	42	< 0,01
<u>A. mamita</u>	9,7	49	< 0,01

TABELA 5

Análise de variância para um fator (teste de F) entre as médias do comprimento da asa anterior de 13 espécies de Actinote.

Machos (A); fêmeas (B).

(A)			
fonte de variação	Soma dos Quadrados	graus de liberdade	quadrados médios
ENTRE AS AMOSTRAS	6284,7	12	523,7
DENTRO DAS AMOSTRAS	3703,8	1362	2,8
TOTAL	9988,5	1374	-

F = 192,6 (P < 0,01)

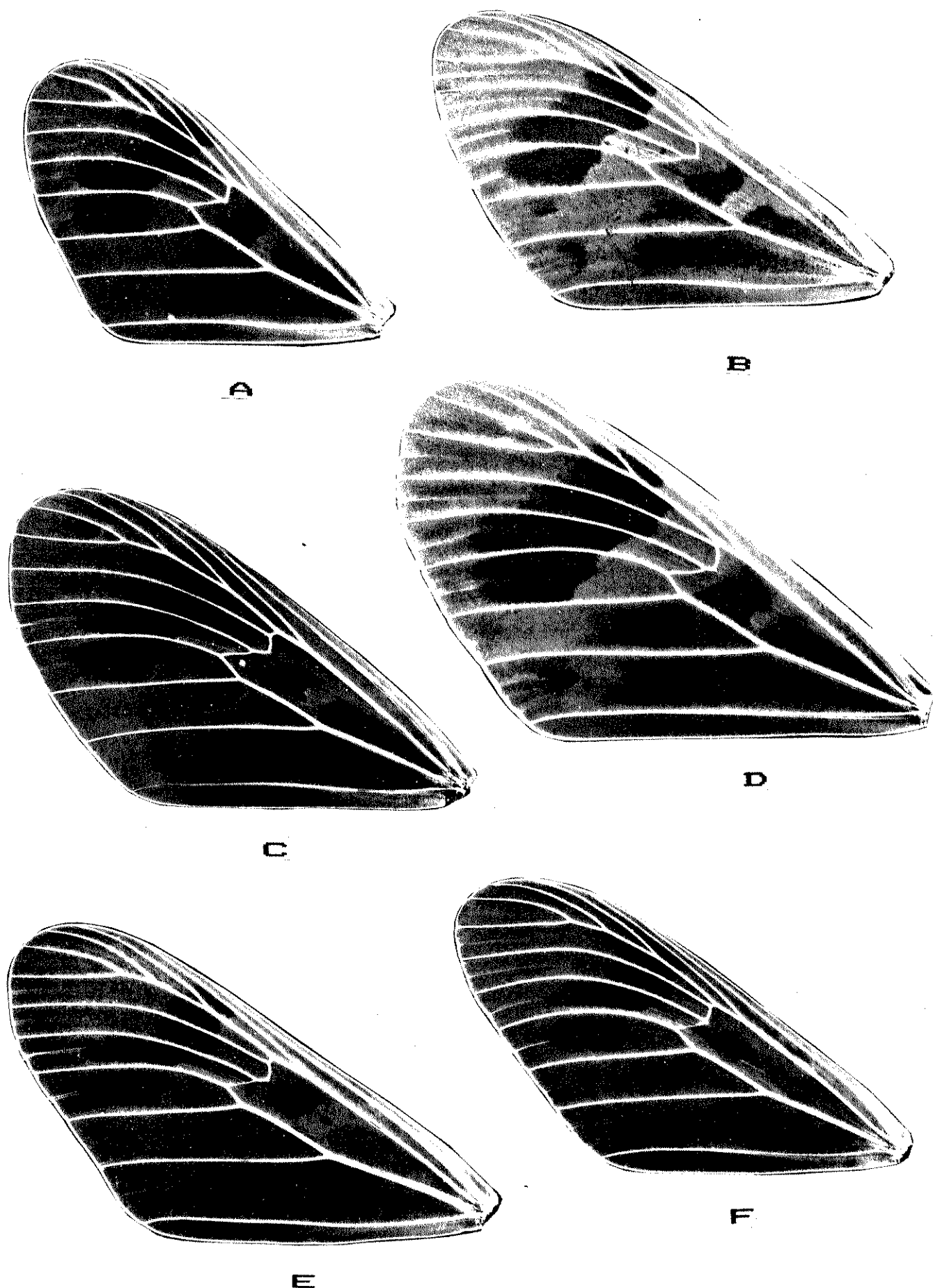
(B)			
fonte de variação	Soma dos Quadrados	graus de liberdade	quadrados médios
ENTRE AS AMOSTRAS	4237,9	12	353,2
DENTRO DAS AMOSTRAS	3049,5	532	5,7
TOTAL	7287,4	544	-

F = 61,6 (P < 0,01)

FIGURA 25

Nervação da asa anterior esquerda de machos de *Actinote*.

10 mm



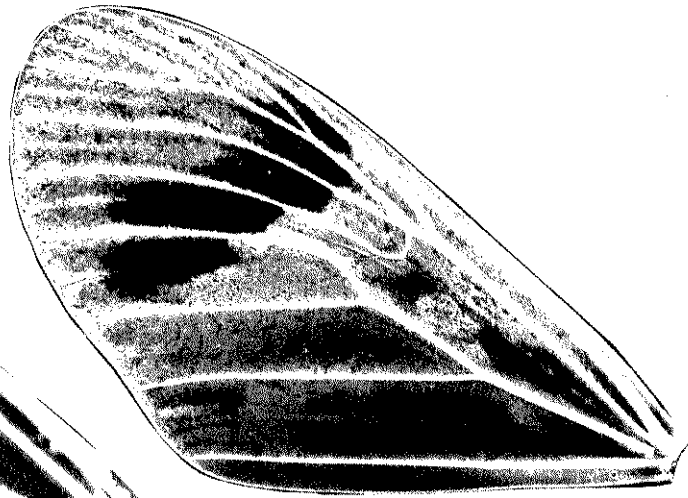
A. pellenea (A); *A. carycina* (B); *A. pyrha* (C); *A. notabilis* (D)
A. melanisans (E); *A. rhodope* (F).

FIGURA 25 - continuação

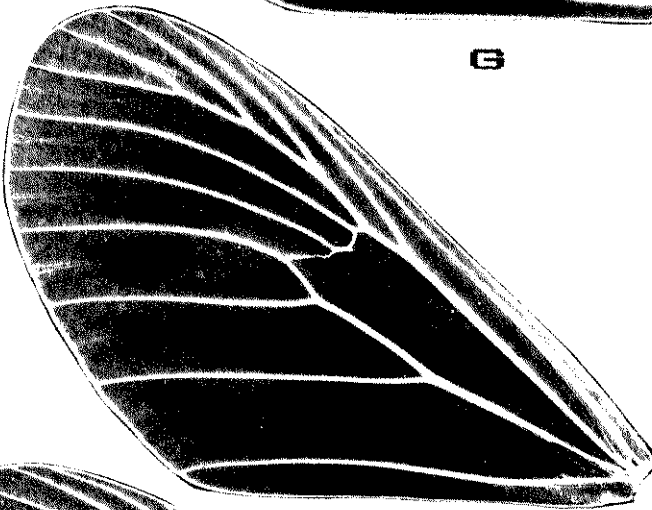
10 mm



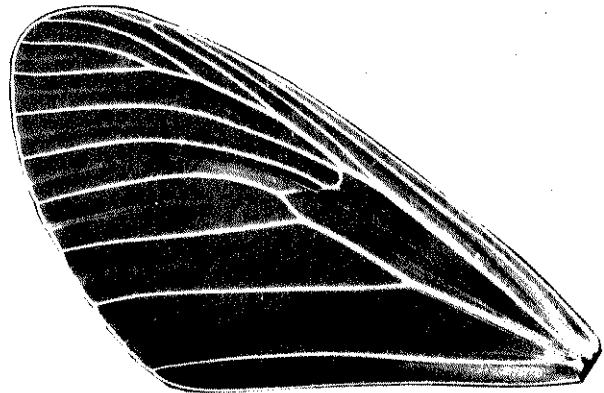
G



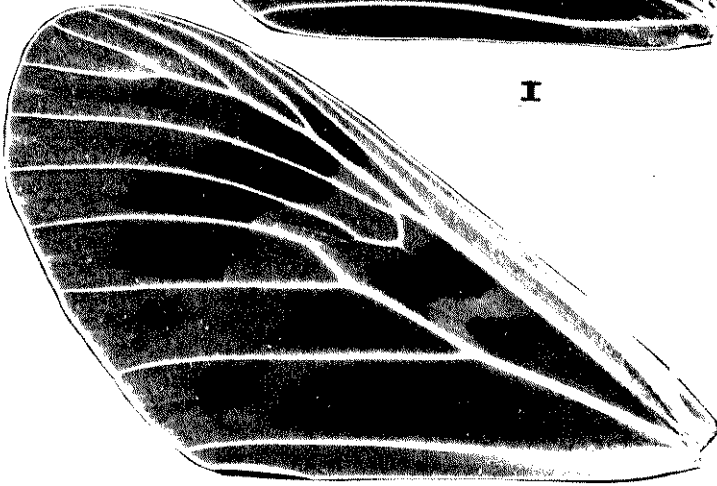
H



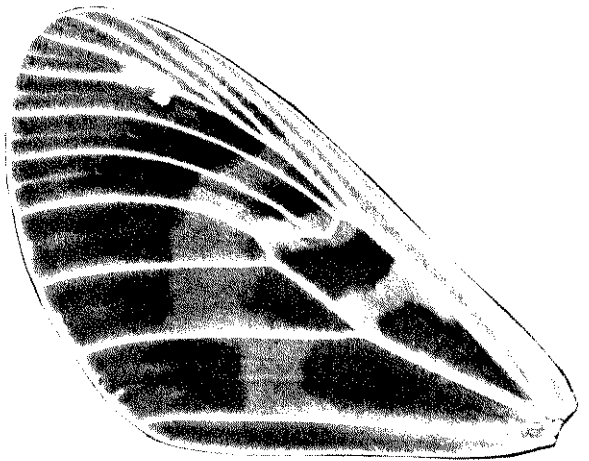
I



J



K



L



M

A. genitrix (G); A. discrepans (H); A. alalia (I); A. surima (J)
A. parapheles (K); A. mamita (L); A. canutia (M).

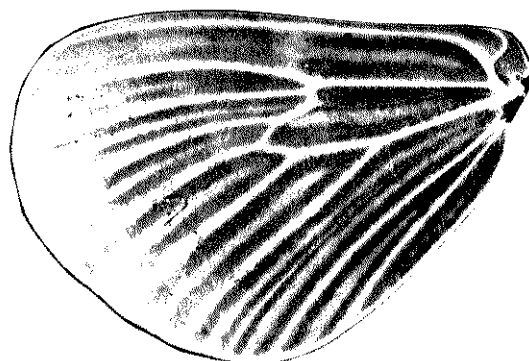
FIGURA 26

Nervação da asa posterior esquerda de machos de Actinote.

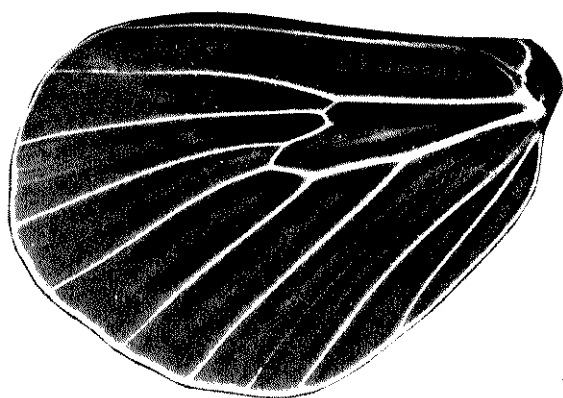
10 mm



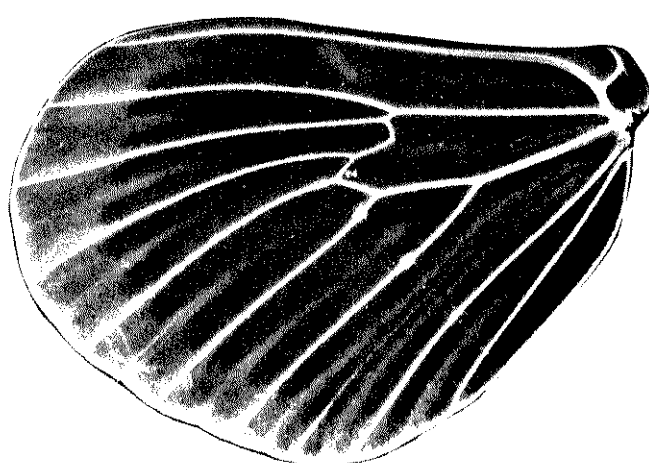
A



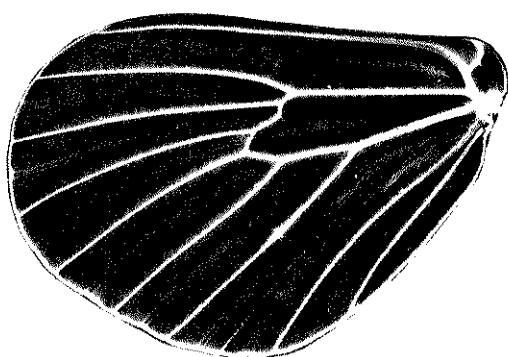
B



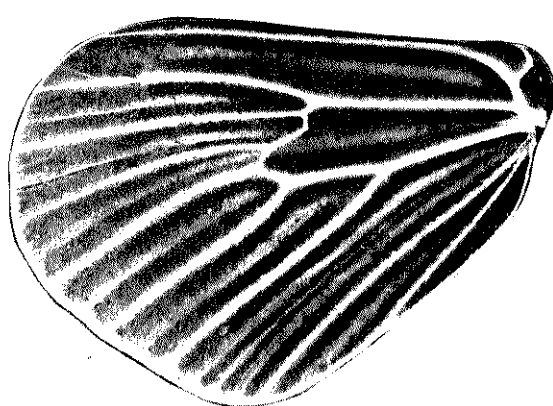
C



D



E



F

A. pelleneae (A); A. carycina (B); A. pyrrha (C); A. notabilis (D)
A. rhodope (E); A. melanisans (F).

FIGURA 26 - continuação

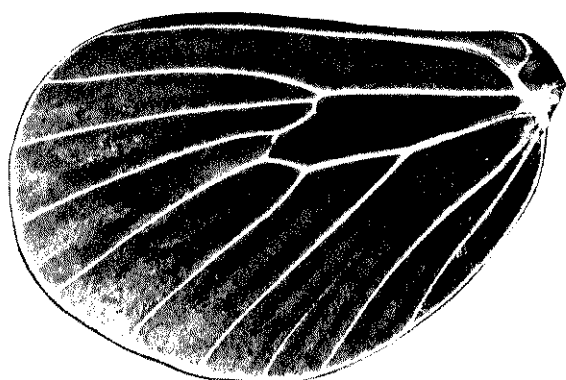
10 mm



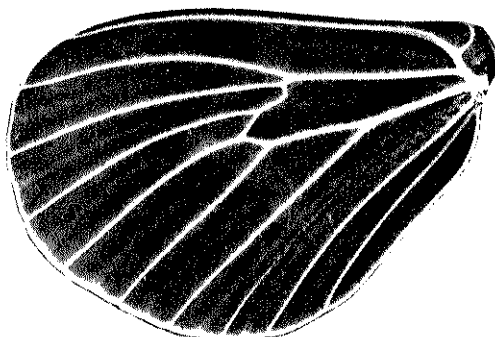
G



H



I



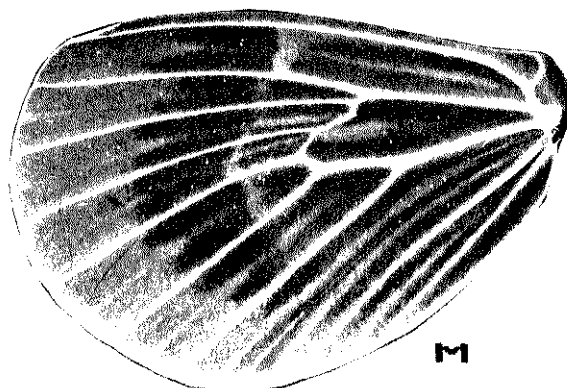
J



K



L



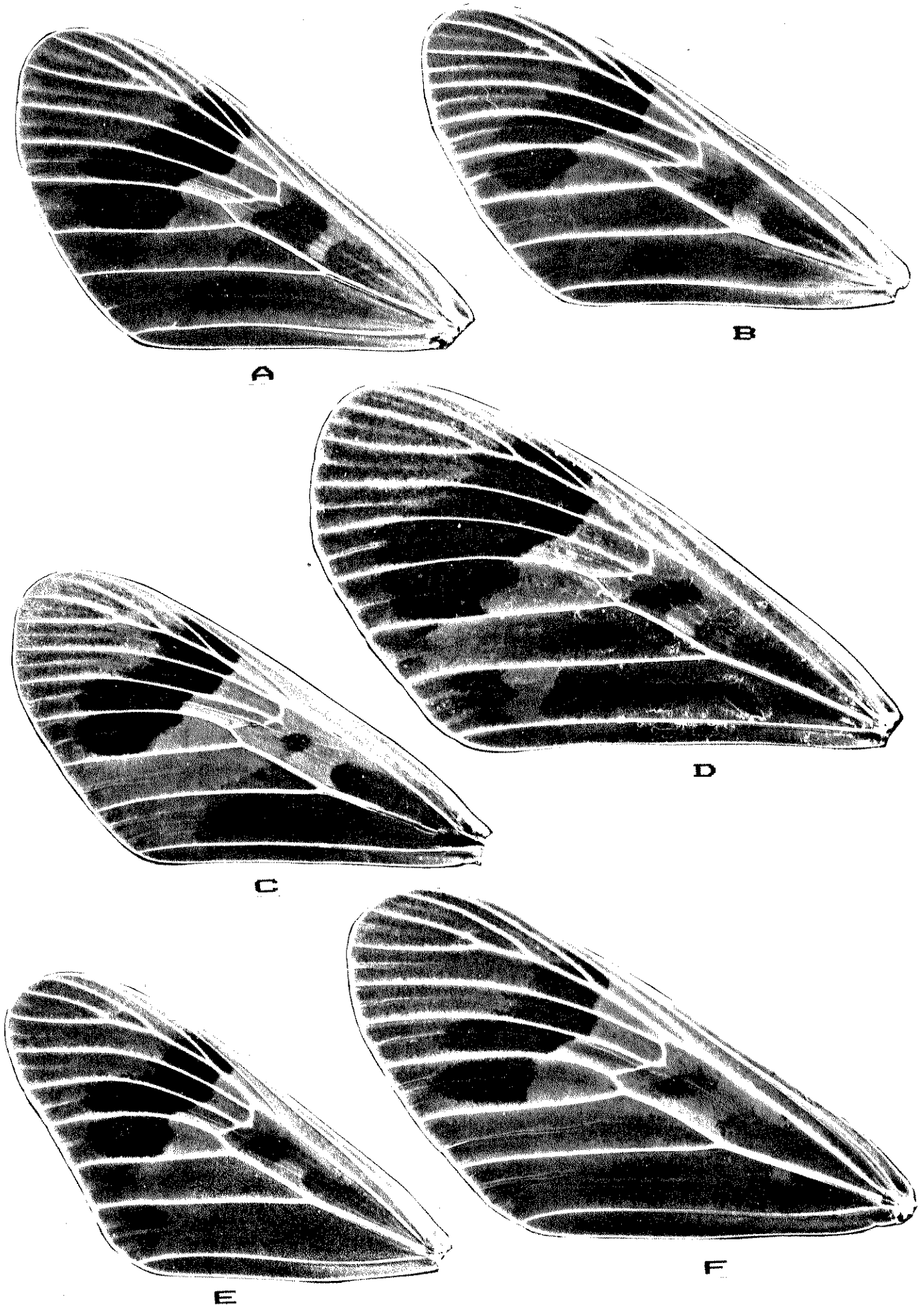
M

A. genitrix (G); A. discrepans (H); A. alalia (I); A. surima (J)
A. parapheles (K); A. mamita (L); A. canutia (M).

FIGURA 27

Nervação da asa anterior esquerda de fêmeas de Actinote.

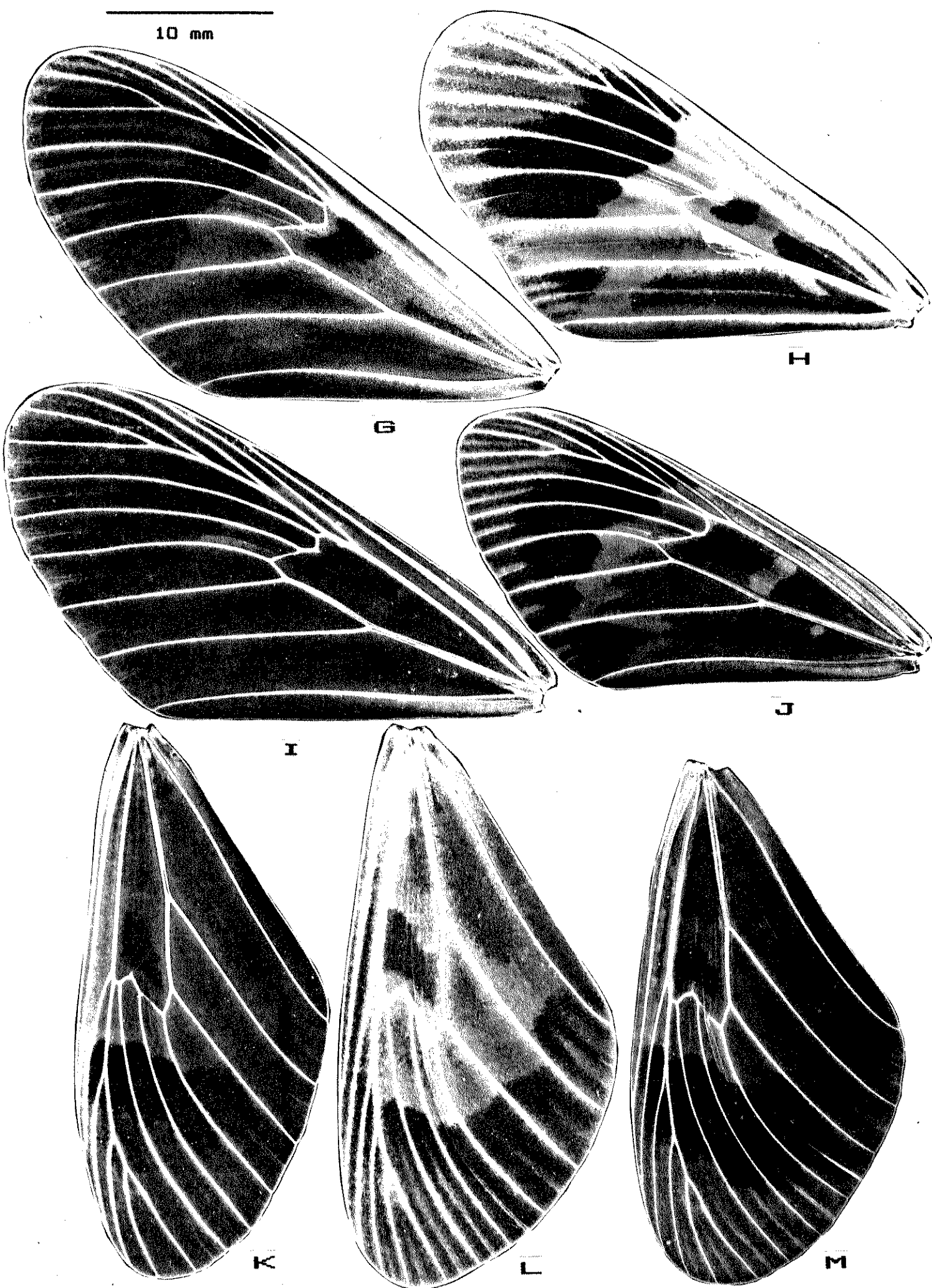
10 mm



A. pellenea (A); A. carycina (B); A. pyrrha (C); A. notabilis (D)
A. rhodope (E); A. melanisans (F).

FIGURA 27 - continuação

10 mm



A. genitrix (G); *A. discrepans* (H); *A. alalia* (I); *A. surima* (J)
A. parapheles (K); *A. mamita* (L); *A. canutia* (M).

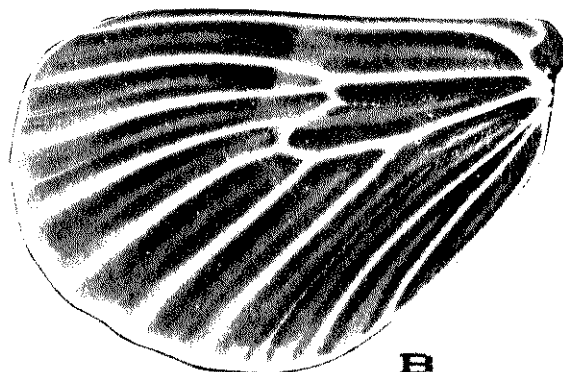
FIGURA 28

Nervação da asa posterior esquerda de fêmeas de Actinote.

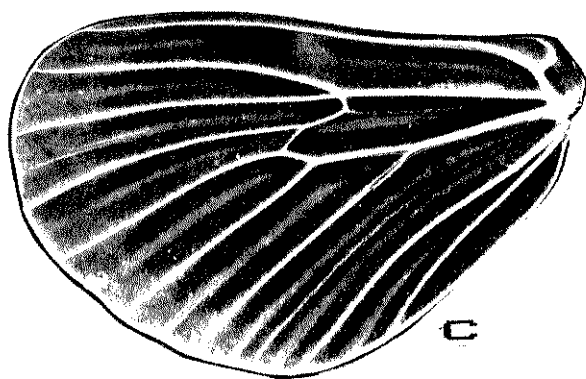
10 mm



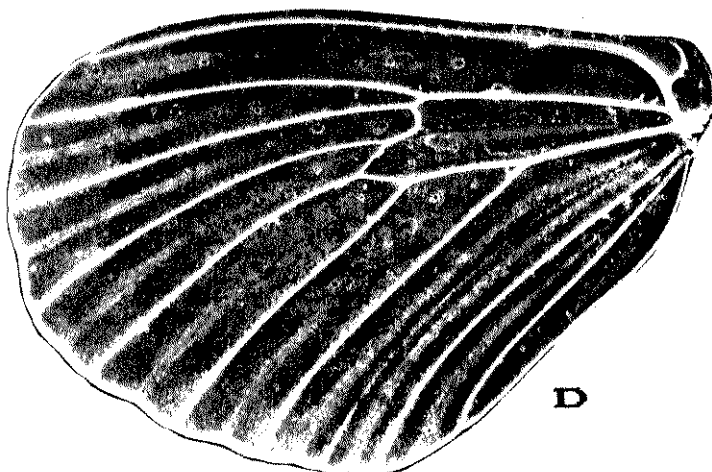
A



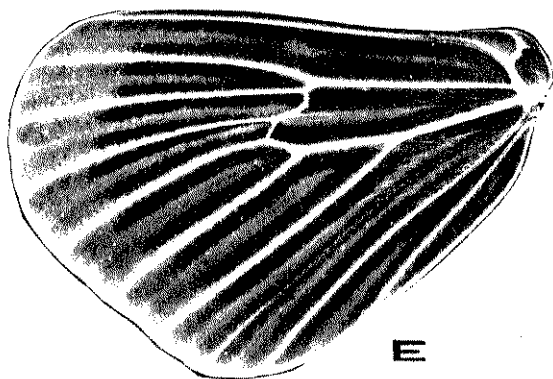
B



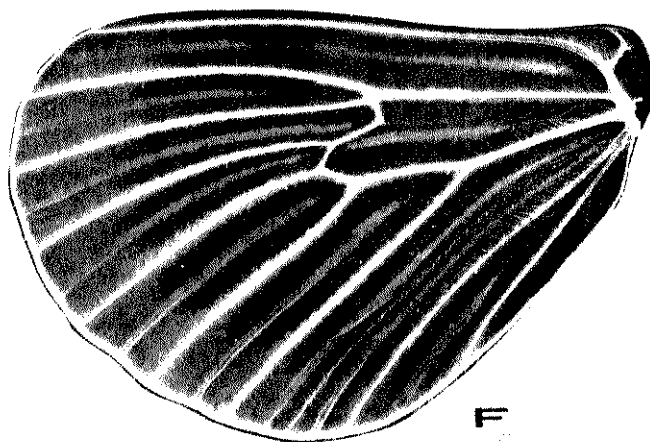
C



D



E

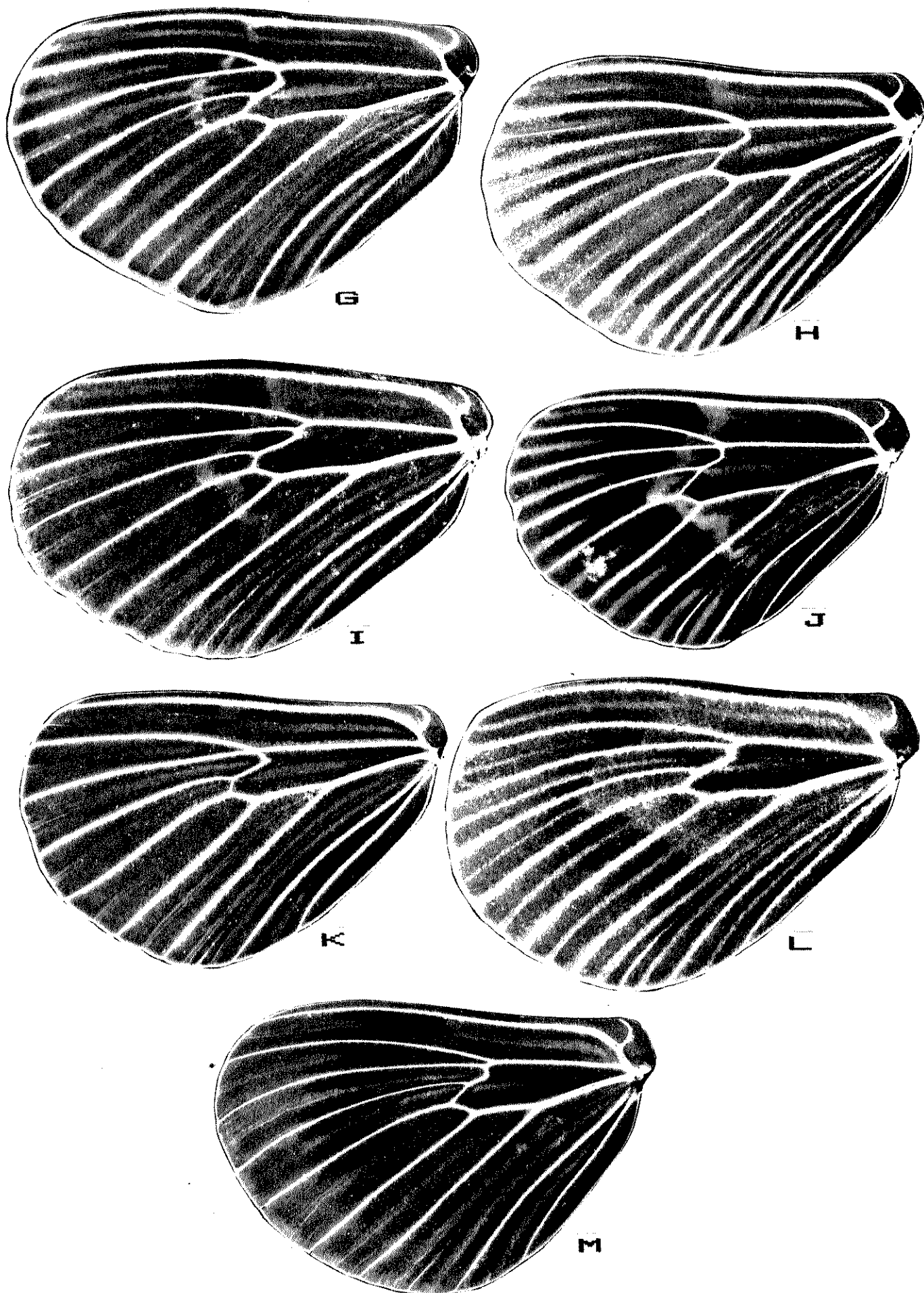


F

A. pellenea (A); A. carycina (B); A. pyrrha (C); A. notabilis (D)
A. rhodope (E); A. melanisans (F).

FIGURA 2B - continuação

10 mm



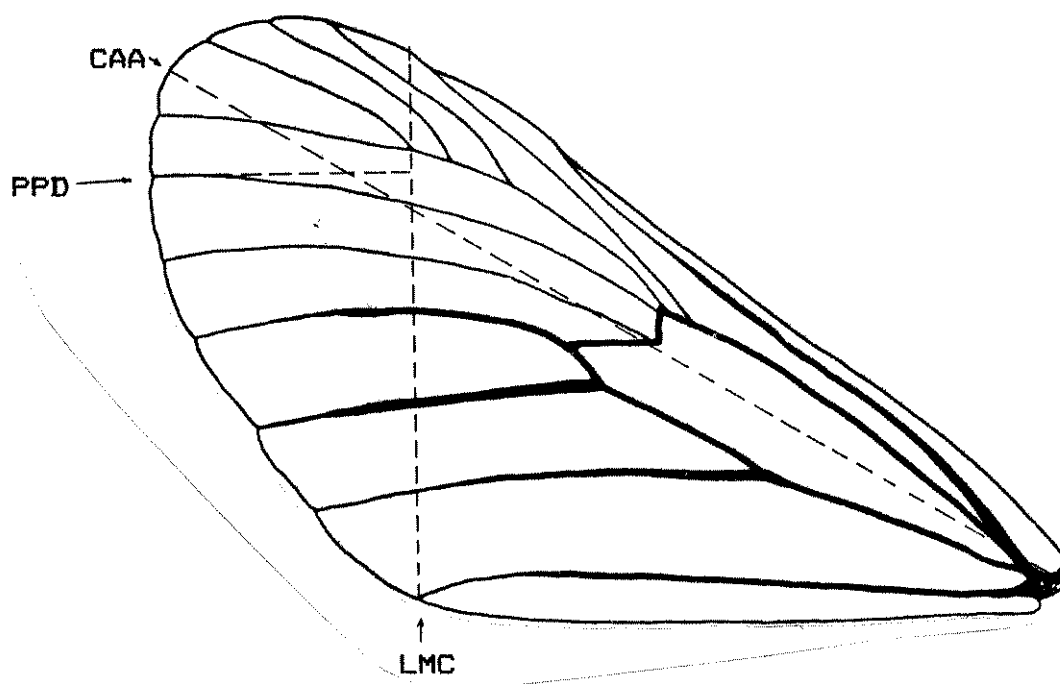
A. genitrix (G); A. discrepans (H); A. alalia (I); A. surima (J)
A. parapheles (K); A. mamita (L); A. canutia (M).

FIGURA 29
Índices métricos das asas anteriores.

ICA (índice de curvatura apical) = LMC/PPD

IAT (índice de achatamento) = CAA/LMC

IRC (índice de ICA relativo ao comprimento) = $(ICA \times CAA)/100$



CAA=comprimento da asa anterior; LMC=linha que determina a curvatura apical da asa, indo do final da nervura 2A até a outra extremidade da asa, passando no ponto de encontro entre as radiais 4 e 5; PPD=linha que sai perpendicular a LMC até o ponto mais distal do arco formado pela curvatura apical da asa anterior.

TABELA 6

Índices métricos das asas anteriores de 13 espécies de Actinote.

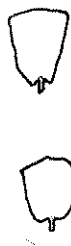
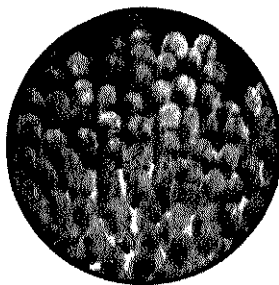
ESPÉCIE	ICA	IAT	IRC
<u>A. pellenea</u>	2,6	1,6	2,1
<u>A. melanisans</u>	2,5	1,8	2,6
<u>A. carycina</u>	2,5	1,9	2,4
<u>A. rhodope</u>	2,3	1,9	2,2
<u>A. pyrrha</u>	2,5	1,8	2,5
<u>A. genitrix</u>	2,3	1,8	2,7
<u>A. notabilis</u>	2,1	1,8	2,4
<u>A. discrepans</u>	2,4	1,8	2,4
<u>A. alalia</u>	2,4	1,7	2,4
<u>A. parapheles</u>	2,6	2,0	3,0
<u>A. canutia</u>	2,9	1,7	2,9
<u>A. mamita</u>	2,5	1,7	2,2
<u>A. surima</u>	2,6	1,8	2,2

FIGURA 30

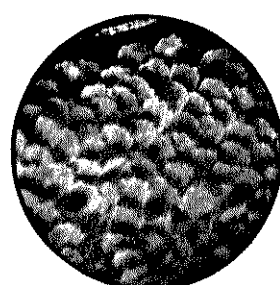
Escamas da região basal da face ventral da asa posterior de 13 espécies de Actinote.



A. pellenea



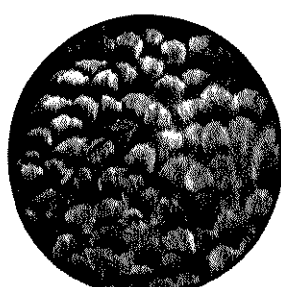
A. carycina



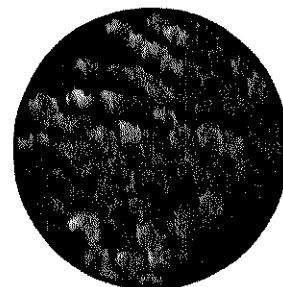
A. pyrrha



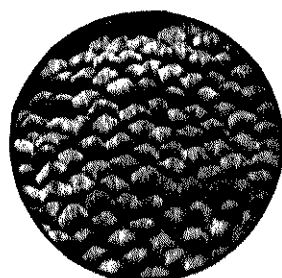
A. notabilis



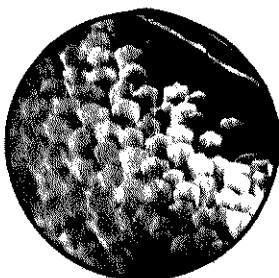
A. parapheles



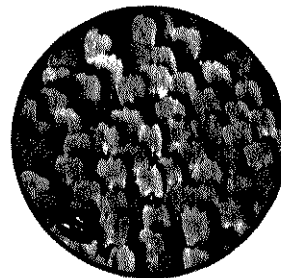
A. discrepans



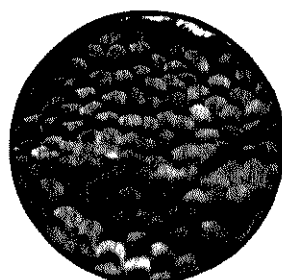
A. melanisans



A. rhodope



A. genitrix



A. surima



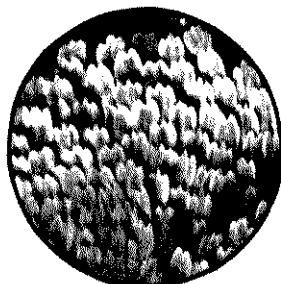
A. canutia



A. mamita

fotografias nos círculos 0,20 mm —

desenhos 0,10 mm —



A. alalia

FIGURA 31

Fenótipo alar mais comum nos machos de 13 espécies de Actinote.
Face dorsal=lado esquerdo/Face ventral=lado direito

Actinote pellenea



Actinote carycina



Actinote pyrrha



Actinote notabilis



Actinote parapheles



Actinote melanisans



Actinote rhodope



Actinote discrepans



Actinote genitrix



Actinote alalia



Actinote surima



Actinote canutia



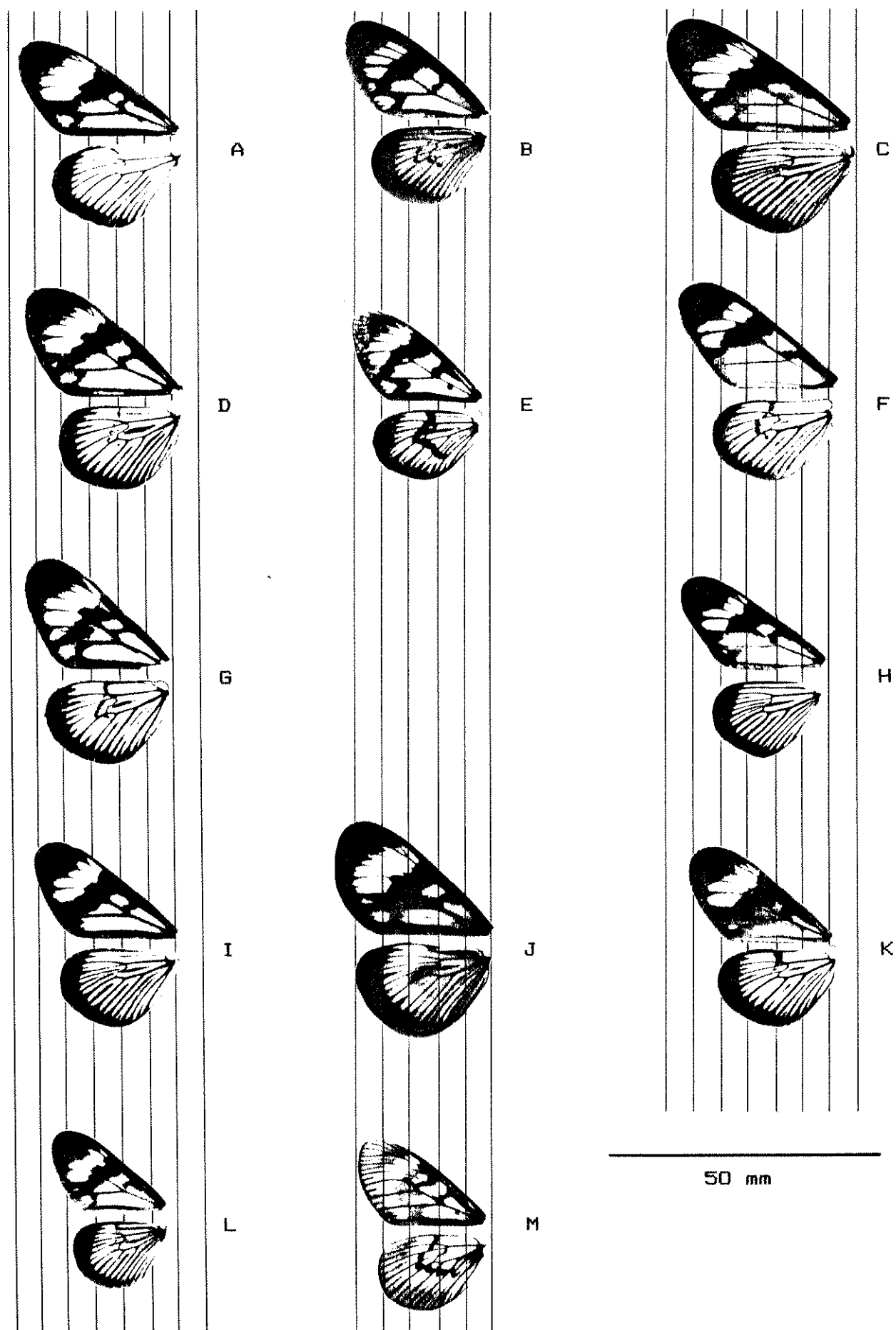
Actinote mamita



50 mm

FIGURA 32

Grau de transparência das asas dos machos de 13 espécies de Actinote.



A. notabilis (A); A. alalia (B); A. melanisans (C); A. pyrrha (D);
A. surima (E); A. genitrix (F); A. parapheles (G); A. rhodope (H);
A. carycina (I); A. canutia (J); A. discrepans (K); A. pellenea (L);
A. mamita (M).

FIGURA 33

Fenótipo alar mais comum nas fêmeas de 13 espécies de Actinote.
Face dorsal=lado esquerdo/Face ventral=lado direito

Actinote pellenea



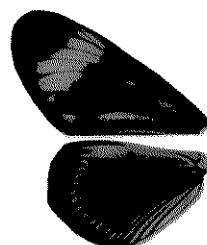
Actinote carycina



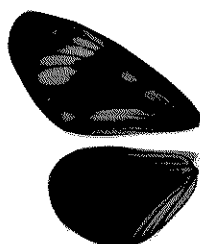
Actinote pyrrha



Actinote notabilis



Actinote parapheles



Actinote melanisans



Actinote rhodope



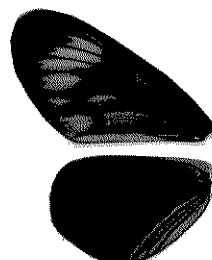
Actinote discrepans



Actinote genitrix



Actinote alalia



Actinote surima



Actinote canutia



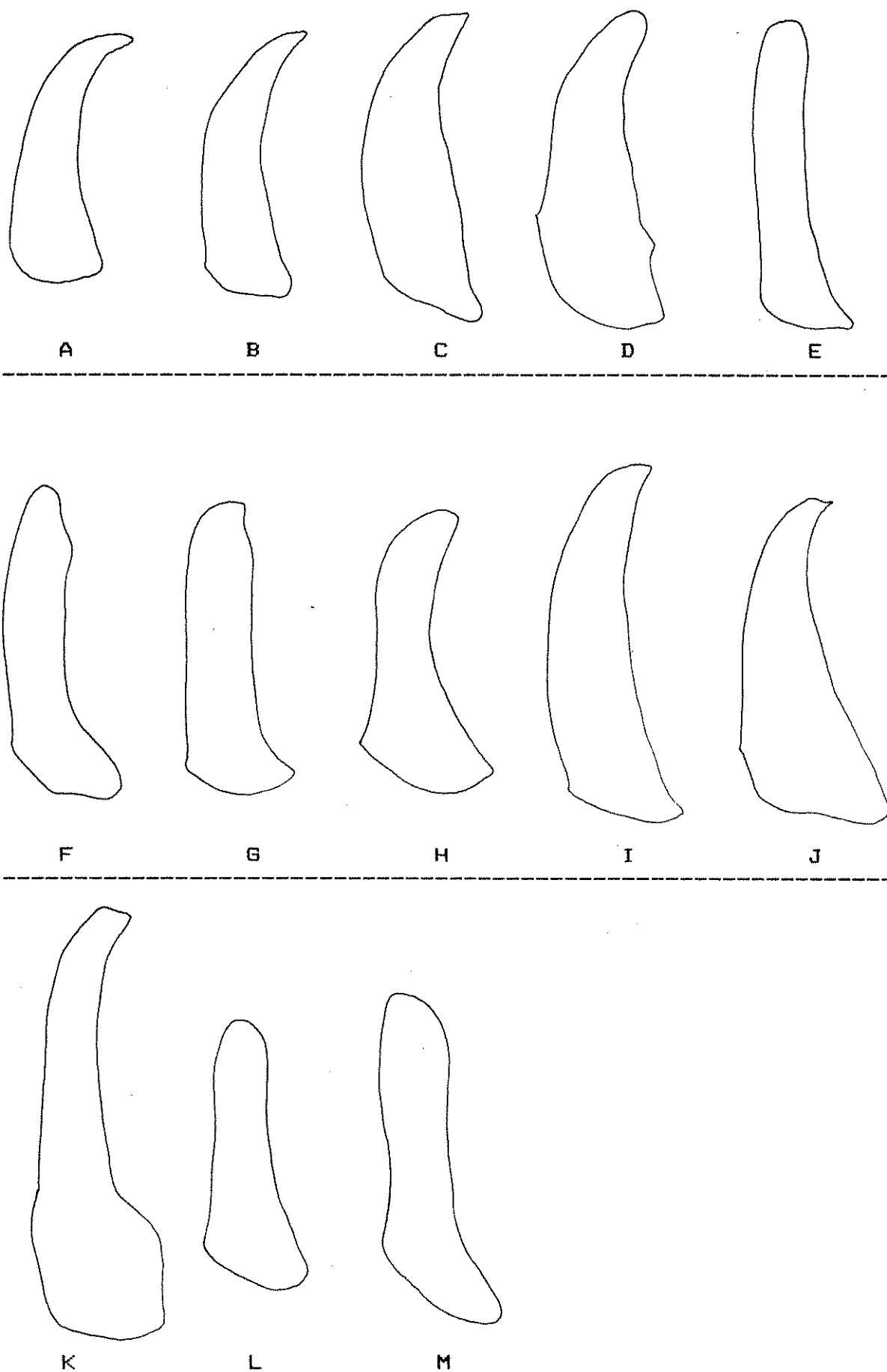
Actinote mamita



50 mm

FIGURA 34

Vista ventral da valva esquerda de 13 espécies de Actinote.



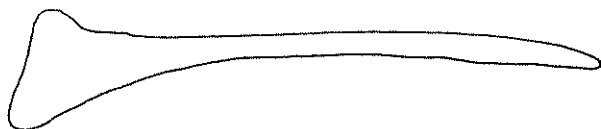
A. pellenea (A); A. carycina (B); A. pyrrha (C); A. notabilis (D);
A. parapheles (E); A. discrepans (F); A. alalia (G); A. surima (H);
A. melanisans (I); A. rhodope (J); A. genitrix (K); A. mamita (L);
A. canutia (M).

1 mm

FIGURA 35

Vista ventral do pênis 13 espécies de Actinote.

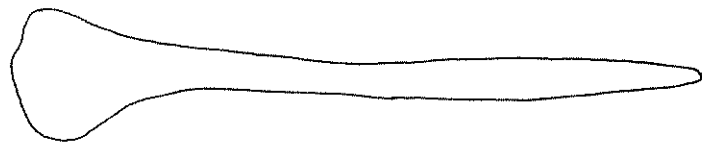
A. pellenea



A. carycina



A. pyrrha



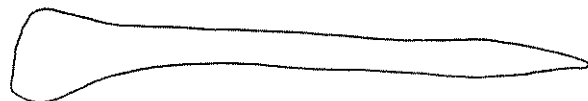
A. notabilis



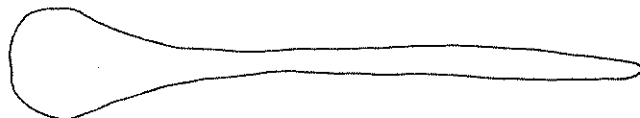
A. parapheles



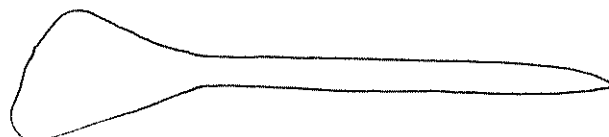
A. discrepans



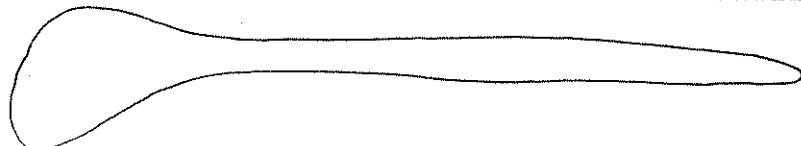
A. alalia



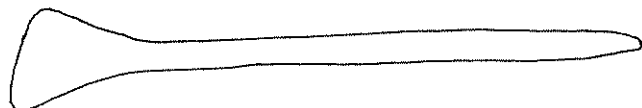
A. surima



A. melanisans



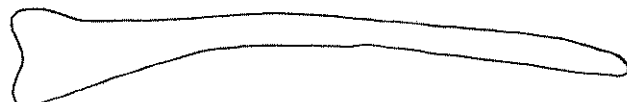
A. rhodope



A. genitrix



A. mamita



A. canutia



1 mm

FIGURA 36

Chave para determinação de borboletas machos de 13 espécies de Actinote.

1a	asas anteriores e posteriores transparentes e de aspecto oleoso.....	2
1b	sem as características acima.....	3
2a	IRC > 2.5.....	<u>A. canutia</u>
2b	IRC < 2.5.....	<u>A. mamita</u>
3a	região basal das asas anteriores transparente. (manchas 8 e 9).....	4
3b	sem as características acima.....	7
4a	valvas com o ápice afilado e recurvado para dentro.....	5
4b	valvas com o ápice rombo e quase sem curvatura.....	<u>A. discrepans</u>
5a	valvas pelo menos mais longas do que largas, com o ápice recurvando-se abruptamente para dentro. Escamas da região XI da face ventral das asas posteriores com o ápice convexo e denteado conspícuo.....	<u>A. genitrix</u>
5b	sem todas as características acima.....	6
6a	ápice das valvas curvando-se abruptamente para dentro. Manchas 16 e 17 da face dorsal das asas anteriores transparentes.....	<u>A. rhopope</u>
6b	ápice das valvas curvando-se gradualmente para dentro. Manchas 16 e 17 da face dorsal das asas anteriores opacas.....	<u>A. melanisans</u>
7a	face ventral das asas posteriores com a cor de base alaranjada, com a mesma intensidade da face dorsal. Mancha XI da face ventral da asa posterior de cor amarela. Valvas quase retas com o ápice rombo.....	<u>A. parapheles</u>
7b	sem as características acima.....	8
8a	manchas coloridas das asas anteriores sempre amarelas. Pênis com largura de 0.1 mm em toda a sua extensão, com aspecto de "fino-reto-longo". Mancha XI da face ventral das asas posteriores de cor amarela, com as escamas de ápice convexo e denteado.....	<u>A. notabilis</u>
8b	sem as características acima.....	9
9a	valvas com as duas linhas que delimitam o comprimento quase paralelas em toda a sua extensão, com o ápice rombo. Escamas da região XI da face ventral das asas posteriores com o ápice conspícuamente denteado.....	<u>A. alalia</u>
9b	sem as características acima.....	10
10a	VG da face ventral das asas posteriores fortemente marcada. Manchas coloridas de ambas asas sempre alaranjadas. Valvas curvas com base larga e ápice rombo.....	<u>A. surima</u>
10b	sem as características acima.....	11
11a	IRC < 2.3. Escamas da região XI da face ventral das asas posteriores com o ápice convexo e sem denteação.....	<u>A. pellenea</u>
11b	sem as características acima.....	12
12a	escamas da região XI da face ventral das asas posteriores com o ápice convexo e denteado pouco conspícuo.....	<u>A. carycina</u>
12b	escamas da região XI da face ventral das asas posteriores com o ápice convexo e denteado conspícuo.....	<u>A. pyrrha</u>

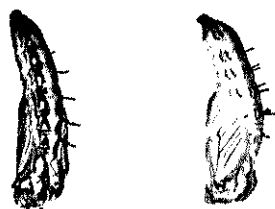
FIGURA 37

Chave para determinação de borboletas fêmeas de 13 espécies de Actinote.

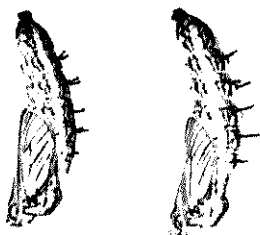
1a tampão claro.....	2
1b tampão escuro.....	11
2a asas anteriores com a margem externa muito arredondada. Asas posteriores com a BD muito larga.....	3
2b asas anteriores com a margem externa pouco arredondada.....	4
3a antenas pilosas em toda a sua extensão.....	<u>A. canutia</u>
3b antenas pilosas apenas na base.....	<u>A. mamita</u>
4a asas anteriores com VG sempre presente e ininterrupta até pelo menos VI.....	<u>A. surima</u>
4b sem as características acima.....	5
5a asas anteriores com o ICA < 2,2. Mancha 17 sempre presente.....	<u>A. notabilis</u>
5b sem todas as características acima.....	6
6a asas anteriores com o IAT < 1,7.....	<u>A. pellenea</u>
6b sem a característica acima.....	7
7a asas anteriores com o IRC < 2,3.....	<u>A. rhodope</u>
7b sem a característica acima.....	8
8a area basal das asas anteriores de cor amarela com as manchas 1, 2, 7 e 8 bem definidas.....	9
8b sem as características acima.....	10
9a escamas da região XI da face ventral das asas posteriores conspicuamente denteadas no ápice.....	<u>A. pyrrha</u>
9b sem a característica acima.....	<u>A. carycina</u>
10a escamas da região XI da face ventral das asas posteriores conspicuamente denteadas no ápice. Mancha 17 sempre presente.....	<u>A. discrepans</u>
10b sem as características acima.....	<u>A. melanisans</u>
11a IRC > 2,8. Margens costal e externa quase paralelas.....	<u>A. genitrix</u>
11b sem as características acima.....	12
12a asas posteriores com a mancha 7 de cor clara. Coloração geral de base alaranjado-escuro. VG usualmente presente.....	<u>A. alalia</u>
12b sem as características acima.....	<u>A. parapheles</u>

FIGURA 38

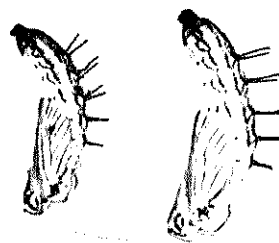
Pupas de 12 espécies de Actinote. Vista lateral.
(machos a esquerda; fêmeas à direita).



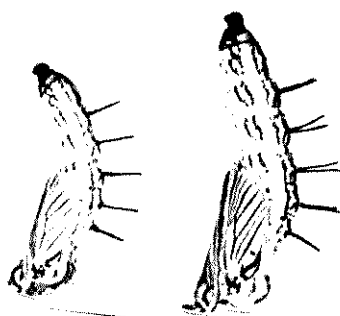
A. pellenea



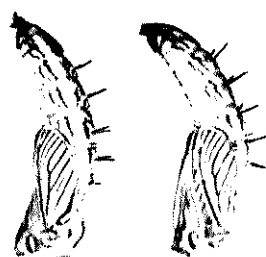
A. carycina



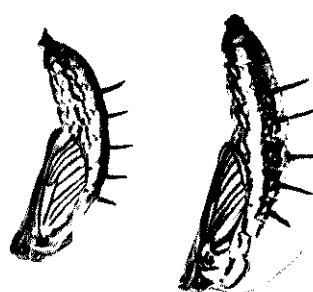
A. pyrrha



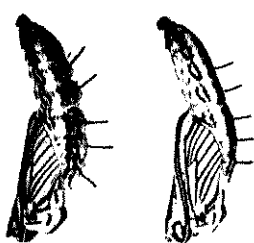
A. notabilis



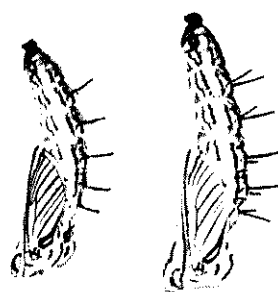
A. parapheles



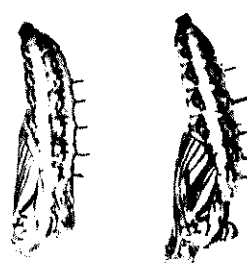
A. melanisans



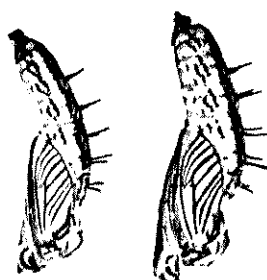
A. rhodope



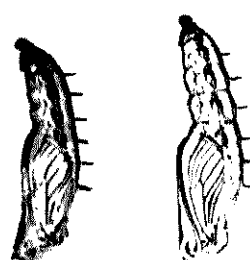
A. discrepans



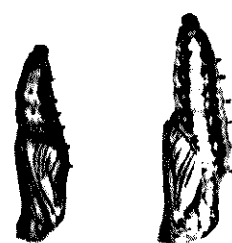
A. surima



A. genitrix



A. canutia



A. mamita

15 mm

TABELA 7

Caracteres usados na identificação de pupas de 12 espécies de Actinote.

W=branca; Y=branco-amarelada; L=longo ($>0,80$);
M=médio (entre 0,20 e 0,80); C=curto ($<0,20$).

comprimento dos espinhos e relação com a largura da crisálida (largura medida no 5º segmento abdominal).

ESPECIE	cor de base da crisálida.		número de pares de espinhos.	
A. <u>pellenea</u>	Y	M	5	
A. <u>carycina</u>	W	M	5	
A. <u>pyrrha</u>	W	L	5	
A. <u>notabilis</u>	W	L	5	
A. <u>melanisans</u>	W	L	5	
A. <u>rhodope</u>	W	L	5	
A. <u>parapheles</u>	W	M	5	
A. <u>discrepans</u>	W	L	5	
A. <u>genitrix</u>	W	L	5	
A. <u>surima</u>	Y	M	5	
A. <u>mamita</u>	Y	C	6	
A. <u>canutia</u>	W	M	6	

FIGURA 39

Espiráculo 1 da pupa de 12 espécies de Actinote.



A. pellenea



A. carycina



A. pyrrha



A. notabilis



A. parapheles



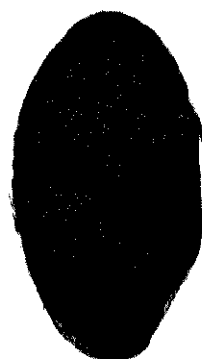
A. melanisans



A. rhodope



A. discrepans



A. surima



A. genitrix



A. canutia



A. mamita



0.25 mm

FIGURA 40

Chave para identificação de pupas de 6 espécies de Actinote.

1a. relação do comprimento dos espinhos com a largura
no quinto segmento abdominal entre 0,20 e 0,80.....2

1b. relação do comprimento dos espinhos com a largura
no quinto segmento abdominal maior que 0,80.....A. pyrrha
A. notabilis
A. melanisans
A. rhodope
A. discrepans
A. genitrix

2a. pupas com 6 fileiras de espinhos.....3

2b. pupas com 5 fileiras de espinhos.....4

3a. cor de base da pupa, amarela.
relação do comprimento dos espinhos com a largura
no quinto segmento abdominal menor que 0,20.....A. mamita

3b. cor de base da pupa, branca.
relação do comprimento dos espinhos com a largura
no quinto segmento abdominal maior que 0,20.....A. canutia

4a. cor de base da pupa, amarela.....5

4b. cor de base da pupa, branca.....6

5a. espiráculo 1 de forma mais larga que comprida.....A. pellenea

5b. espiráculo 1 de forma mais longa que larga.....A. surima

6a. espiráculo 1 de largura quase igual ao
comprimento.....A. carycina

6b. espiráculo 1 de largura menor que o comprimento...A. parapheles

FIGURA 41
Larvas em último estágio.



15 mm

(A) A. pellenea

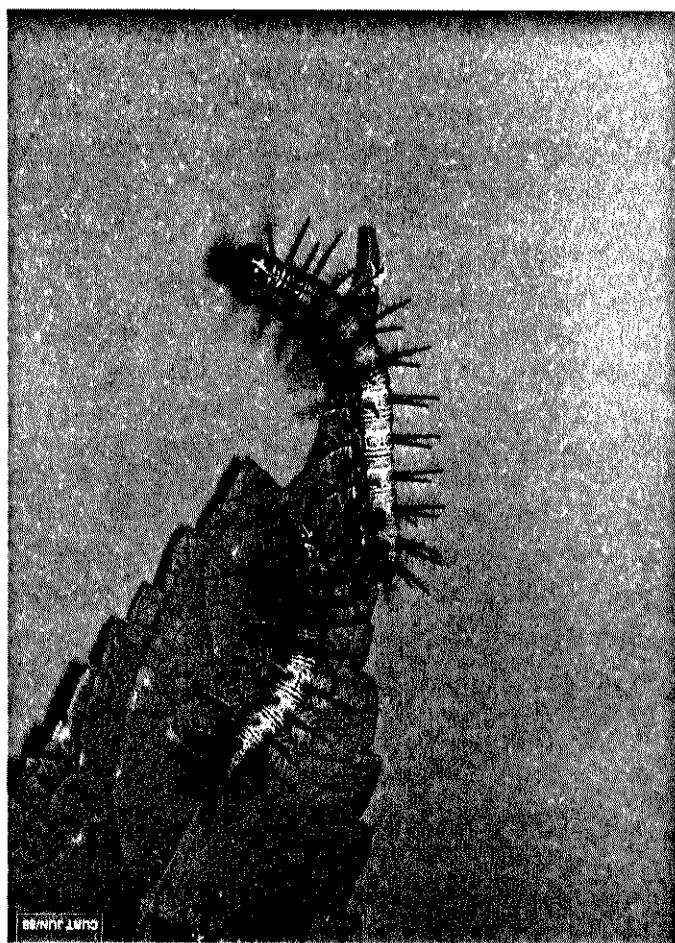


FIGURA 41 - continuação

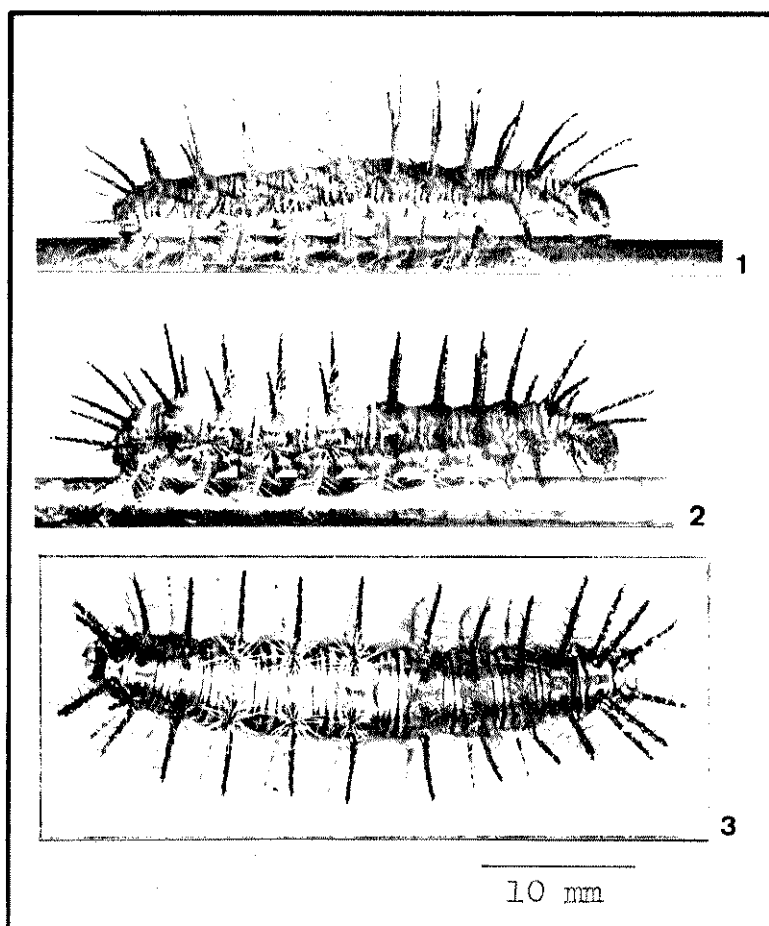
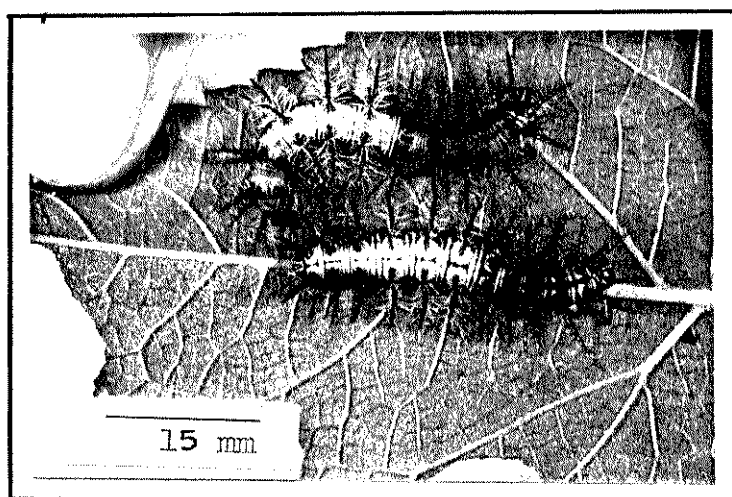
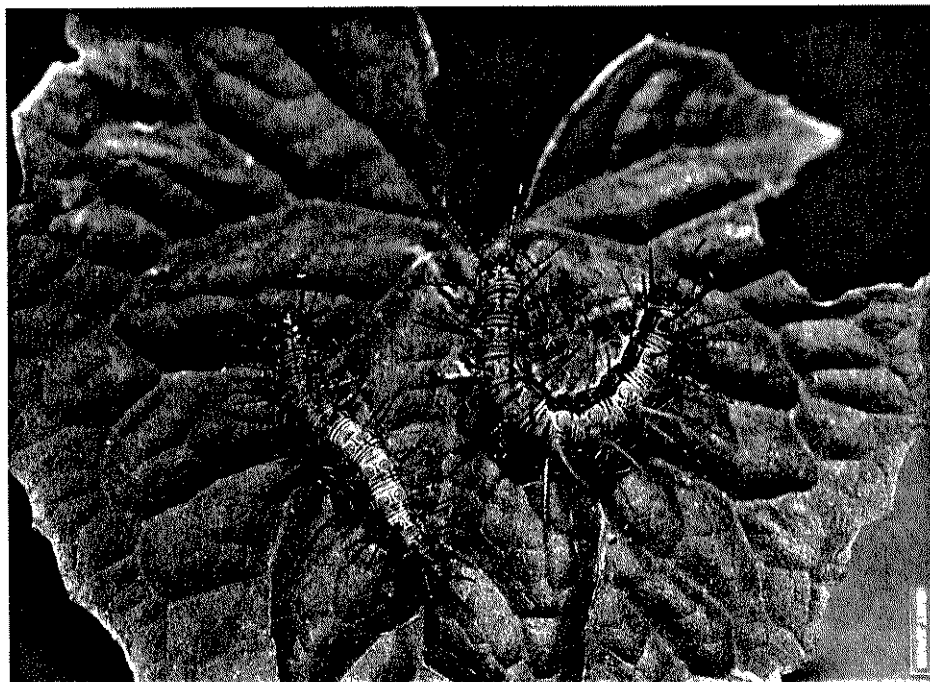
(B) A. carycina

FIGURA 41 - continuação

15 mm



(C) *A. pyrrha*

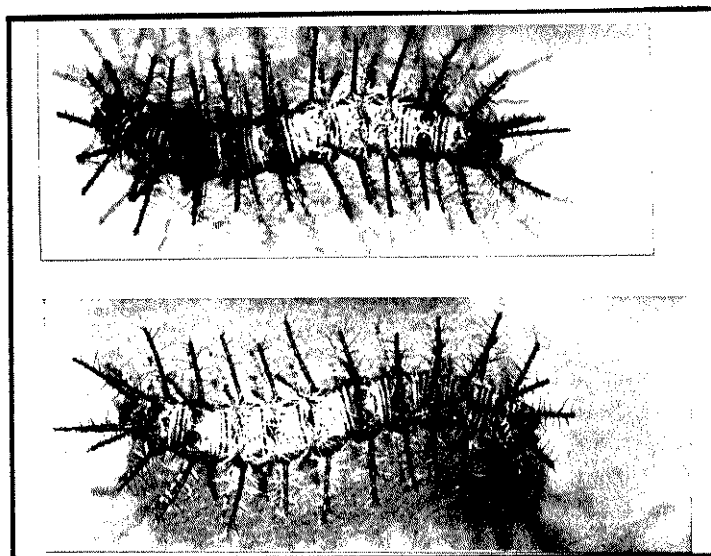
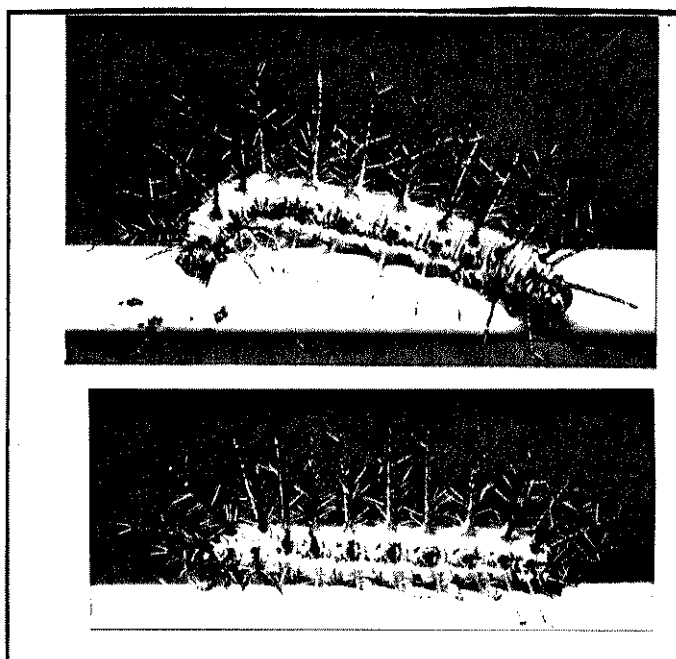
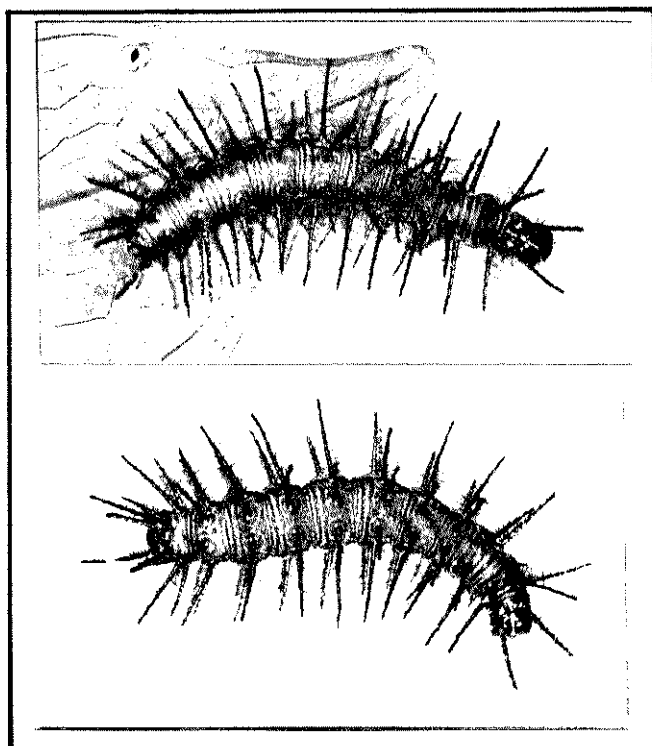


FIGURA 41 - continuação

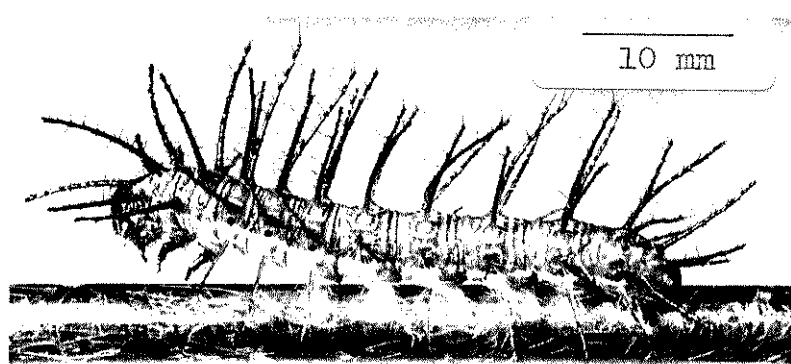
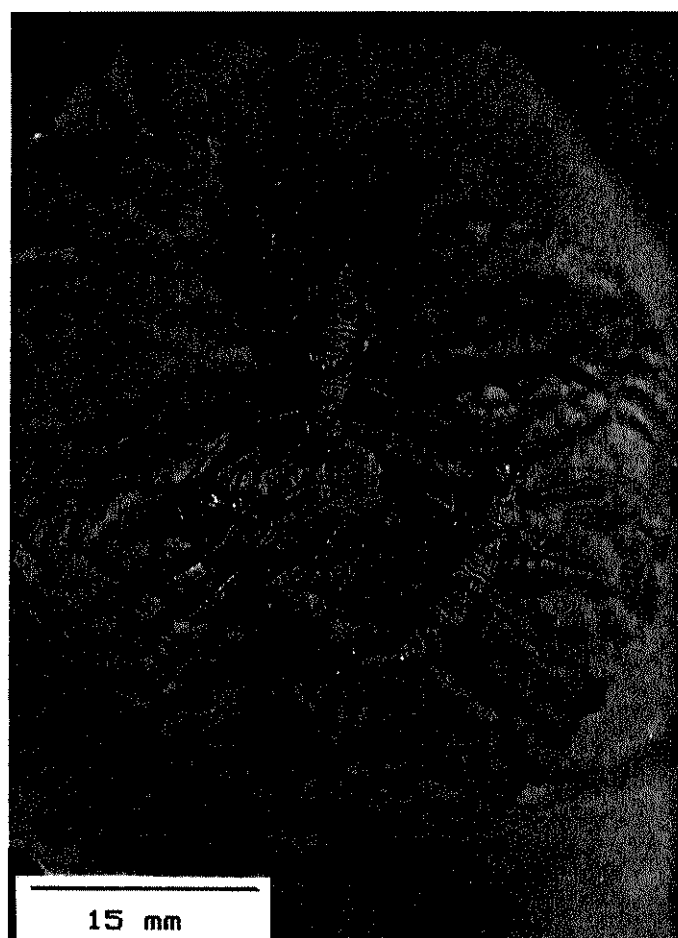


(D) A. notabilis



15 mm

FIGURA 41 - continuação



(E) A. melanisans

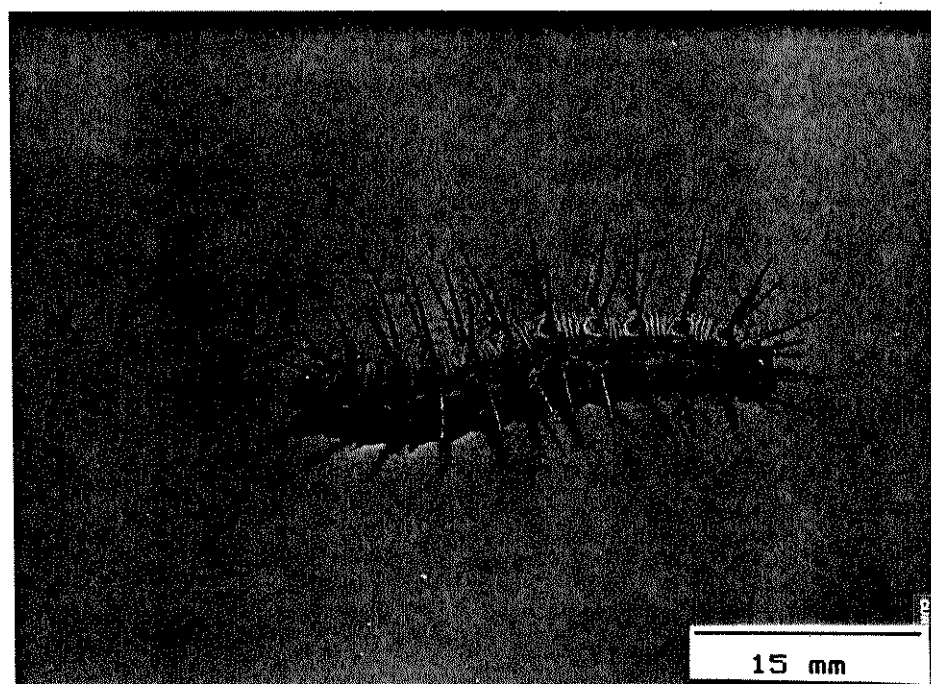
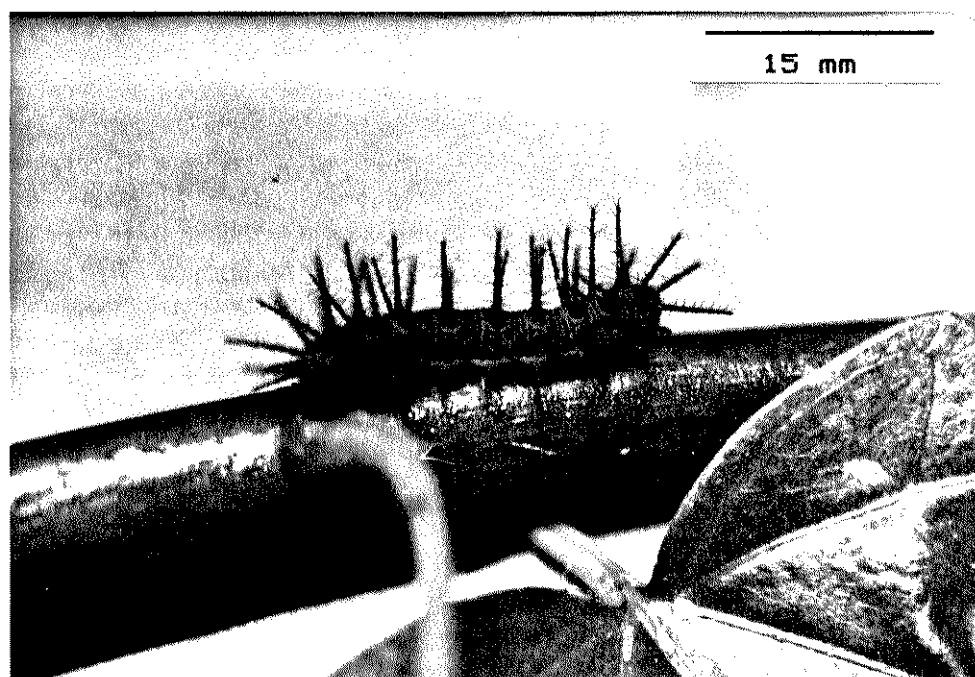
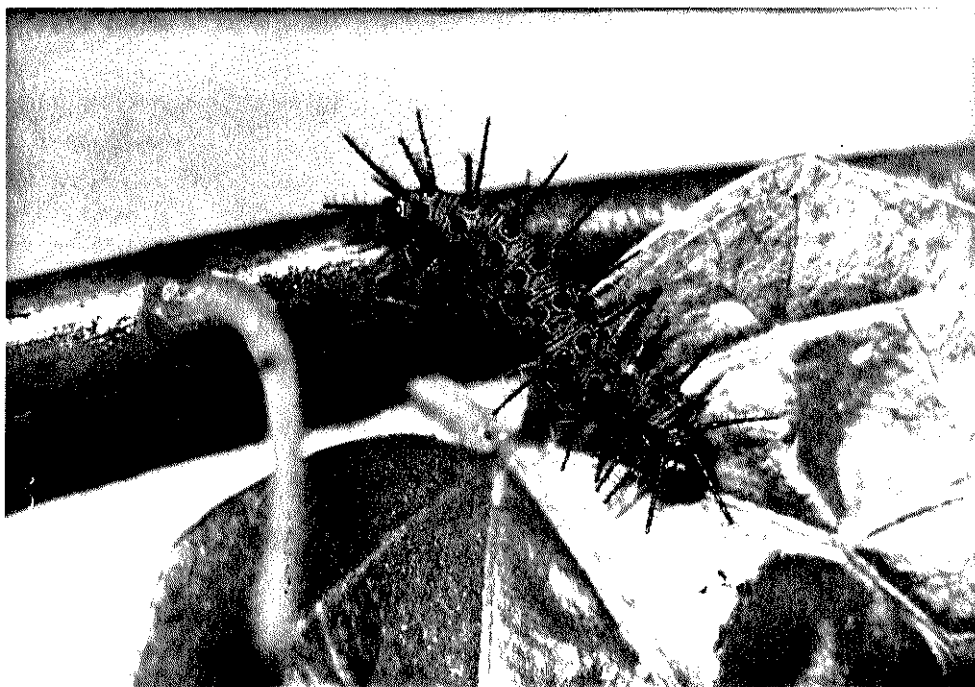


FIGURA 41 - continuação



(F) A. discrepans

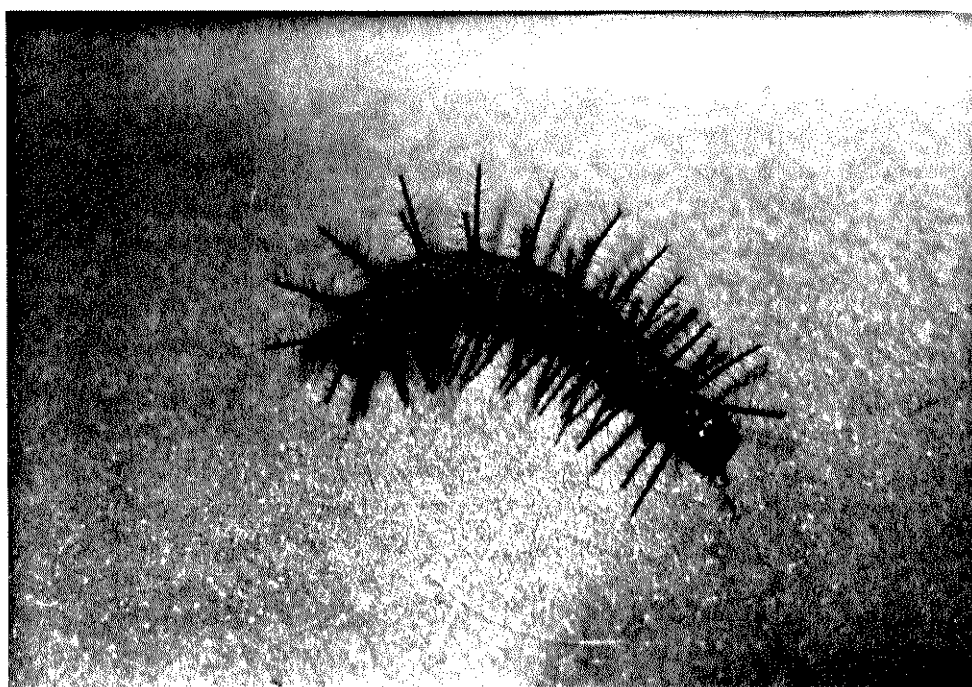
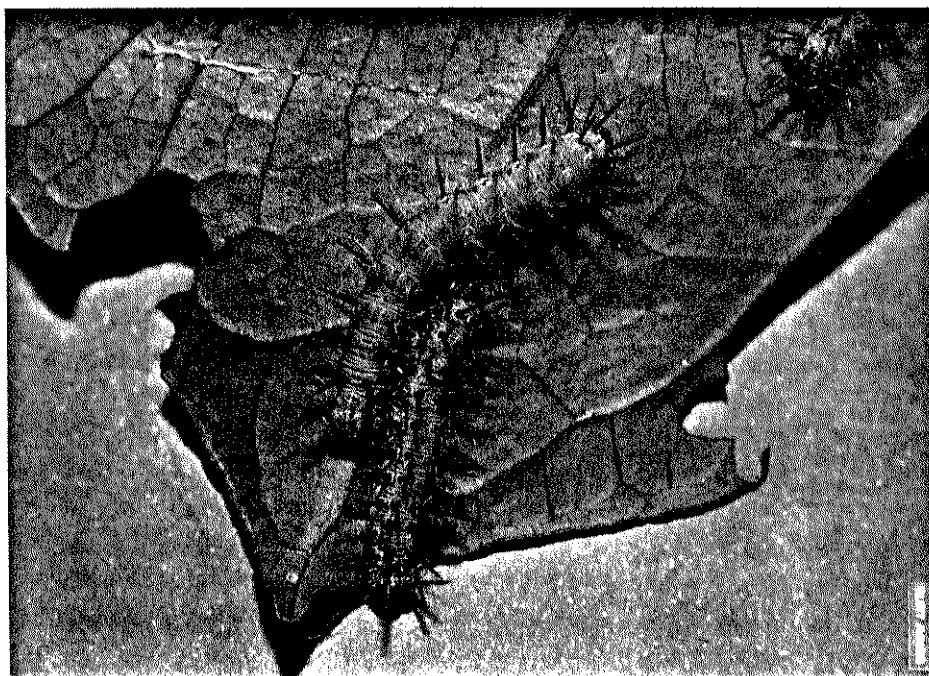
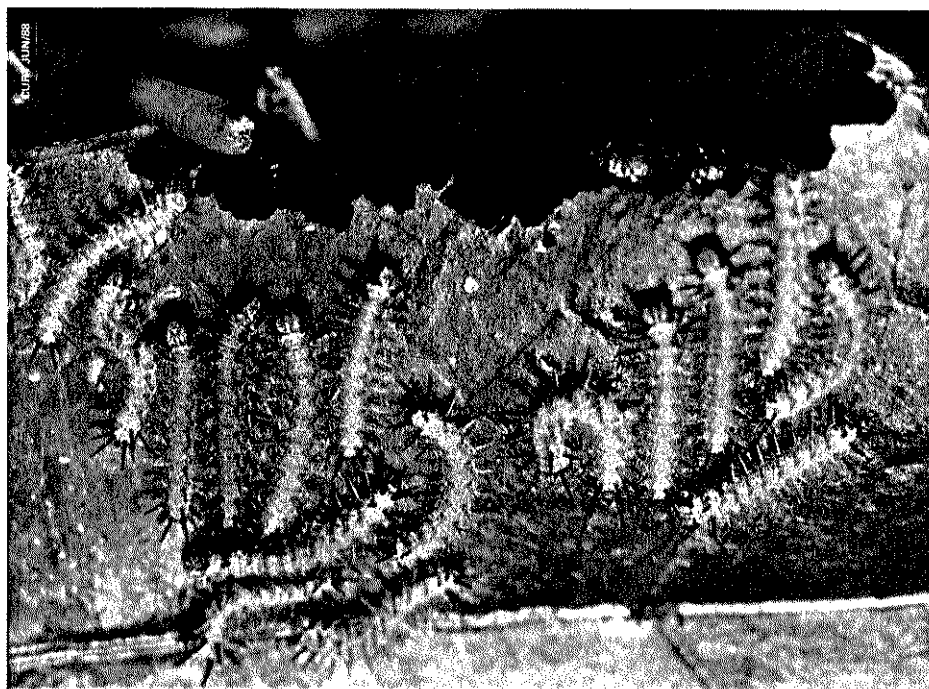
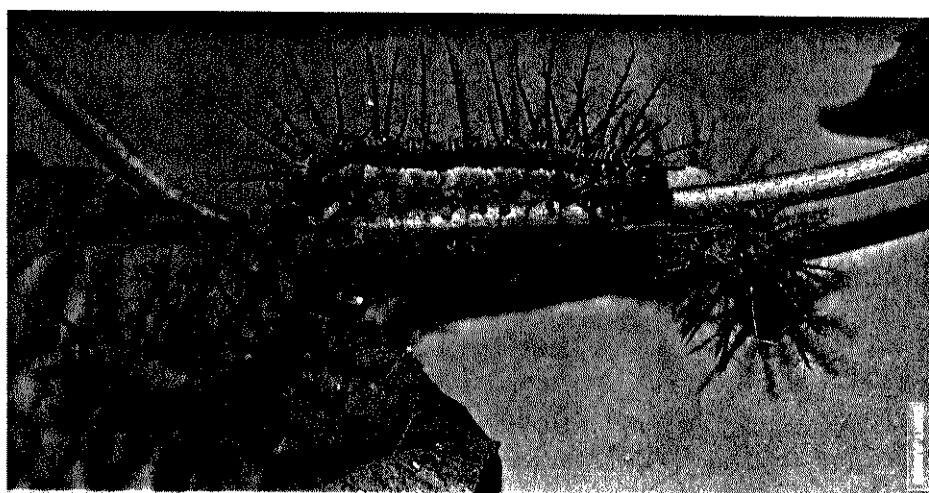


FIGURA 41 - continuação



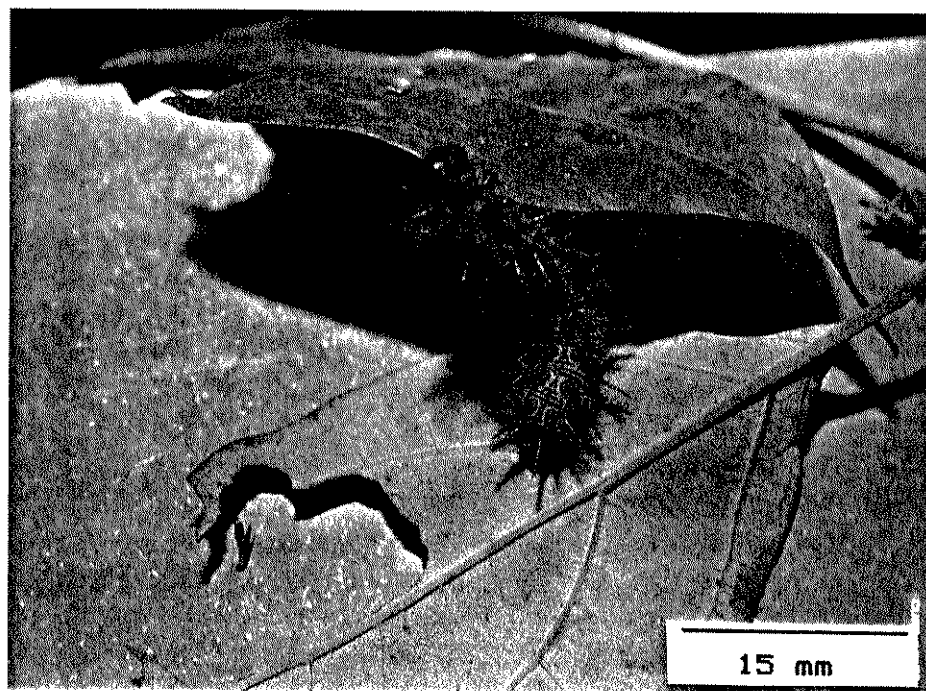
(G) A. parapheles

15 mm



(H) A. rhodope

FIGURA 41 - continuação

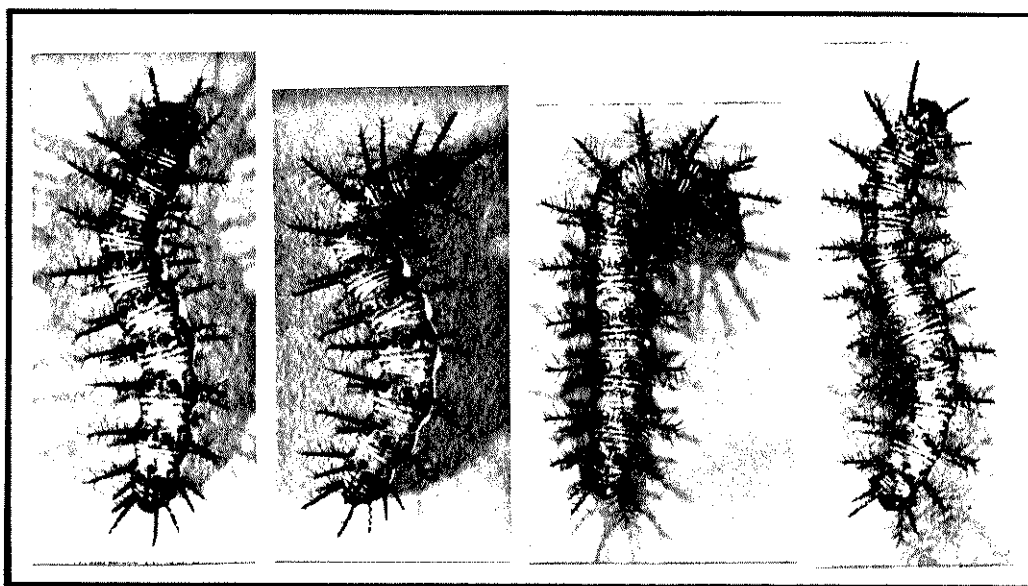


(I) A. genitrix



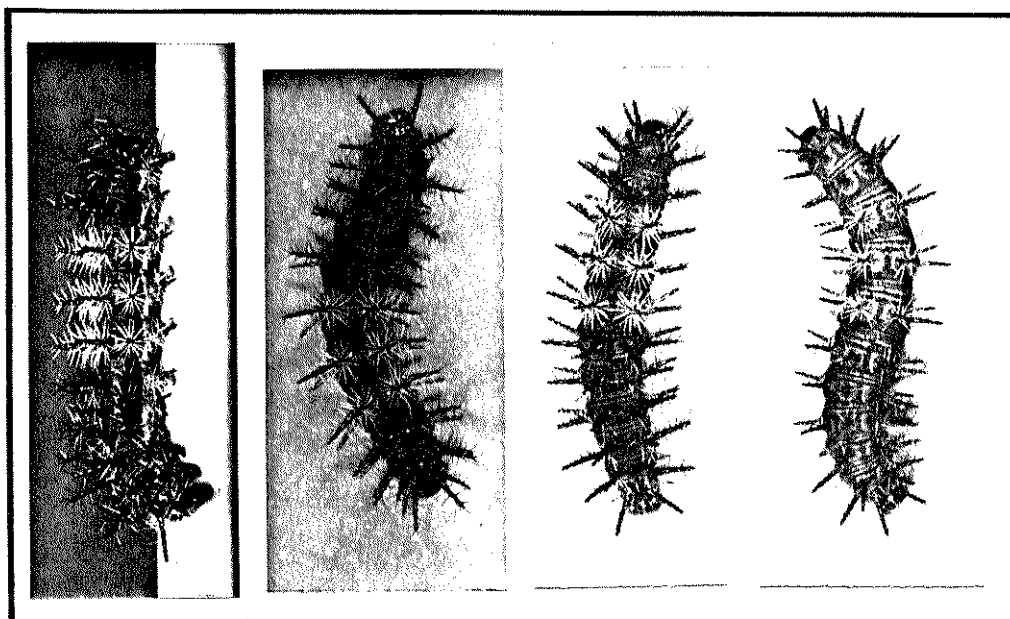
(J) A. mamita

FIGURA 41 - continuação



(K) A. canutia

15 mm



(L) A. surima

TABELA 8
Características de coloração usadas na identificação das
larvas de Actinote em último estágio.

B=negra; M=marrom; W=branca; R=marrom-avermelhada;
Y=amarela; O=alaranjada; +=forte; -=fraca.

	<u>A. pellenea</u>	<u>A. carycina</u>	<u>A. pyrrha</u>	<u>A. notabilis</u>	<u>A. melanisans</u>	<u>A. rhodope</u>	<u>A. parapehes</u>	<u>A. discrepans</u>	<u>A. genitrix</u>	<u>A. surima</u>	<u>A. mamita</u>	<u>A. canutia</u>
-Cor do círculo orbicular dos esolos centrais.	O	O	O	O	W	O	O	M	O	M	M	O
-Intensidade de cor da faixa lateral.	-	-	+	+	+	+	-	-	-	+	-	-
-Cor da faixa lateral.	B	B	B	M	B	B	M	M	M	B	B	M
-Cor de base da região abdominal abaixo da linha dos espiráculos.	Y	Y	Y	Y	Y	Y	Y	Y	M	Y	Y	Y
-Cor de base dos segmentos dorsais centrais.	W	W	W	O	W	O	O	O	M	M	M	O
-Cor de base dos segmentos dorsais iniciais e finais.	O	R	O	O	O	O	O	O	M	R	M	O
-Cor dos pelos dos esolos dorsais centrais.	W	W	W	O	O	O	O	O	M	W	M	O
-Cor dos esolos dorsais centrais.	W	W	W	O	W	M	O	M	M	M	M	M
-Cor dos pelos dos esolos dorsais iniciais e finais.	W	W	W	O	O	M	O	M	M	R	M	M
-Cor de base da cápsula cefálica.	R	B	M	M	R	R	W	B	B	B	B	B

TABELA 9

Largura da cápsula cefálica de larvas em último estágio de 12 espécies de Actinote.

ESPÉCIE	n	AMPLITUDE	x	s	CV%
<u>A. pellenea</u>	26	2,0-2,5	2,3	0,13	5,6
<u>A. carycina</u>	59	2,0-2,7	2,3	0,16	6,8
<u>A. genitrix</u>	18	2,7-3,2	2,5	0,17	5,7
<u>A. mamita</u>	04	2,6-2,7	2,6	0,05	1,9
<u>A. surima</u>	17	2,4-2,8	2,6	0,13	5,0
<u>A. pyrrha</u>	16	2,2-3,0	2,7	0,19	7,1
<u>A. melanisans</u>	14	2,7-3,3	2,9	0,17	5,9
<u>A. rhodope</u>	21	2,6-3,2	2,9	0,14	4,9
<u>A. canutia</u>	07	2,8-3,2	3,0	0,13	4,3
<u>A. parapheles</u>	27	2,7-3,5	3,0	0,26	8,6
<u>A. notabilis</u>	17	2,9-3,4	3,1	0,15	4,9
<u>A. discrepans</u>	22	3,1-3,7	3,4	0,16	4,7

TABELA 10

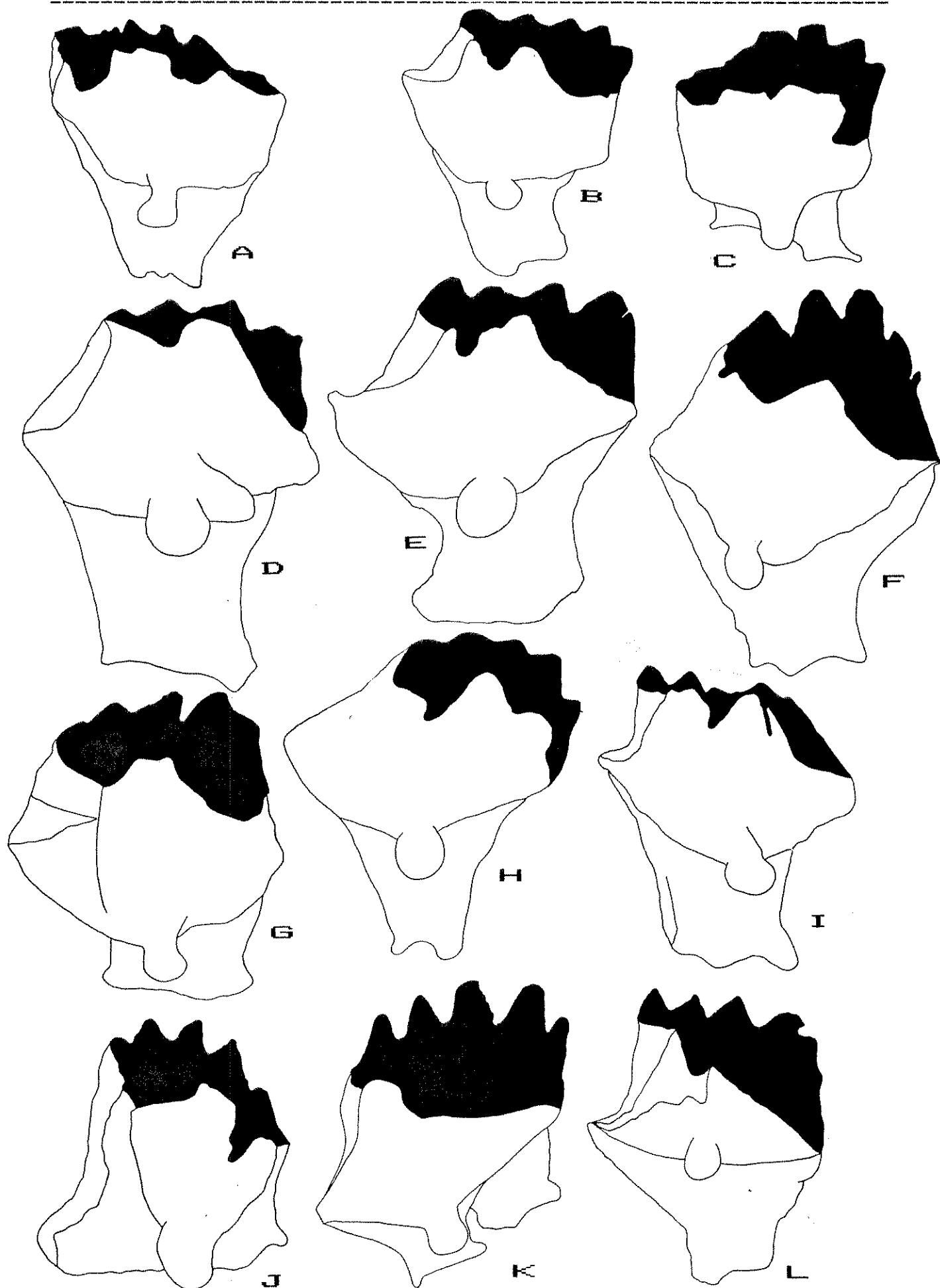
(A) Relação entre o comprimento do primeiro par de escolos protorácicos dorsais (RCE) e a largura da cápsula cefálica em larvas em último estágio de 12 espécies de Actinote.

(B) Relação entre a largura e a altura da fronte (CLF) em larvas em último estágio

(A)		(B)	
ESPÉCIE	amplitude do RCE	ESPÉCIE	CLF
<u>A. pyrrha</u>	6-7	<u>A. pellenea</u>	0,8
<u>A. carycina</u>	6-7	<u>A. carycina</u>	0,9
<u>A. rhodope</u>	6-7	<u>A. pyrrha</u>	0,9
<u>A. melanisans</u>	7-8	<u>A. notabilis</u>	0,9
<u>A. canutia</u>	7-8	<u>A. parapheles</u>	0,9
<u>A. notabilis</u>	7-8	<u>A. rhodope</u>	0,9
<u>A. discrepans</u>	7-9	<u>A. surima</u>	0,9
<u>A. parapheles</u>	10-11	<u>A. mamita</u>	0,9
<u>A. genitrix</u>	10-11	<u>A. canutia</u>	1,0
<u>A. pellenea</u>	13-14	<u>A. melanisans</u>	1,0
<u>A. surima</u>	13-15	<u>A. genitrix</u>	1,0
<u>A. mamita</u>	15-17	<u>A. discrepans</u>	1,1

FIGURA 42

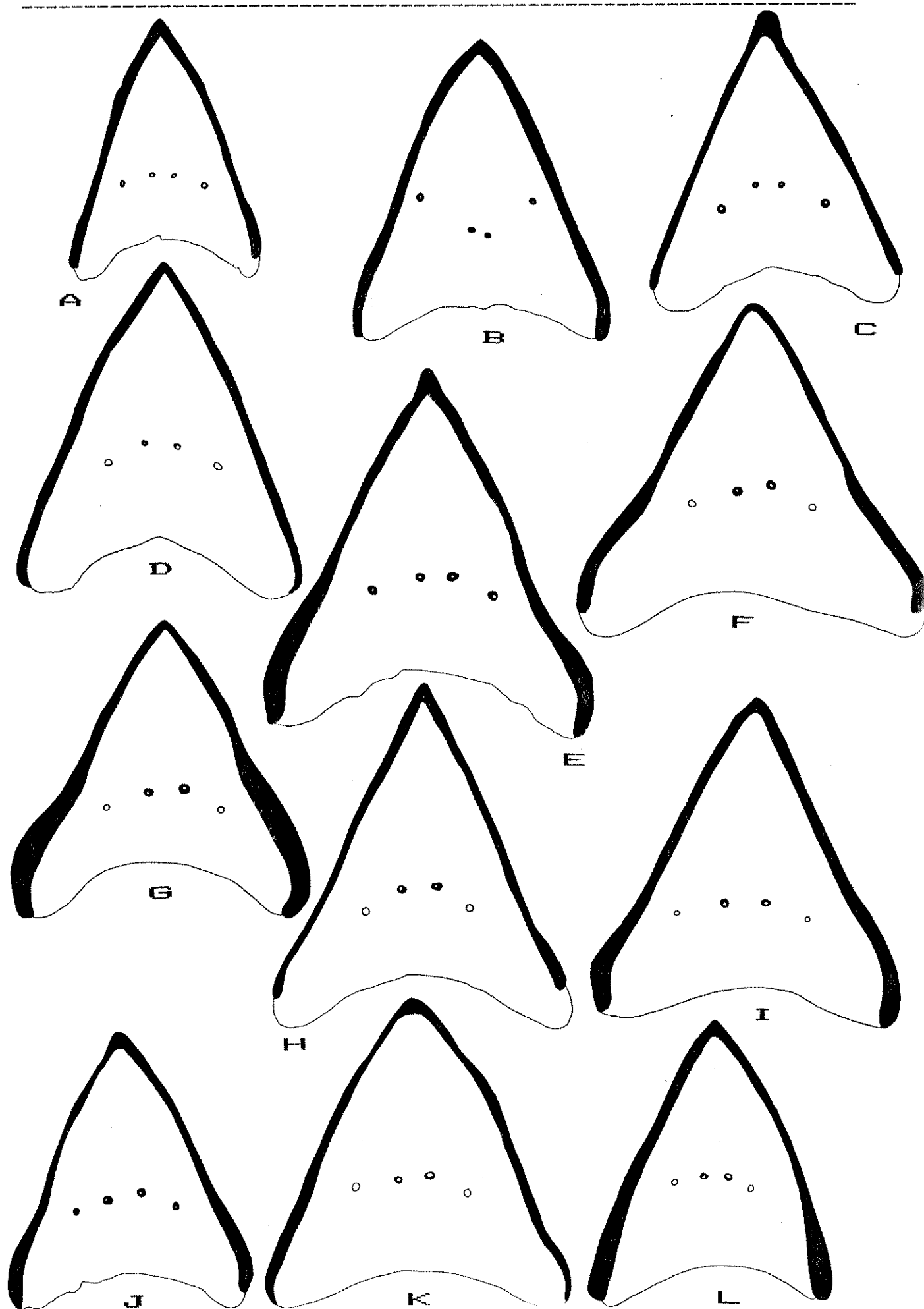
Vista lateral da mandíbula esquerda de larvas em último estágio de 12 espécies de Actinote.



A. pellenea (A); A. carycina (B); A. pyrrha (C); A. notabilis (D)
A. parapheles (E); A. discrepans (F); A. melanisans (G);
A. rhodope (H); A. genitrix (I); A. surima (J); A. canutia (K);
A. mamita (L).

FIGURA 43

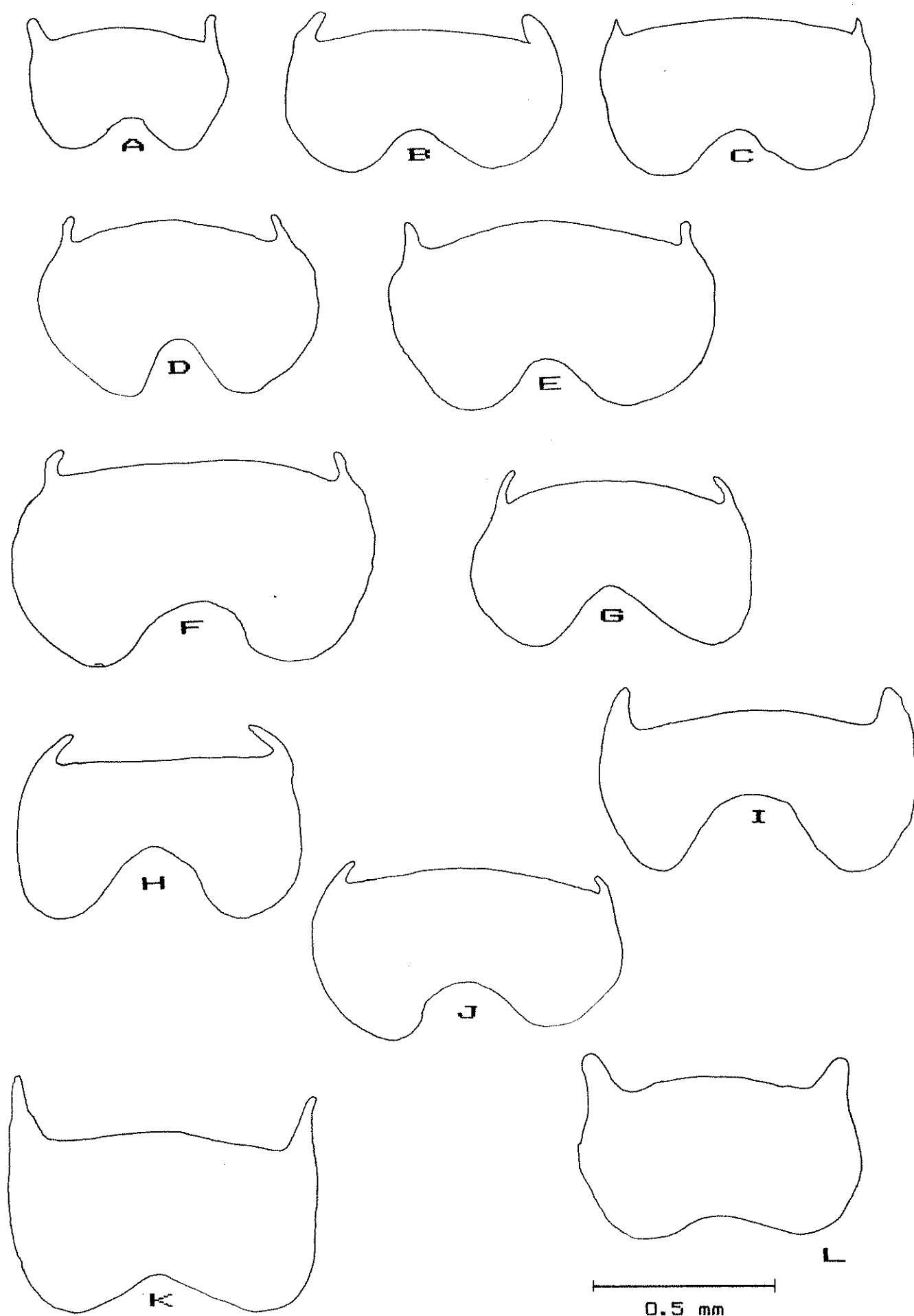
Fronte de larvas em último estágio de 12 espécies de Actinote.



A. pellenea (A); A. carycina (B); A. pyrrha (C); A. notabilis (D)
A. parapheles (E); A. discrepans (F); A. melanisans (G);
A. rhodope (H); A. genitrix (I); A. surima (J); A. canutia (K);
A. mamita (L).

FIGURA 44

Vista frontal do labro de larvas em último estágio de 12 espécies de Actinote.



A. pellenea (A); A. carycina (B); A. pyrrha (C); A. notabilis (D)
A. parapheles (E); A. discrepans (F); A. melanisans (G);
A. rhodope (H); A. genitrix (I); A. surima (J); A. canutia (K);
A. mamita (L).

FIGURA 45

Chave para identificação de larvas em último estágio de 12 espécies de Actinote.

1a RCE menor ou igual a 9,0.....	6
1b RCE maior do que 9,0.....	2
2a Cápsula cefálica branca com pontuação castanho-clara.....	
.....	<u>A. parapeles</u>
2b Cápsula cefálica escura.....	3
3a RCE menor do que 12,0. A região abaixo da linha formada pelos espiráculos de coloração escura	<u>A. genitrix</u>
3b RCE maior do que 12,0.....	4
4a Segmentos centrais (6-9) de coloração branca.....	<u>A. pellenea</u>
4b Segmentos centrais (6-9) de coloração escura.....	5
5a Face dorsal com coloração marrom-escura. Círculos orbitares dos escolos dorsais pouco evidentes.....	
.....	<u>A. mamita</u>
5b Face dorsal com coloração marrom-escura. Círculos orbitares dos escolos dorsais bem evidentes, variando entre alaranjado-claro e vermelho-escuro...	<u>A. surima</u>
6a CLF maior do 1,0. Face dorsal de coloração alaranjada-clar.....	
.....	<u>A. discrepans</u>
6b CLF menor ou igual a 1,0.....	7
7a Linha lateral que acompanha os espiráculos escura e conspícua	8
7b Linha lateral que acompanha os espiráculos clara e pouco conspícua.....	<u>A. carycina</u>
8a Face dorsal com coloração alaranjada pouco diferenciada em toda a sua extensão.....	<u>A. notabilis</u>
8b Face dorsal sem coloração alaranjada pouco diferenciada em toda a sua extensão.....	9
9a Concavidade inferior do labro pouco perceptível....	<u>A. canutia</u>
9b Concavidade inferior do labro bem perceptível.....	10
10a Ligação do côndilo mandibular com a mandíbula não constricta..	
.....	<u>A. pyrrha</u>
10b Ligação do côndilo mandibular com a mandíbula constricta....	11
11a Base da mandíbula larga com metade da altura total.....	
.....	<u>A. melanisans</u>
11b Base da mandíbula larga com menos da metade da altura total..	
.....	<u>A. rhodope</u>

TABELA 11

Comprimento (mm) das cerdas primárias utilizadas na identificação de larvas de primeiro estágio de 11 espécies de Actinote. Foram examinadas pelo menos 3 larvas de cada espécie, exceto A. notabilis.

espécie	cerda Spt3 x amplitude	cerda Sap3 x amplitude	cerda Sat3 x amplitude	cerda Spt5 x amplitude	cerda Spt9 x amplitude	cerda Sat1 x amplitude
<u>A. pellenea</u>	0,23 0,21-0,25	0,29 0,26-0,34	0,29 0,28-0,32	0,10 0,10-0,11	0,16 0,14-0,17	0,34 0,31-0,37
<u>A. carycina</u>	0,17 0,16-0,22	0,22 0,20-0,25	0,22 0,20-0,23	0,09 0,08-0,10	0,12 0,10-0,13	0,30 0,28-0,32
<u>A. pyrrha</u>	0,23 0,20-0,24	0,22 0,21-0,24	0,22 0,20-0,24	0,11 0,09-0,12	0,15 0,14-0,16	0,29 0,27-0,33
<u>A. notabilis</u>	0,24 0,24-0,24	0,23 0,23-0,23	0,23 0,23-0,23	0,07 0,07-0,07	0,16 0,16-0,16	0,28 0,28-0,28
<u>A. paraphaetes</u>	0,30 0,28-0,31	0,28 0,27-0,30	0,26 0,23-0,28	0,11 0,09-0,12	0,14 0,12-0,17	0,33 0,28-0,38
<u>A. discrepans</u>	0,28 0,25-0,31	0,27 0,23-0,29	0,28 0,27-0,28	0,13 0,12-0,14	0,15 0,14-0,16	0,40 0,38-0,42
<u>A. melanisans</u>	0,24 0,23-0,27	0,25 0,23-0,27	0,23 0,21-0,26	0,11 0,09-0,12	0,13 0,11-0,15	0,37 0,33-0,40
<u>A. rhodope</u>	0,25 0,23-0,28	0,19 0,18-0,20	0,18 0,17-0,19	0,08 0,08-0,08	0,11 0,11-0,11	0,24 0,23-0,25
<u>A. canutia</u>	0,26 0,24-0,29	0,31 0,30-0,32	0,29 0,28-0,31	0,10 0,08-0,14	0,16 0,14-0,18	0,40 0,36-0,43
<u>A. mamita</u>	0,28 0,28-0,28	0,33 0,33-0,33	0,33 0,33-0,33	0,13 0,12-0,13	0,15 0,15-0,16	0,45 0,44-0,47
<u>A. surima</u>	0,26 0,22-0,30	0,25 0,23-0,29	0,26 0,23-0,27	0,11 0,11-0,12	0,17 0,16-0,18	0,40 0,37-0,42

FIGURA 46

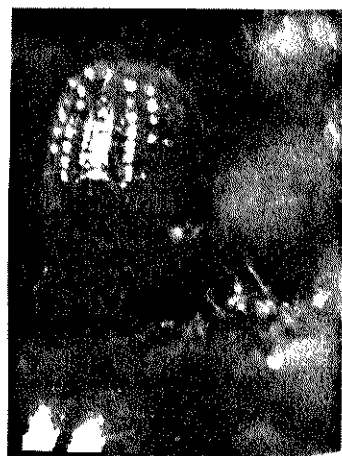
Chave de identificação para as larvas de primeiro estágio de 11 espécies de Actinote.

1a Sap3 com comprimento médio < 0,25 mm.....	2
1b Sap3 com comprimento médio > 0,25 mm.....	5
2a Spt3 com comprimento médio < 0,26 mm.....	<u>A. carycina</u>
2b Spt3 com comprimento médio > 0,26 mm.....	3
3a Smt1 com comprimento médio < 0,25 mm.....	<u>A. genitrix</u>
3b Smt1 com comprimento médio > 0,25 mm.....	4
4a Spt5 com comprimento médio < 0,07 mm.....	<u>A. notabilis</u>
4b Spt5 com comprimento médio > 0,07 mm.....	<u>A. pyrrha</u>
5a Sat3 com comprimento médio > 0,33 mm.....	<u>A. mamita</u>
5b Sat3 com comprimento médio < 0,33 mm.....	6
6a Spt3 com comprimento médio < 0,23 mm.....	<u>A. pellenea</u>
6b Spt3 com comprimento médio > 0,23 mm.....	7
7a Sap3 com comprimento médio > 0,31 mm.....	<u>A. canutia</u>
7b Sap3 com comprimento médio < 0,31 mm.....	8
8a Spt3 com comprimento médio > 0,30 mm....	<u>A. parapheles</u>
8b Spt3 com comprimento médio < 0,30 mm.....	9
9a Sat3 com comprimento médio < 0,23 mm....	<u>A. melanisans</u>
9b Sat3 com comprimento médio > 0,23 mm.....	10
10a Spt5 com comprimento médio < 0,11 mm.....	<u>A. surima</u>
10b Spt5 com comprimento médio > 0,11 mm.....	<u>A. rhodope</u>

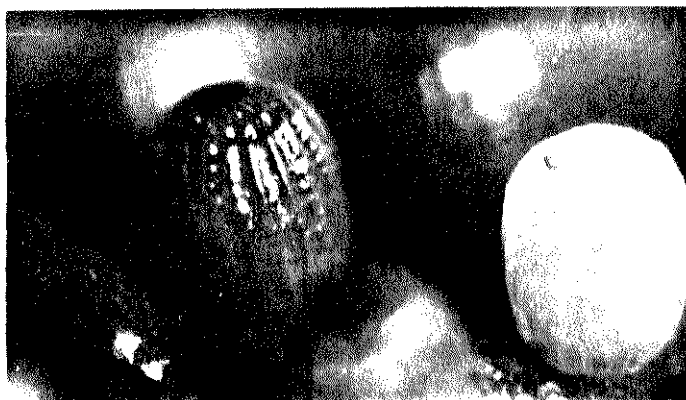
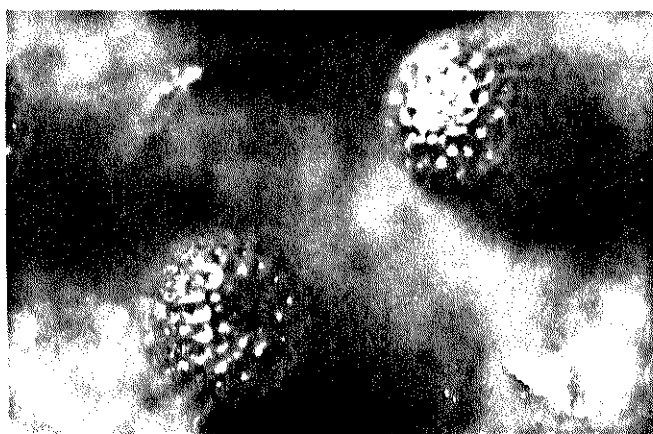
FIGURA 47
Ovos de 11 espécies de Actinote.



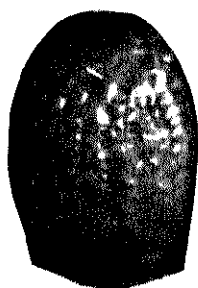
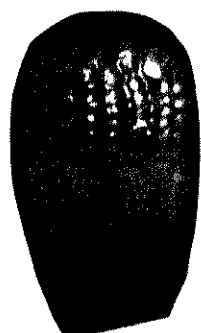
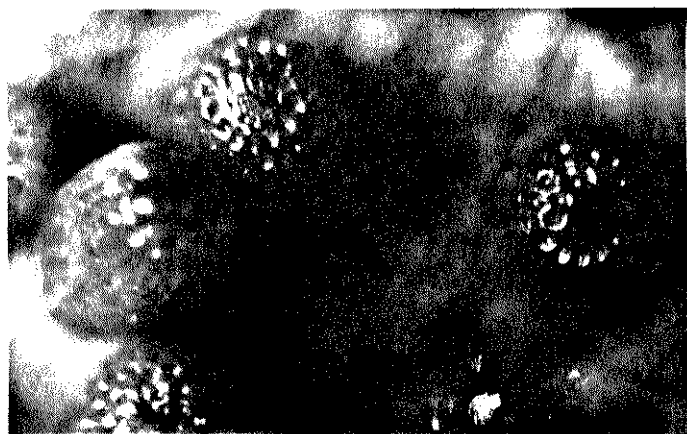
A



B



C

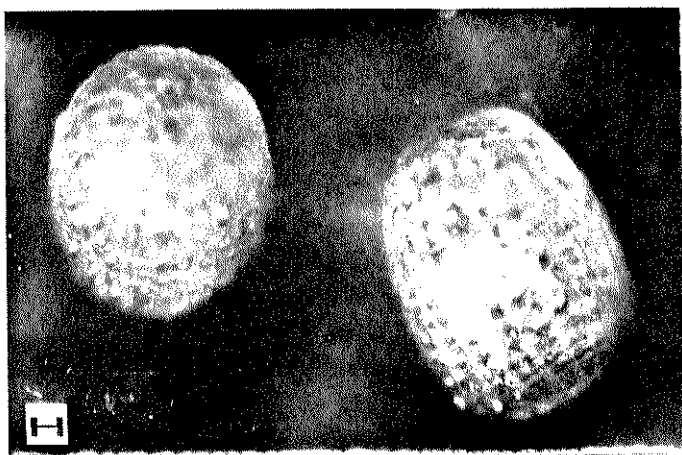
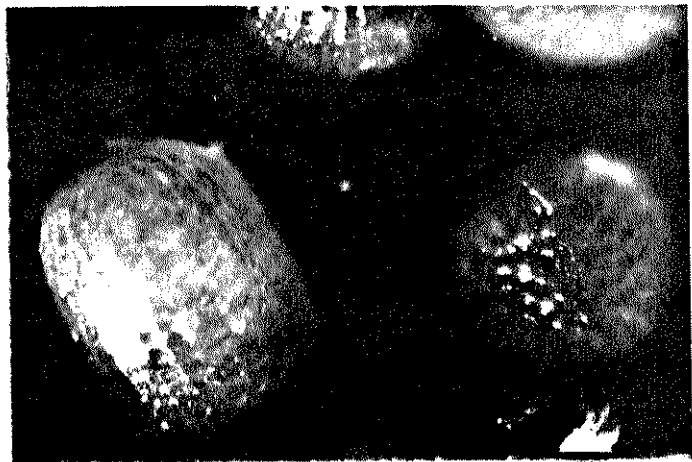
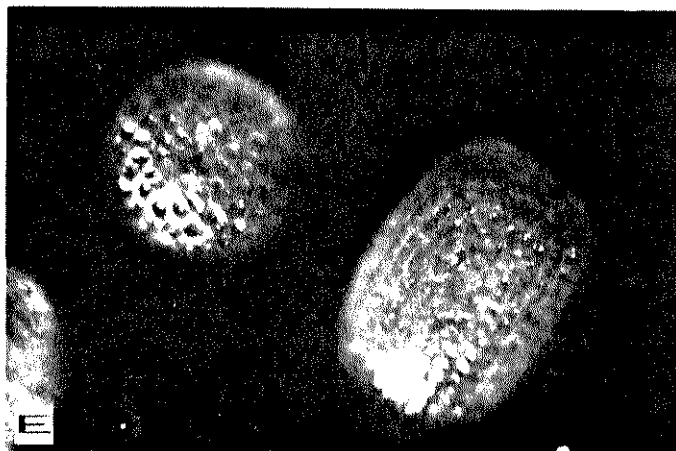
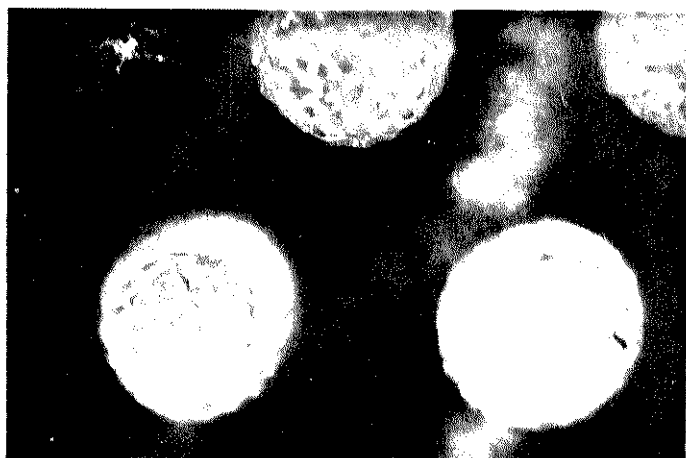


D

- A. pellenea (A);
A. carycina (B);
A. pyrrha (C)
A. notabilis (D).

0,5 mm

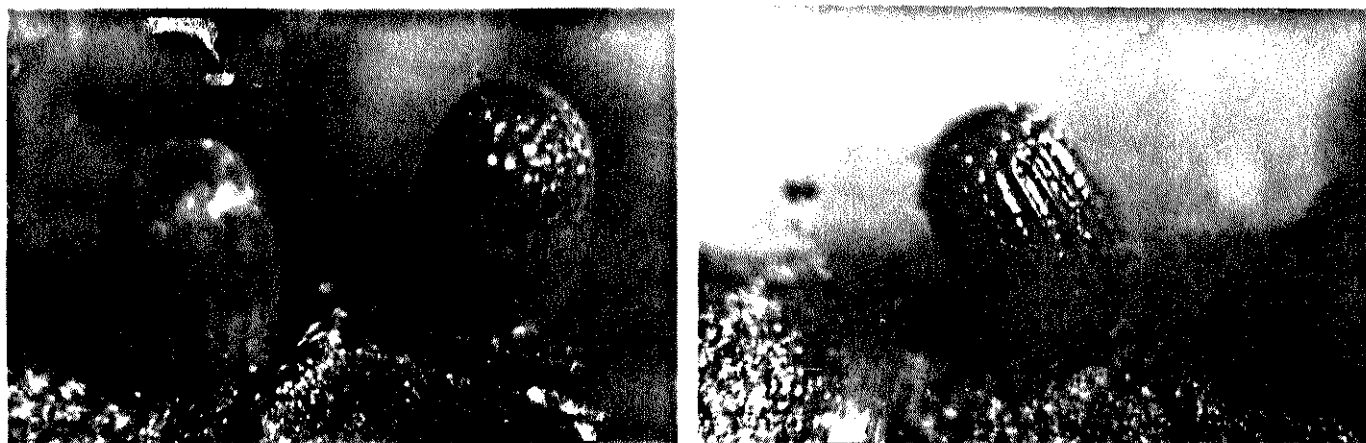
FIGURA 47 - continuação



- A. mamita (E);
A. canutia (F);
A. surima (G);
A. parapheles (H).

0,5 mm

FIGURA 47 - continuação



I

0,5 mm

A. melanisans (I)

3.2. Populações de adultos de Actinote no sudeste do Estado de São Paulo.

3.2.1. Composição e frequência.

Treze espécies de Actinote (Tabela 2) foram observadas pelo autor nos últimos 20 anos no sudeste do Estado de São Paulo. Os locais em que foram feitas coletas de adultos de Actinote e os totais individuais coletados pelo autor (Tabela 12) só estão na tabela, se adultos foram observados. Actinote pellenea representou 55% do total observado e nenhuma outra espécie foi além de 10% do total. Isso é parcialmente devido a uma amostragem mais concentrada na região litorânea do Estado de São Paulo, onde A. pellenea é a mais abundante. A espécie mais frequente, nas restingas, nos morros isolados da planície litorânea e base da Serra do Mar foi Actinote pellenea que representou sempre mais de 50% das amostras (Figura 48). A. notabilis e A. parapheles vêm em segundo lugar. As outras espécies (A. carycina, A. pyrrha e A. melanisans), representaram sempre menos que 10% do total.

No topo da Serra do Mar (vários locais) e na Serra do Japi, Jundiá (SJAPI-SP), já em maior altitude, a diversidade de espécies aumenta consideravelmente. Aí está ausente somente A. notabilis que parece ser uma espécie restrita à região litorânea. Nessas áreas de altitude superior a 500 m a espécie mais frequente foi A. melanisans, seguida por A. canutia, A. parapheles e A. carycina, que representaram no total mais de 50% das amostras. Espécies como A. genitrix, por exemplo, só são encontradas nessa latitude, em altitudes acima de 600 m (Figura 49), sendo estenotópicas.

Embora A. rhodope, A. discrepans, A. genitrix, A. mamita e A. surima tenham se apresentado com uma porcentagem pequena em relação ao total, elas não devem ser consideradas raras, pois em algumas populações suas frequências foram altas e, em alguns casos, foram até a espécie mais frequente.

Os índices de diversidade de Simpson calculados dos dados da Tabela 12 mostram (Tabela 13) que a Serra do Japi em Jundiá (SJAPI-SP), e a estação biológica de Boracéia em Salesópolis, SP (BORAC-SP), foram os locais de maior diversidade, seguidos pela mata do Reservatório do Rio das Pedras, em São Bernardo, SP (RSREV-SP). As restingas e morros isolados nas planícies litorâneas foram os locais de menor diversidade. A similaridade entre as faunas de Actinote foi avaliada através do Índice de Similaridade de Morisita (Figura 50). Os resultados indicam que, embora as espécies de Actinote não sejam típicas de interior de mata como muitas das espécies de Ithomiinae e algumas de heliconiini (BROWN 1979), elas dependem dessas florestas, onde, nos espaços mais abertos ou em suas bordas, crescem as plantas que alimentam suas larvas.

Em Poços de Caldas, MG (1000-1500 m), entre dezembro e maio, EBERT (1969) cita A. alalia [=conspicua], A. parapheles e A. surima como espécies raras, e A. pyrrha, A. carycina e A. melanisans como variando entre freqüentes e raras.

3.2.2. Fenologia e duração de geração.

Observações contínuas no morro do Japuí (JAPUI-SP) e na Ilha Porchat (PORCH-SP), São Vicente durante 1978 e 1984-1988; em um brejo em São João das Palmeiras, Suzano (RBPAL-SP) durante 1985-1986 e observações descontínuas no alto da Serra de Cubatão (SERRA-SP), durante 1986-1987 mostraram que quase todas as espécies de Actinote são bivoltinas. Elas têm uma geração no verão (novembro a janeiro) e outra no outono (março a maio). Entretanto, A. notabilis e A. pellenea, na região litorânea, podem ter respectivamente até 3 e 8 gerações anuais, dependendo das condições climáticas do ano e/ou do local.

O período de vôo dos adultos de cada espécie é normalmente curto. Mais de 90% do total que emerge voa num período inferior a 30 dias (Figura 51).

A composição temporal de 7 espécies num brejo em São João das Palmeiras, Suzano, SP (RBPAL-SP) (Figura 52), no período entre março e maio de 1986 revela uma sequência temporal na emergência dos adultos de cada espécie, sendo A. mamita e A. canutia abundantes no início, seguidas por A. melanisans, A. carycina e A. parapheles e finalmente A. pyrrha e A. surima.

Essa assincronia é importante à medida que diminui a probabilidade de machos de uma espécie procurarem fêmeas de outras, pois as barreiras morfológicas (genitália) entre algumas delas são pequenas.

3.2.3. Razão-sexual.

Como o observado para muitos outros grupos de borboletas (OWEN 1971; EHRLICH, LAUNER & MURPHY 1984), a razão-sexual nas populações de adultos das 13 espécies de Actinote pendeu quase sempre a favor dos machos (Figura 53). Não observei nenhuma tendência para excesso de fêmeas como o observado em Acraea encedon na África (OWEN & CHANTER 1969; OWEN 1970, 1971).

3.2.4. Recursos alimentares e atividade de forrageamento dos adultos de Actinote.

As flores de um grande número de espécies de plantas são utilizadas pelos adultos de Actinote (Tabela 14). As espécies de Asteráceas (=Compostas) que florescem de março a maio e de novembro a janeiro, durante os picos de emergência de Actinote, representam mais de 50% do total utilizado (Figura 54). As espécies mais usadas são as da tribo Eupatoriae, principalmente as dos gêneros Eupatorium e Mikania. As folhas de muitas dessas espécies frequentemente servem de alimento para as larvas de Actinote.

Nas populações de Actinote pellenea e A. notabilis que emergem durante o inverno na região litorânea de São Paulo, plantas de outras famílias podem eventualmente ser o único ou mais

abundante alimento, por exemplo, Cordia verbenacea (Boraginaceae) foi o recurso floral mais utilizado por A. pellenea durante junho e julho de 1985 na Serra de Mongaguá, SP (ANTAS-SP).

Usualmente as espécies de plantas visitadas são típicas de ambientes abertos e de sucessão secundária. Todas elas têm uma distribuição nitidamente agrupada que faz com que os adultos de Actinote também acabem se concentrando em áreas restritas.

As flores listadas (Tabela 14) têm tubos de corola menores que 10 mm, o comprimento médio da espirotromba da maioria das espécies de Actinote. As fêmeas foram observadas raras vezes em espécies com flores grandes ou sem néctar onde possivelmente estavam apenas sugando o orvalho depositado nas pétalas. Em dias muito quentes pude observar fêmeas de A. melanisans no meio de grupos formados por vários indivíduos de Tegosa sp., sugando água de areia úmida nas margens do riacho próximo ao reservatório na Serra do Japi, Jundiaí (SJAPI-SP). Nunca observei Actinote em fezes, urina ou carcaças de animais mortos. Os adultos passam a noite pousados próximos à fonte de recursos, geralmente sobre gramíneas (Figura 55). Não pude observar nenhum comportamento gregário tipo dormitório encontrado em algumas espécies de Marpesia e de Heliconius (CRANE 1955; BENSON & EMMEL 1973; MARE 1984).

A atividade de forrageamento se inicia quando a temperatura do ar atinge aproximadamente 20° C para a maioria das espécies das serras do Planalto Atlântico. Em muitos locais, entre as espécies de borboletas que forrageiam em flores, as espécies de Actinote são as únicas a voarem em dias de temperatura mais baixa ou mesmo sob chuva ou neblina fortes.

Machos de A. pellenea e A. notabilis mostram um pico de atividade de alimentação que fica entre 1000 e 1100 hs. As fêmeas têm um pico entre 1300 e 1500 hs.

3.2.5. Estudo por captura-marcação-liberação-recaptura (CMLR) em populações do litoral de São Paulo.

Um estudo de CMLR foi feito de novembro de 1987 a janeiro de 1988, com populações de A. pellenea e A. notabilis no Morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP). A área faz parte de um maciço isolado na planície litorânea a W da Baía de Santos. Sua altitude máxima é de 170 m, apresentando vegetação de floresta primária nos topos, e florestas secundárias e vegetação ruderal nas partes mais baixas (Figura 56).

A amostragem foi feita ao longo da estrada de acesso à Praia do Itaquitanduva (Figura 57), onde foram escolhidas dez zonas com tamanhos variáveis, mais tarde fundidas em 8, ficando o percurso com um total de 630 m. Para centros destas zonas foram escolhidos, geralmente, arbustos floridos onde as espécies de Actinote iam forragear.

As amostras foram coletadas quase diariamente, a não ser em dias de chuva muito forte. Uma média em torno de 60 minutos diários foi gasta em CMLR.

Os dados brutos de CMLR para A. pellenea (Tabela 15) e para A. notabilis (Tabela 17) foram agrupados para A. pellenea (Tabela 16) para evitar as somatórias zero, que inviabilizariam a aplicação do método de Lincoln-Petersen. No total foram marcados 407 indivíduos de A. pellenea (89% do total amostrado) e 49 de A. notabilis. A frequência diária de cada uma dessas espécies, baseada nos dados brutos (Figura 58) e corrigidos para 1 h de coleta (Figura 59) diferiu apenas nos dias em que a amostragem foi feita com tempo chuvoso.

Devido à pequena quantidade de fêmeas observadas, os cálculos foram realizados usando apenas os dados de recaptura de indivíduos machos. Não foram recapturados 86% dos machos de A. pellenea e 12% foram recapturados 1 só vez (Tabela 18). Em A. notabilis 92% dos machos não foram recapturados, sendo 6%

recapturados uma só vez.

A Tabela 19 mostra as estimativas do tamanho da população de A. pellenea usando o método de Lincoln-Petersen com correção de continuidade de Bailey. Este método foi o que apresentou resultados mais condizentes com a realidade. A análise da curva estimada de crescimento da população (Figura 60) mostra que a mesma teve um pico por volta do 12º dia após o início da geração mantendo-se estável por mais 10 dias com um declínio posterior.

A "sobrevivência bruta" observada em machos de Actinote pellenea, baseada nos dados de CMLR (Tabela 20A), e uma estimativa usando idade baseada no desgaste das escamas, a "sobrevivência real" (Tabela 20B), resultaram em uma "sobrevivência bruta" de média 3,2 dias ($s=2,6$ dias) e uma "sobrevivência real" de média 7,1 dias ($s=3,3$ dias). A saída de indivíduos para fora da área de estudo também pode ter afetado os valores obtidos. A "sobrevivência bruta" produz uma curva de sobrevivência do tipo I (Figura 61A), na terminologia original de Pearl (SOUTHWOOD 1978; BROWER & ZAR 1984). A mortalidade ou dispersão é mais alta entre os indivíduos jovens com até 2 dias de idade.

A curva da "sobrevivência real" (Figura 61B), na verdade, representa a distribuição de idades na amostra de indivíduos recapturados, sendo por isso próxima a uma curva normal. A longevidade máxima observada em machos de Actinote pellenea foi de 12 dias. A única fêmea recapturada tinha 6 dias de idade.

A estrutura etária da população de machos de A. pellenea, baseada no desgaste alar, indica um período de emergência relativamente comprido, comparado à longevidade dos insetos (Figura 62). No início do período de observações a proporção de indivíduos jovens é alta em relação aos intermediários e os indivíduos velhos só começam a aparecer alguns

dias depois. De forma geral o número de indivíduos jovens tendeu a decrescer ao longo do tempo enquanto os velhos a aumentar.

Os dados de CMLR para A. notabilis foram insuficientes para obter estimativas confiáveis. A longevidade máxima observada para machos e fêmeas foi de 16 dias (n=3).

Usarei o termo colônia para indicar um conjunto de indivíduos (irmãos ou não) que têm grande probabilidade de troca gênica em uma área restrita. O movimento de indivíduos entre as sub-áreas (Figura 63) mostra a existência de duas colônias, uma formada pelas zonas J + S + 1 + 2 e outra formada pelas zonas 3 + 4 + 5 + T. Estas duas colônias estavam separadas por pelo menos 210 m em linha reta e cada uma possuía pelo menos um grande grupo de arbustos de Eupatorium punctulatum que foi o principal recurso alimentar utilizado pelos adultos de Actinote presentes no local (Tabela 21). O deslocamento máximo em linha reta observado em machos de A. pellenea foi de 360 m, com uma média de 61 m (Figura 64).

A razão-sexual de Actinote pellenea durante o período de amostragem esteve sempre em favor dos machos, tanto temporal quanto espacialmente. Houve um pequeno aumento na proporção de fêmeas capturadas nas zonas 1,2 e 4 (Figura 65) coincidindo com a maior quantidade de plantas hospedeiras de larvas existentes nesses locais. Os dados disponíveis para A. notabilis indicam maior proporção de machos no início. Observa-se que houve maior proporção de fêmeas de A. notabilis nas zonas 4 e 5.

TABELA 12

Número de indivíduos adultos de 13 espécies de Actinote observados no sudeste do Estado de São Paulo entre 1968 e 1988.

Morros isolados na planície litorânea

LOCAL	n	(A)	(B)	(C)	(D)	(E)	(F)	(G)	(H)	(I)	(J)	(K)	(L)	(M)
SVPVA-SP	258	200	4	0	53	0	0	0	0	1	0	0	0	0
ISAGO-SP	185	185	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
GBDEV-SP	63	63	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
ITOCA-SP	14	14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
JAPUI-SP	712	639	2		71	0	0	0	0	0	0	0	0	0
GRUTA-SP	416	279	0	0	136	1	0	0	0	0	0	0	0	0
RSPPG-SP	30	27	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
SVBIQ-SP	41	25	0	0	15	1	0	0	0	0	0	0	0	0
MORRO-SP	10	5	3	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0

Base da Serra do Mar

LOCAL	n	(A)	(B)	(C)	(D)	(E)	(F)	(G)	(H)	(I)	(J)	(K)	(L)	(M)
VRQUI-SP	30	17	0	0	2	2	0	0	0	9	0	0	0	0
RPGCO-SP	59	58	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
FAZSU-SP	86	86	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
OSCAR-SP	95	93	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
CHILD-SP	60	54	1	0	0	4	0	0	0	1	0	0	0	0
ANTAS-SP	644	604	2	0	7	17	0	0	2	12	0	0	0	0

Restingas na planície litorânea

LOCAL	n	(A)	(B)	(C)	(D)	(E)	(F)	(G)	(H)	(I)	(J)	(K)	(L)	(M)
BSPBO-SP	54	51	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
RPMNH-SP	57	31	0	0	0	12	0	0	0	14	0	0	0	0

Serras isoladas no planalto Atlântico

LOCAL	n	(A)	(B)	(C)	(D)	(E)	(F)	(G)	(H)	(I)	(J)	(K)	(L)	(M)
SJAPI-SP	467	14	90	48	0	126	0	42	38	95	0	0	2	12

Topo da Serra do Mar, lado do planalto

LOCAL	n	(A)	(B)	(C)	(D)	(E)	(F)	(G)	(H)	(I)	(J)	(K)	(L)	(M)
RBPAL-SP	320	0	42	91	0	73	0	0	0	8	0	10	78	18
RGSER-SP	24	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	23	0
RSREV-SP	164	0	9	7	0	29	0	7	0	7	48	42	15	0
BIRIT-SP	70	0	30	26	0	4	0	0	0	3	0	0	7	0
RADAR-SP	61	0	0	22	0	8	0	0	1	3	18	8	1	0
SERRA-SP	303	0	3	2	0	39	76	9	0	59	0	9	106	0
RBPED-SP	96	0		4	0	24	2	10	1	16	0	1	38	0
BORAC-SP	54	1	14	9	0	6	0	3	0	16	0	0	5	0
CASGR-SP	36	0	10	3	0	9	0	1	1	12	0	0	0	0

n (A) (B) (C) (D) (E) (F) (G) (H) (I) (J) (K) (L) (M)

TOTAL 4500 2456 213 212 285 372 78 79 46 266 82 71 175 65

A. pellenea (A); A. carycina (B); A. pyrrha (C);
A. notabilis (D); A. melanisans (E); A. rhodope (F);
A. genitrix (G); A. discrepans (H); A. parapheles (I);
A. alalia (J); A. surima (K); A. canutia (L); A. mamita (M).

FIGURA 48

Frequência relativa de borboletas do gênero *Actinote* em 5 sub-regiões do sudeste do Estado de São Paulo.

A. pellene (PEL); *A. carycina* (CAR); *A. pyrrha* (PYR);
A. notabilis (NOT); *A. melanisans* (MEL); *A. rhodope* (RHO);
A. genitrix (GEN); *A. discrepans* (DIS); *A. parapheles* (PAR);
A. alalia (ALA); *A. surima* (SUR); *A. canutia* (CAN);
A. mamita (MAM).

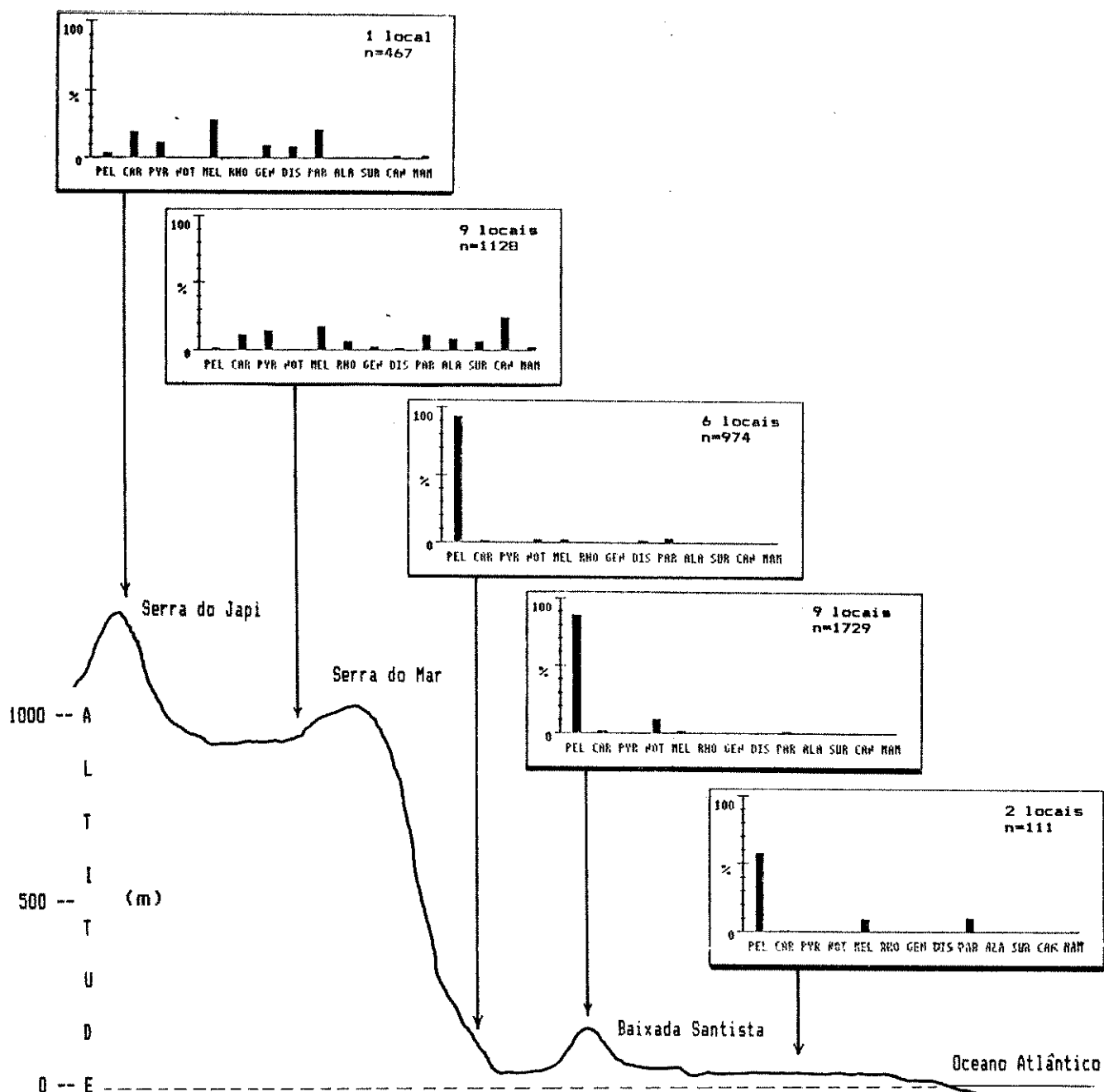


FIGURA 49

Pictograma da distribuição altitudinal de 13 espécies de Actinote no sudeste de São Paulo.

Espécie rara ou ausente (-); espécie eventual (*); espécie frequente (+); A. pellenea (A); A. carycina (B); A. pyrrha (C); A. notabilis (D); A. melanisans (E); A. rhodope (F); A. genitrix (G); A. discrepans (H); A. parapheles (I); A. alalia (J); A. surima (K); A. canutia (L); A. mamita (M);

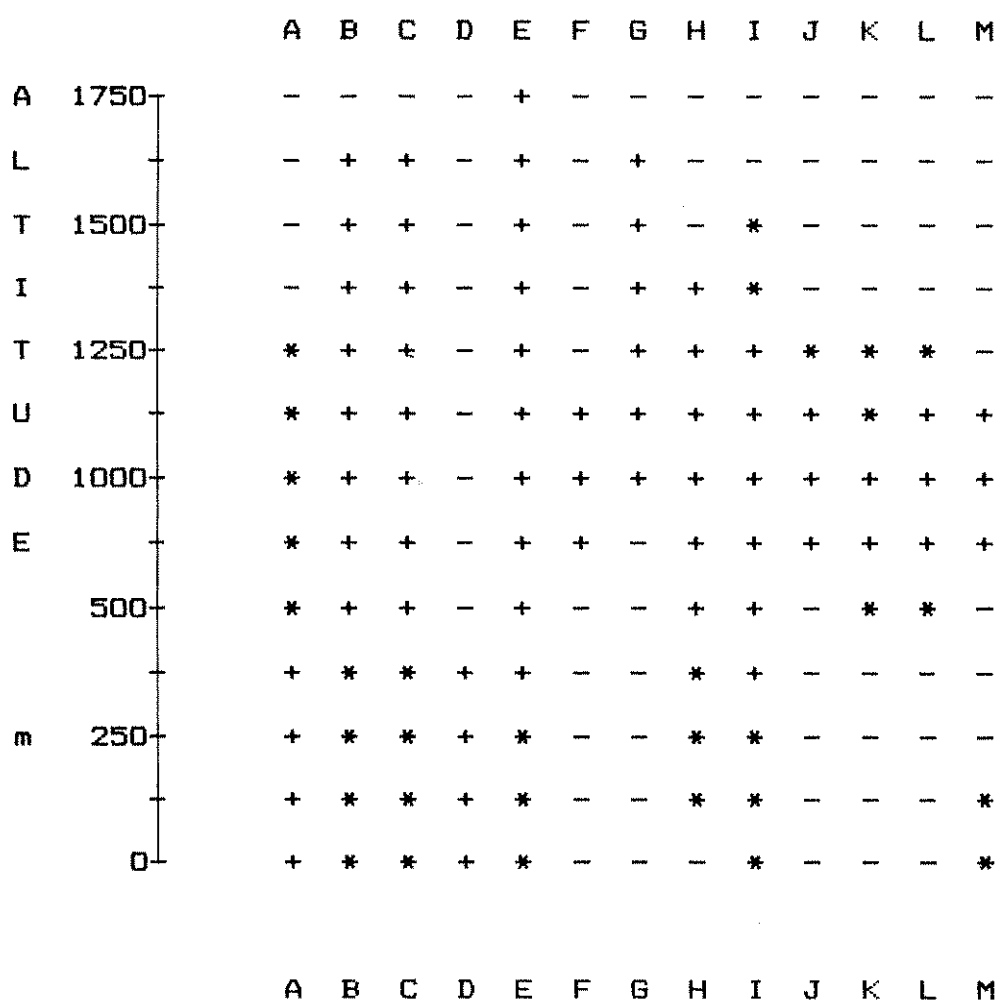


TABELA 13

Índice de diversidade de Simpson (Is) das faunas de Actinote de 27 locais no sudeste do Estado de São Paulo.

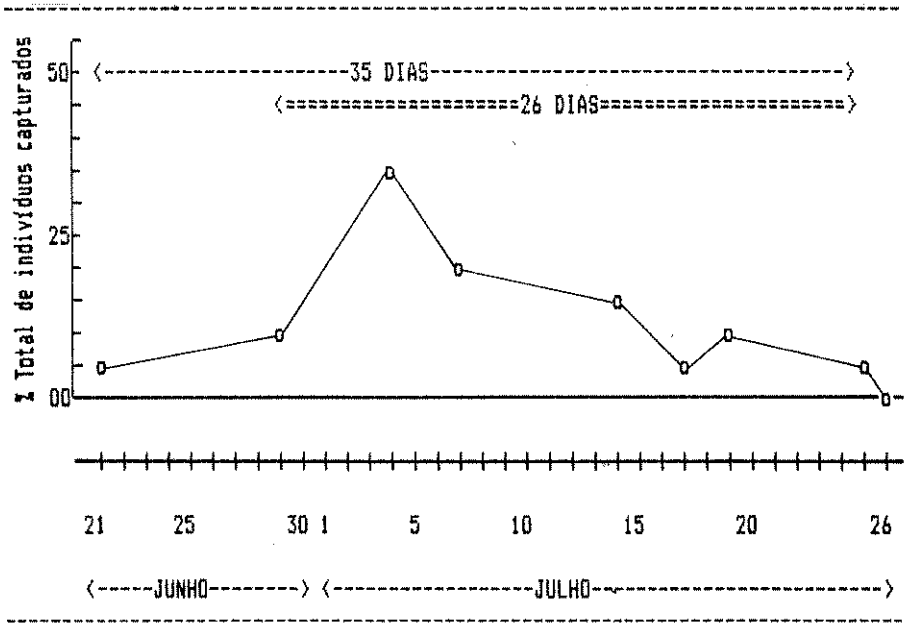
CÓDIGO DO LOCAL	Is	TOTAL DE ESPÉCIES
SJAPI-SP	0,8236	9
BORAC-SP	0,8078	7
RSREV-SP	0,8055	8
RBPAL-SP	0,7881	7
CASGR-SP	0,7619	6
SERRA-SP	0,7608	8
RADAR-SP	0,7579	7
RBPED-SP	0,7459	8
MORRO-SP	0,7111	4
BIRIT-SP	0,6729	5
RPMNH-SP	0,6103	3
VRQUI-SP	0,6000	4
SVBIQ-SP	0,5061	3
GRUTA-SP	0,4444	3
SVPVA-SP	0,3580	4
CHILD-SP	0,1881	4
RSPPG-SP	0,1862	2
JAPUI-SP	0,1848	3
ANTAS-SP	0,1194	6
BSPBO-SP	0,1069	2
RGSER-SP	0,0833	2
OSCAR-SP	0,0419	3
RPGCO-SP	0,0339	2
ISAGO-SP	0,0000	1
GBDEV-SP	0,0000	1
ITOCA-SP	0,0000	1
FAZSU-SP	0,0000	1

FIGURA 51

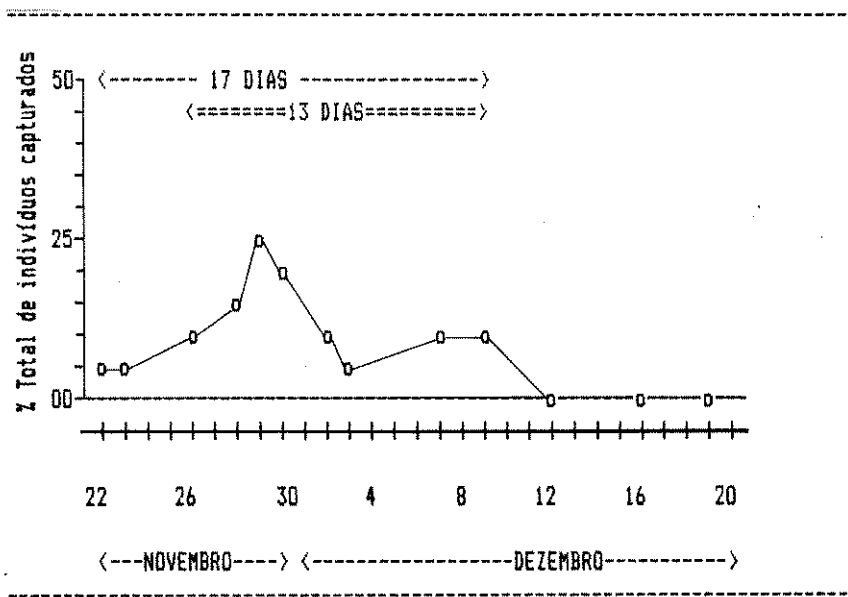
Período de vôo de adultos (duração de geração).

(A) População de *Actinote pellenea* na Serra de Mongaguá (ANTAS-SP), entre junho e julho de 1985; (B) população de *A. notabilis* no morro do José Menino, Santos (GRUTA-SP), entre novembro e dezembro de 1985.

<--> duração total da geração (em dias);
<==> período em que voaram mais do que 90% dos indivíduos.



A



B

FIGURA 52

Frequências relativas de sete espécies de *Actinote* em um brejo em São João das Palmeiras, Suzano (RBPAL-SP), em quatro coletas entre março e maio de 1986

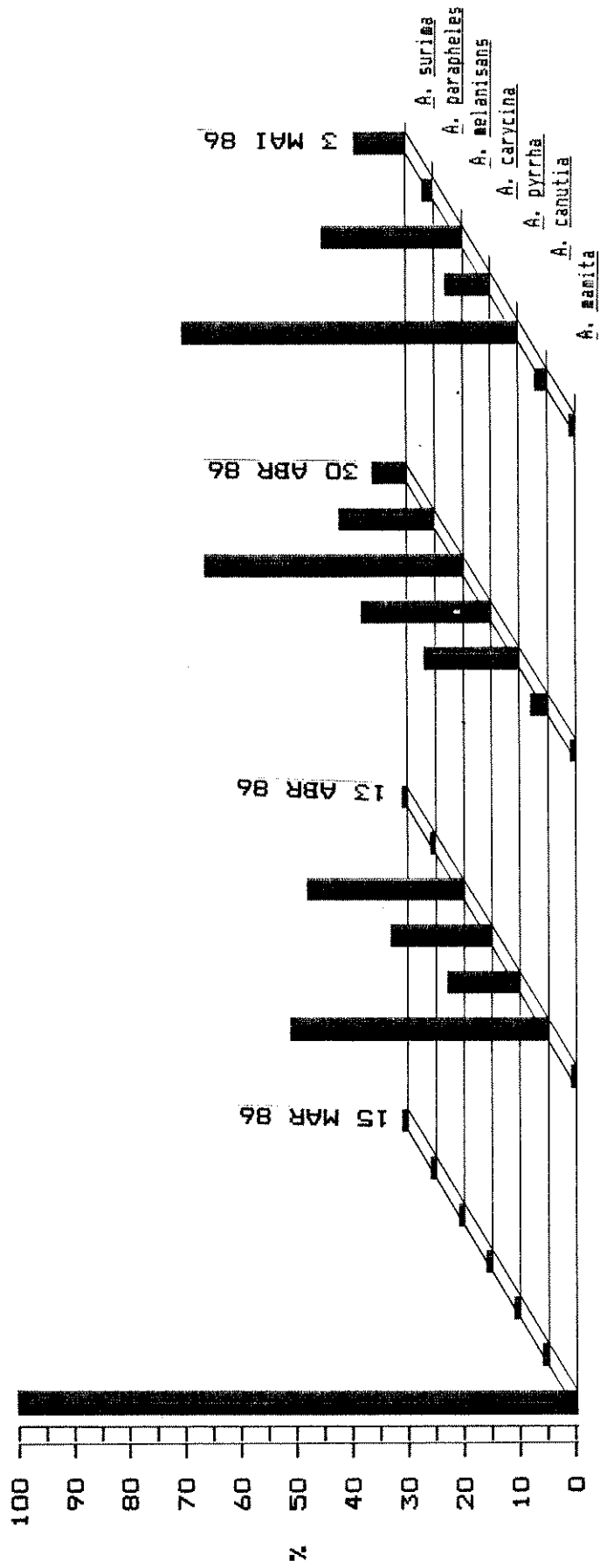


FIGURA 53

Razão-sexual em populações de adultos de *Actinote* em alguns locais do sudeste e sul do Brasil. Os números entre parênteses referem-se ao número de indivíduos. Nos histogramas, o negro representa as fêmeas.

(PEL) *A. pellenae*: A-SVPVA-SP MAR/MAI/73 (108); B-ISAGO-SP JUN/JUL/73 (178); C-68DEV-SP JUL/73 (63); D-RP6CO-SP JUL/73 (68); E-FAZSU-SP JUL/73 (85); F-JAPUI-SP ABR/78 (42); G-BSP80-SP ABR/78 (50); H-ANTAS-SP MAI/AGO/85 (500); I-JAPUI-SP JUL/85 (59); J-JAPUI-SP NOV/JAN/88 (407); (CAR) *A. carycina*: A-SJAPI-SP ABR/85 (59); B-SJAPI-SP ABR/86 (19); C-RSREV-SP ABR/86 (9); D-RBPAL-SP ABR/MAI/86 (34); E-SERRA-SP MAR/87 (1); (PYR) *A. pyrrha*: A-SJAPI-SP ABR/85 (32); B-RSREV-SP MAR/86 (4); C-RBPAL-SP ABR/MAI/86 (71); (NOT) *A. notabilis*: A-SVPVA-SP MAR/MAI/73 (29); B-GRUTA-SP NOV/DEZ/85 (122); C-JAPUI-SP NOV/JAN/88 (49); (MEL) *A. melanisans*: A-SJAPI-SP ABR/85 (59); B-RSREV-SP ABR/86 (9); C-RBPAL-SP ABR/MAI/86 (71); D-SERRA-SP DEZ/86 (21); E-SERRA-SP ABR/87 (22); (RHO) *A. rhodope*: A-SERRA-SP DEZ/86 (17); B-SERRA-SP ABR/87 (54); (GEN) *A. genitrix*: A-SJAPI-SP ABR/85 (26); B-SJAPI-SP ABR/86 (14); C-SERRA-SP ABR/87 (9); (DIS) *A. discrepans*: A-SJAPI-SP ABR/85 (27); B-SJAPI-SP ABR/86 (9); (PAR) *A. parapeles*: A-SJAPI-SP ABR/85 (72); B-RSREV-SP MAR/86 (1); C-RBPAL-SP ABR/MAI/86 (8); D-SERRA-SP DEZ/86 (29); E-SERRA-SP ABR/87 (34); (ALA) *A. alalia*: A-CURIT-PR DEZ/86 (16); B-RADAR-SP DEZ/86 (18); C-RSREV-SP DEZ/87 (48); (SUR) *A. surima*: A-RSREV-SP MAR/86 (37); B-RADAR-SP DEZ/86 (8); (CAN) *A. canutia*: A-RGSER-SP MAR/86 (23); B-RSREV-SP ABR/86 (13); C-SERRA-SP DEZ/86 (1); D-SERRA-SP MAR/87 (99); E-SERRA-SP ABR/87 (25); F-SERRA-SP ABR/87 (1); G-RBPAL-SP ABR/MAI/86 (44); (MAM) *A. mamita*: A-JOINV-SC DEZ/86 (32); B-RBPAL-SP MAR/86 (18); C-CURIT-PR DEZ/86 (3).

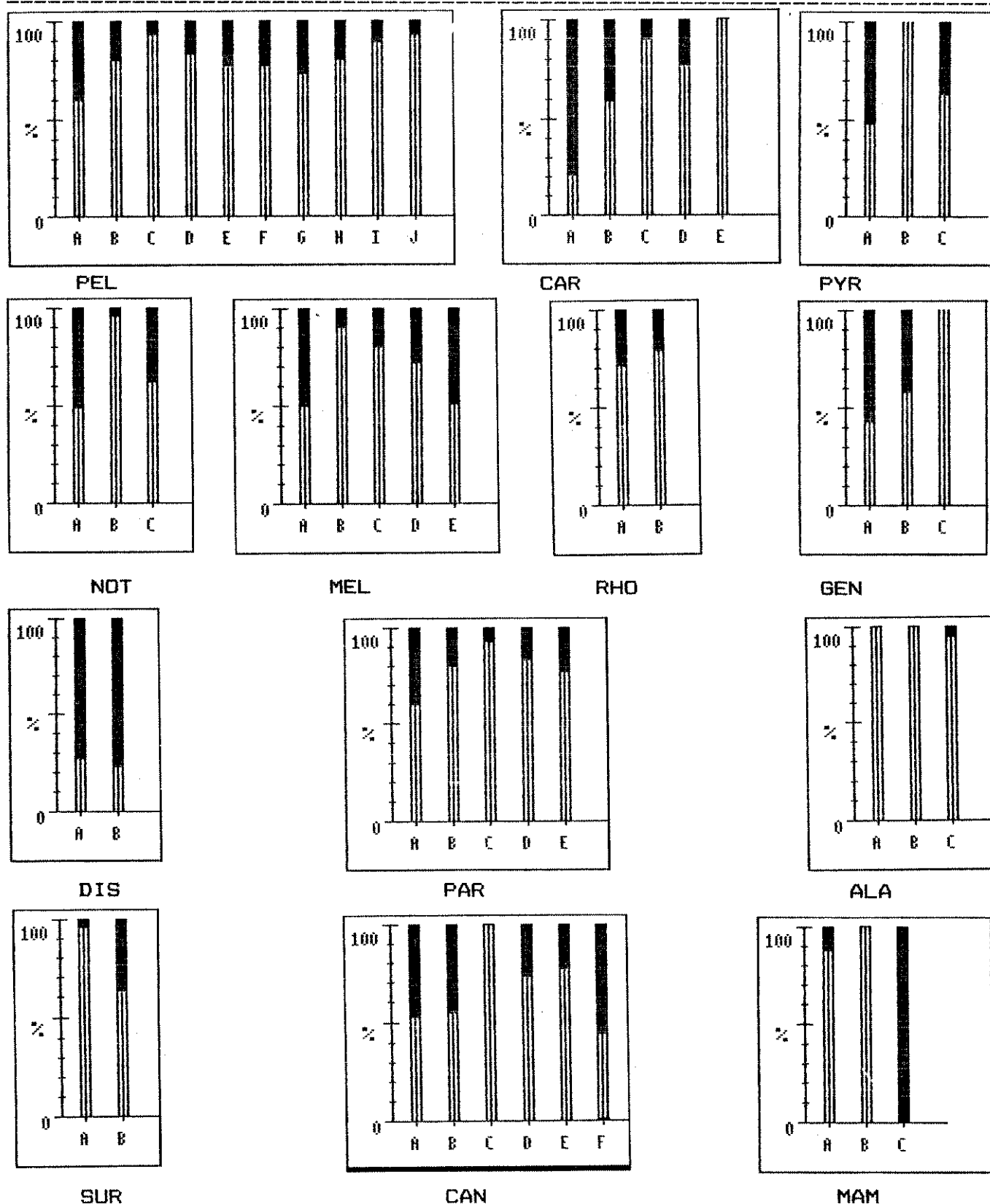


TABELA 14

Recursos florais usadas pelos adultos de 13 espécies de Actinote no sudeste do Estado de São Paulo.

(PD) indica o grau de preferência: P+ planta preferencial, utilizada sempre que disponível; P- planta preferencial mas usada em menor escala; A+ planta alternativa, só usada quando as referidas anteriormente não estão disponíveis; A- plantas usadas raramente.

PLANTA	FENOLOGIA												PD
	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	
FAMILIA ASTERACEAE													
TRIBO EUPATORIEAE													
<u>Eupatorium punctulatum</u> D. C.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	*	*	P+
<u>Eupatorium maximiliani</u> Schraeder	-	*	*	*	*	*	-	-	-	-	-	-	P+
<u>Eupatorium gaudichaudianum</u> D. C.	-	*	*	*	*	*	-	-	-	-	-	-	P+
<u>Eupatorium inulaefolium</u> H. B. K.	-	-	*	*	*	*	*	-	-	-	-	-	P+
<u>Eupatorium intermedium</u> D. C.	*	*	*	-	-	-	-	-	-	-	-	*	A+
<u>Eupatorium pauciflorum</u> H. B. K.	-	*	*	*	*	*	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Eupatorium laevigatum</u> Lam.	-	*	*	*	*	*	-	-	-	-	-	-	P+
<u>Eupatorium betonicaeforme</u> (D.C.) Baker	-	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	A-
<u>Eupatorium macrophyllum</u> Linn.	-	-	*	*	*	*	*	*	*	*	*	-	A-
<u>Eupatorium purpurascens</u> Schultz-Bip.	-	-	-	*	*	-	-	-	-	-	-	-	P-
<u>Eupatorium ivaefolium</u> Linn.	-	-	*	*	*	-	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Eupatorium conyzoides</u> Vahl.	-	-	*	*	*	-	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Eupatorium vitalbae</u> D. C.	-	-	-	-	-	*	*	*	*	-	-	-	A-
<u>Trichogonia gardneri</u> A.Gray Hook.	-	-	*	*	*	-	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Mikania sericea</u> Hook et Arn.	-	-	-	*	*	*	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Mikania lanuginosa</u> D. C.	-	-	*	*	*	*	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Mikania micrantha</u> H. B. K.	-	-	-	*	*	*	*	-	-	-	-	-	P+
<u>Mikania cordifolia</u> (L.F.) Willd.	-	-	*	*	*	*	*	-	-	-	-	-	P+
<u>Mikania lundiana</u> D. C.	-	-	-	-	*	*	*	*	-	-	-	-	A-
<u>Mikania hatschbachii</u> G.M.Barroso	-	-	-	-	-	*	*	*	*	-	-	-	A+
<u>Mikania nigricans</u> Gard.	-	-	-	*	*	*	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Mikania glomerata</u> Sprengl.	-	-	-	*	*	*	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Mikania cynanchifolia</u> Hook et Arn.	-	-	-	-	-	-	-	-	*	*	*	-	A-
<u>Mikania biformis</u> D. C.	-	-	-	-	-	*	*	*	-	-	-	-	A-
<u>Mikania ulei</u> Hieronymus	-	-	-	-	-	*	*	*	-	-	-	-	A-
<u>Mikania microcephala</u> D. C.	-	-	-	-	-	*	*	-	-	-	-	-	A-
<u>Mikania rufescens</u> Schultz-Bip.	-	-	*	*	*	-	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Mikania hirsutissima</u> D. C.	-	-	-	*	*	*	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Mikania argirae</u> D. C.	-	-	-	-	*	*	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Mikania eriostrepta</u> Robinson	-	-	-	-	-	-	*	*	*	-	-	-	A-
<u>Mikania trinervis</u> Hook et Arn.	-	-	-	-	-	*	*	*	-	-	-	-	A-
<u>Mikania pilosa</u> Baker	-	-	-	-	-	-	*	*	*	-	-	-	A-
<u>Mikania alexandreae</u> G.M.Barroso	-	-	-	-	-	-	-	*	*	*	-	-	A-
<u>Mikania lasiandrae</u> D. C.	*	*	*	*	*	*	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Mikania acuminata</u> D. C.	-	-	-	-	-	-	-	*	*	*	-	-	A-
<u>Mikania malacolepis</u> Robinson	-	*	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Ageratum conyzoides</u> Linn.	-	-	-	-	-	-	-	*	*	-	-	-	A+
<u>Symphiopappus</u> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	A-
TRIBO ASTEREAE													
<u>Erigeron bonariensis</u> Linn.	-	*	*	*	*	*	*	*	-	-	-	-	A-
<u>Erigeron maximus</u> Link e Otto D. C.	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	P+
<u>Solidago microglossa</u> D. C.	-	-	*	*	*	-	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Baccharis cassinaefolia</u> D. C.	-	*	*	*	-	-	-	-	-	-	-	-	A-
<u>Baccharis conyzoides</u> D. C.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	A+
TRIBO VERNONIEAE													
<u>Vernonia cognata</u> Less.	-	-	-	*	*	*	*	-	-	-	-	-	A-
<u>Vernonia beyrichii</u> (Less.)	-	-	-	-	-	-	*	*	*	*	-	-	A+
<u>Vernonia scorpioides</u> (Lam.)	-	-	-	-	-	*	*	*	*	*	*	*	A-
<u>Vernonia polyanthes</u> Less.	-	-	-	-	-	-	*	*	*	-	-	-	A-
<u>Vernonia westniana</u> Less.	-	-	-	-	-	-	*	*	*	-	-	-	A-
<u>Vernonia discolor</u> Less.	-	-	-	-	-	-	-	*	*	*	*	*	P+

continua...

TABELA 14 - continuação

TRIBO VERNONIEAE

<u>Orthopappus angustifolius</u> (S.W) Gleason	- - * * - - - - - - - -	A-
<u>Elephantopus mollis</u> H. B. K.	* * * - - - - - * * * *	A-
<u>Centraterum punctatum</u> Cass.	- - * * * - - - - - - -	A-

TRIBO INULEAE

<u>Achyrocline satureioides</u> D. C.	- * * * - - - - - - - -	A-
<u>Pluchea laxiflora</u> Hook. et Arn.	- - - * * * * - - - - -	A-
<u>Pluchea quintoc</u> D. C.	- * * * - - - * * * - -	A+

TRIBO HELIANTHEAE

<u>Bidens pilosa</u> Linn.	- * * * * * * * * * * *	A+
<u>Spilanthes acmella</u> Linn.	* * * * * * * * * * *	P-
<u>Spilanthes urens</u> Jacq.	- - - - - - - - - - -	A-
<u>Spilanthes arnioides</u> D. C.	- - - - - - - - - - -	A-

TRIBO SENECTIONEAE

<u>Emilia sonchifolia</u> D. C.	* * * * * * * * * * *	A-
<u>Erechtites valerianaefolia</u> (Wollf) D. C.	- * * * * * * * * * *	A+
<u>Erechtites hieracifolia</u> (Linn.) D. C.	- - * * * * * - - - - -	A-
<u>Senecio brasiliensis</u> Less.	- - - - - - - * * * - -	A-

TRIBO CICHOREAE

<u>Sonchus asper</u> (Linn.)	* * * * * * * * * * *	A-
------------------------------	-----------------------	----

FAMILIA MELASTOMATACEAE

<u>Tibouchina holosericea</u> Baill.	- - - - - - - - - - -	??
<u>Tibouchina arborea</u> Cogn.	- - - - - - - - - - -	??
<u>Tibouchina moricandiana</u> Baill.	- - - - - - - - - - -	??
<u>Leandra mosenii</u> Cogn.	* - - - - - - - - - * *	A+

FAMILIA SOLANACEAE

<u>Solanum inaequale</u> Vell.	- - - - - - - - - - -	A-
<u>Solanum aculeatissimum</u> Jacq.	- * * * * - - - - - - -	A-
<u>Capsicum gracilipes</u> Dun.	- - - - - - - - - - -	A-

FAMILIA LEGUMINOSACEAE

<u>Inga sessilis</u> Mart.	- - - - - - - - - - -	A-
----------------------------	-----------------------	----

FAMILIA BORAGINACEAE

<u>Cordia verbenacea</u> D. C.	* * * * * * * - - - - *	A+
--------------------------------	-------------------------	----

FAMILIA ASCLEPIADACEAE

<u>Asclepias curassavica</u> Linn.	* * * * * * * * * * *	A-
------------------------------------	-----------------------	----

FAMILIA ROSACEAE

<u>Rubus rosaefolius</u> Smith	- - - - - * * * * * -	A-
--------------------------------	-----------------------	----

FAMILIA RUBIACEAE

<u>Mitracarpus hirtus</u> D. C.	* * * - - - - - - - -	A-
<u>Borreria alata</u> D. C.	* * * * - - - - - * * *	A-
<u>Borreria capitata</u> (Ruiz et Pav.) D. C.	* * * * - - - - - - -	A-
<u>Borreria verticillata</u> (Linn.) G.F.W.	* * * * * - - - - - -	A-

FAMILIA VERBENACEAE

<u>Verbena bonariensis</u> Linn.	* * * * - - - - * * * *	A-
----------------------------------	-------------------------	----

FAMILIA LABIATAE

<u>Marsypianthes chamaedrys</u> (Vahl) Kuntze	- - * * * * * * * - - -	A-
<u>Hyptis brevipes</u> Poit.	* * * * - - - - - - -	A-

FAMILIA MONIMIACEAE

<u>Peumus boldus</u> Mol.	- - - * * * * * - - - -	A+
---------------------------	-------------------------	----

FIGURA 54

Forrageamento de adultos de *Actinote*.

(A) Fêmea de *A. pyrrha* em *Wedelia* sp.; (B) macho de *A. pyrrha* em *Eupatorium gaudichaudianum*; (C) macho de *A. discrepans* em *Eupatorium gaudichaudianum*; (D) fêmea de *A. pyrrha* em *Achyrocline satureoides*; (E) macho de *A. parapheles* em *Eupatorium gaudichaudianum*; (F) fêmea de *A. melanisans* em *Achyrocline satureoides*.



FIGURA 55

Comportamento de repouso em adultos de *Actinote*. (A) Fêmea de *A. pellene* em folha de capim; (B) macho de *A. carycina* aquecendo-se no início da manhã sobre folha de *Eupatorium gaudichaudianum*; (C) macho de *A. pellene* sobre uma folha de capim, na madrugada, ainda coberto por orvalho; (D) macho de *A. pellene* recém-emergido, esticando as asas sobre melastomatácea; (E) machos de *A. carycina*, no início da atividade matinal, sobre folhas de sapé.

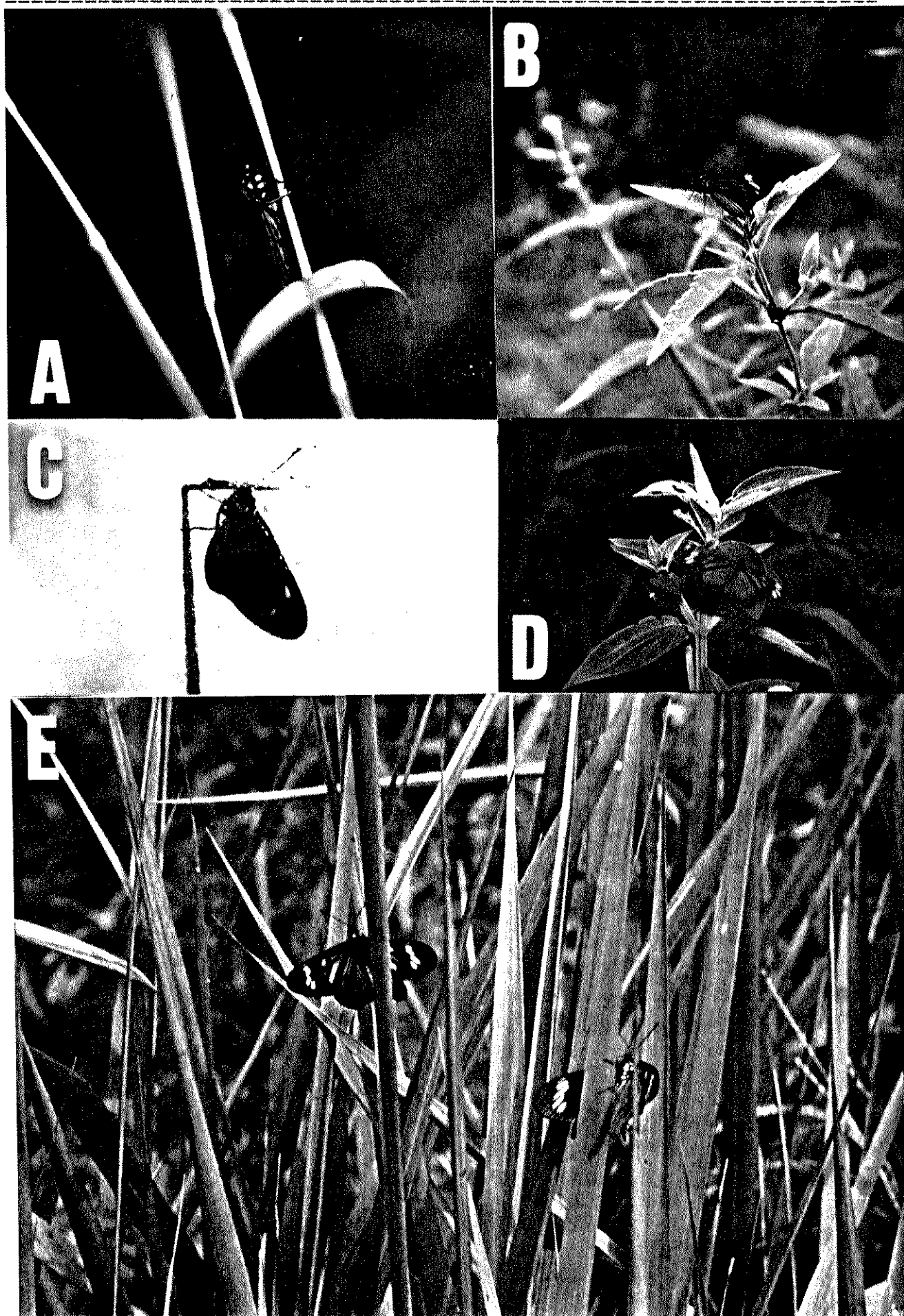


FIGURA 56

Vista geral da área do morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP) mostrando a estrada ao longo da qual foi estudada a dinâmica populacional de Actinote pellenea e A. notabilis, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.



FIGURA 57

Mapa de localização da área do Morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP) mostrando a distribuição das zonas de amostragem, posição das plantas hospedeiras de larvas e recursos alimentares de adultos de *Actinote pellenaea* e *A. notabilis*, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988. Os círculos maiores indicam as zonas de amostragem.

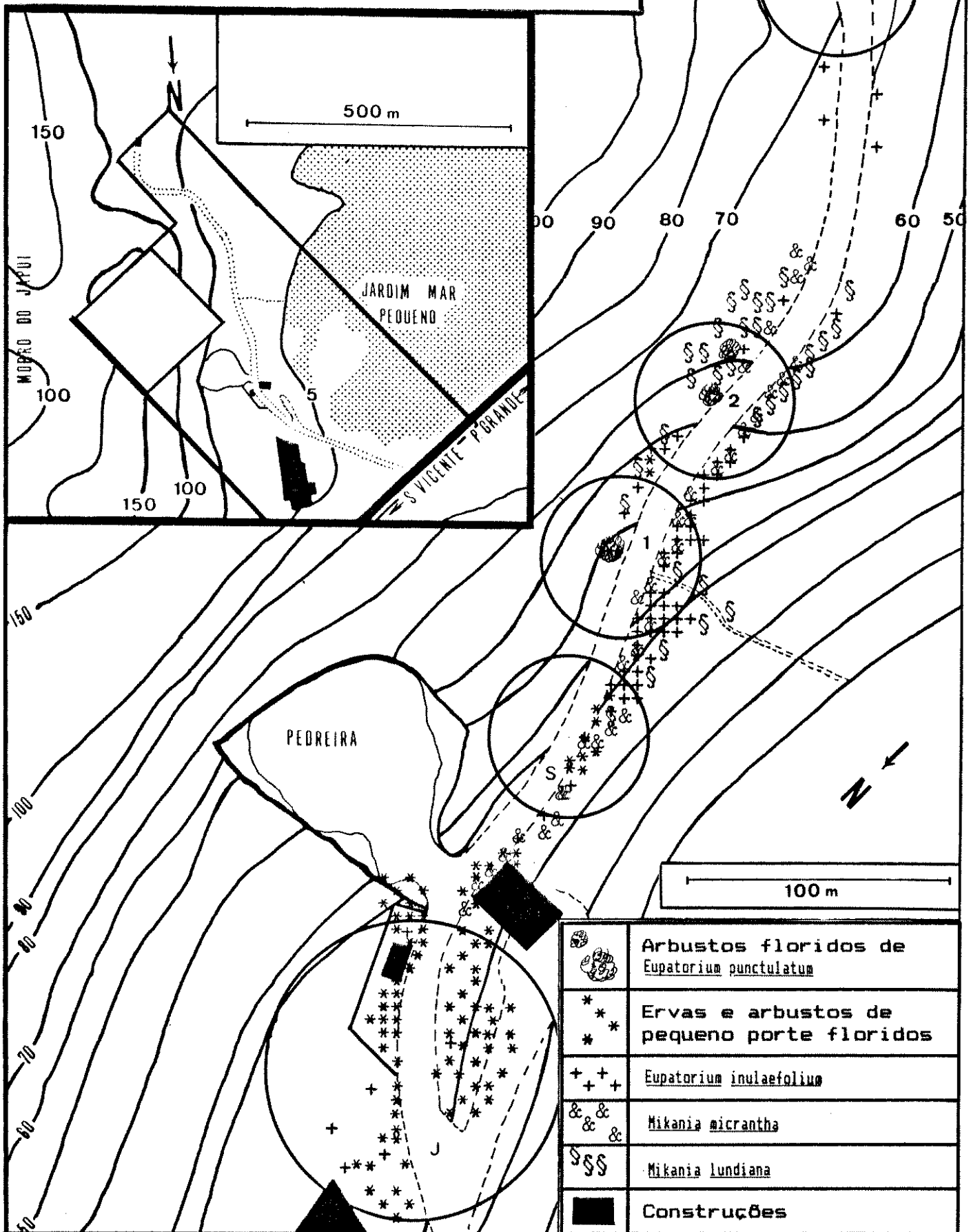


TABELA 16

Dados de CMLR da Tabela 15 agrupados para eliminar as somatórias com total zero.
Os dados dos dias 25 de novembro de 1987 e 2 de janeiro de 1988 foram eliminados embora seus valores absolutos tenham sido utilizados na construção das curvas de crescimento.

Número sequencial da coleta	Datas agrupadas	R E C A P T U R A S															Total de indivíduos coletados (com recapturas)	Total de indivíduos liberados após a marcação (com recapturas)	Total de indivíduos recapturados	Duração da coleta em minutos	
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15					
1	27NOV+1DEZ	--															20	20	0	100	
2	3DEZ	1	--														23	23	1	50	
3	4DEZ+6DEZ	1	1	--													26	26	2	90	
4	7DEZ	1	0	1	--												31	31	2	100	
5	8DEZ	0	0	0	2	--											18	18	2	50	
6	9DEZ	1	0	0	1	4	--										38	38	6	100	
7	10DEZ	0	0	0	3	1	3	--									35	35	7	90	
8	11DEZ	0	0	0	2	1	1	2	--								36	35	6	70	
9	13DEZ+14DEZ	0	0	0	1	0	2	2	1	--							41	41	6	130	
10	16DEZ	0	0	1	1	1	0	1	0	3	--						37	37	07	90	
11	17DEZ	0	0	0	0	0	0	1	1	2	3	--					30	30	07	74	
12	19DEZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	--				23	23	03	120	
13	20DEZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	--			26	26	03	87	
14	21DEZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	3	--		23	23	10	60	
15	24DEZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	1	--	20	20	04	120	
16	26DEZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	1	3	--	20	20	06	57
Total marcado na amostra e recapturado posteriormente																	TOTAIS-> 447 446 72 1408				
Total marcado na amostra, não recapturados nela, mas recapturado posteriormente																					
0 3 2 2 9 11 10 10 6 4 1 3 11 5 3 0																					

TABELA 17

Dados brutos de CMLR em população de adultos de A. notabilis no morro do Japuí, São Vicente, entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.

Número sequencial da coleta	Datas	R E C A P T U R A S															Total de indivíduos coletados (com recapturas)	Total de indivíduos liberados após a marcação (com recapturas)	Total de indivíduos recapturados	Total de machos (com recapturas)	Total de fêmeas (com recapturas)	Duração da coleta em minutos	
		3	4	5	6	7	8	9	11	13	14	15	16	18	19								
3	25NOV	--														1	1	0	1	0	70		
4	4DEZ	0	--													5	5	0	3	2	40		
5	6DEZ	0	0	--												3	3	0	3	0	60		
6	7DEZ	0	0	0	--											8	8	0	7	1	50		
7	8DEZ	0	0	0	0	--										5	5	0	4	1	50		
8	9DEZ	0	1	0	2	0	--									8	8	3	4	4	40		
9	10DEZ	0	0	0	0	0	0	--								5	5	0	4	1	100		
11	13DEZ	0	0	0	0	0	0	0	--							1	1	0	1	0	50		
13	16DEZ	0	1	0	0	0	0	0	0	--						5	5	1	2	3	100		
14	17DEZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	--					1	1	0	1	0	90		
15	19DEZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	--				1	1	0	0	1	70		
16	20DEZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	--			3	3	0	0	3	100		
18	24DEZ	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	--		2	2	1	0	2	30		
19	26DEZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	--	1	1	0	0	1	90		
Total marcado na amostra e recapturado posteriormente																	TOTAIS 49 49 49			5	30	19	1701

FIGURA 58

Frequência de *Actinote pellenea* (barras brancas) e *A. notabilis* (barras pretas) no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.

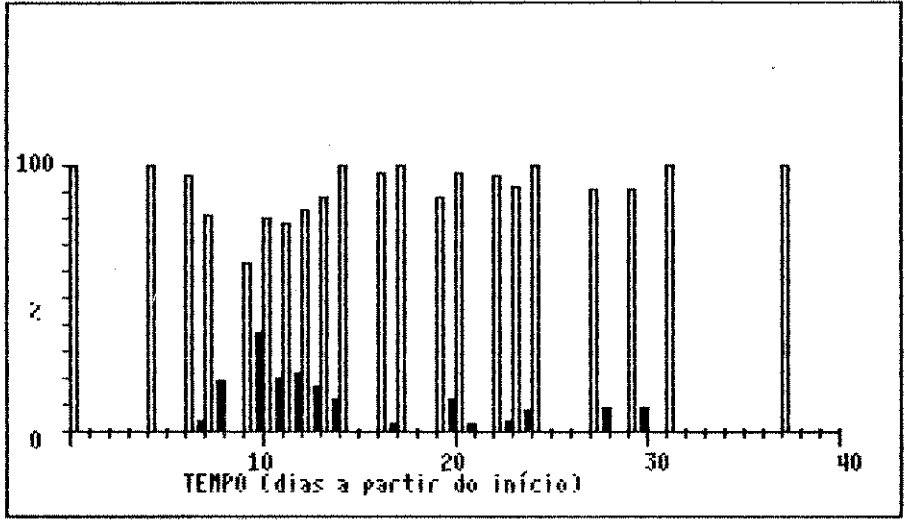


FIGURA 59

Número de indivíduos de *Actinote pellenea* coletados por amostragem diária no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988. Totais corrigidos para 60 minutos de coleta.

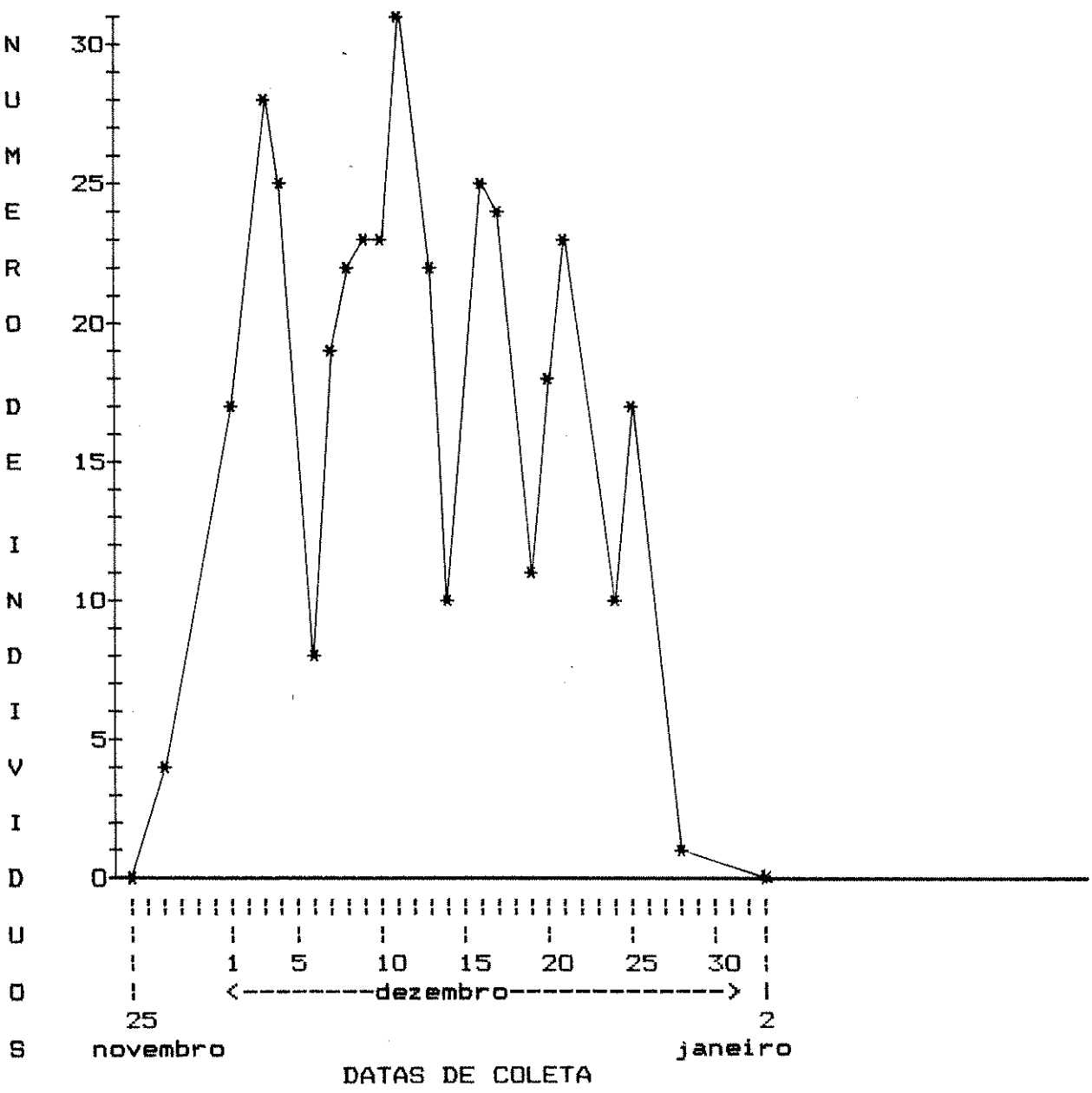


TABELA 18

Frequência e proporção de recapturas de Actinote pellenea e A. notabilis no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.

Actinote pellenea

número de recapturas	freqüência	proporção de recapturas
-------------------------	------------	----------------------------

0	319	0,860
1	44	0,119
2	5	0,013
3	0	0,000
4	2	0,005
5	1	0,003

N=371

$\bar{X}=0,18$

S=0,54

Actinote notabilis

número de recapturas	freqüência	proporção de recapturas
-------------------------	------------	----------------------------

0	44	0,920
1	3	0,006
2	1	0,002

N=48

$\bar{X}=0,10$

S=0,37

TABELA 19

Estimativas do tamanho da população de machos de *Actinote pellenea* no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988. Dados da Tabela 16. Método de Lincoln-Petersen com correção de continuidade de Bailey.

DATAS DE COLETA	[^] N	s
25NOV87	0	---
27NOV87+1DEZ87	----	---
3DEZ87	310	50
4DEZ87+6DEZ87	416	64
7DEZ87	196	28
8DEZ87	140	28
9DEZ87	342	46
10DEZ87	431	60
11DEZ87	756	100
13DEZ87+14DEZ87	389	51
16DEZ87	286	39
17DEZ87	240	35
19DEZ87	310	50
20DEZ87	156	24
21DEZ87	241	39
24DEZ87	105	18
26DEZ87	----	---
28DEZ87	----	---
2JAN88	0	---

FIGURA 60

Gráfico do tamanho estimado da população de machos de Actinote pellenea no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988. Dados da Tabela 19.

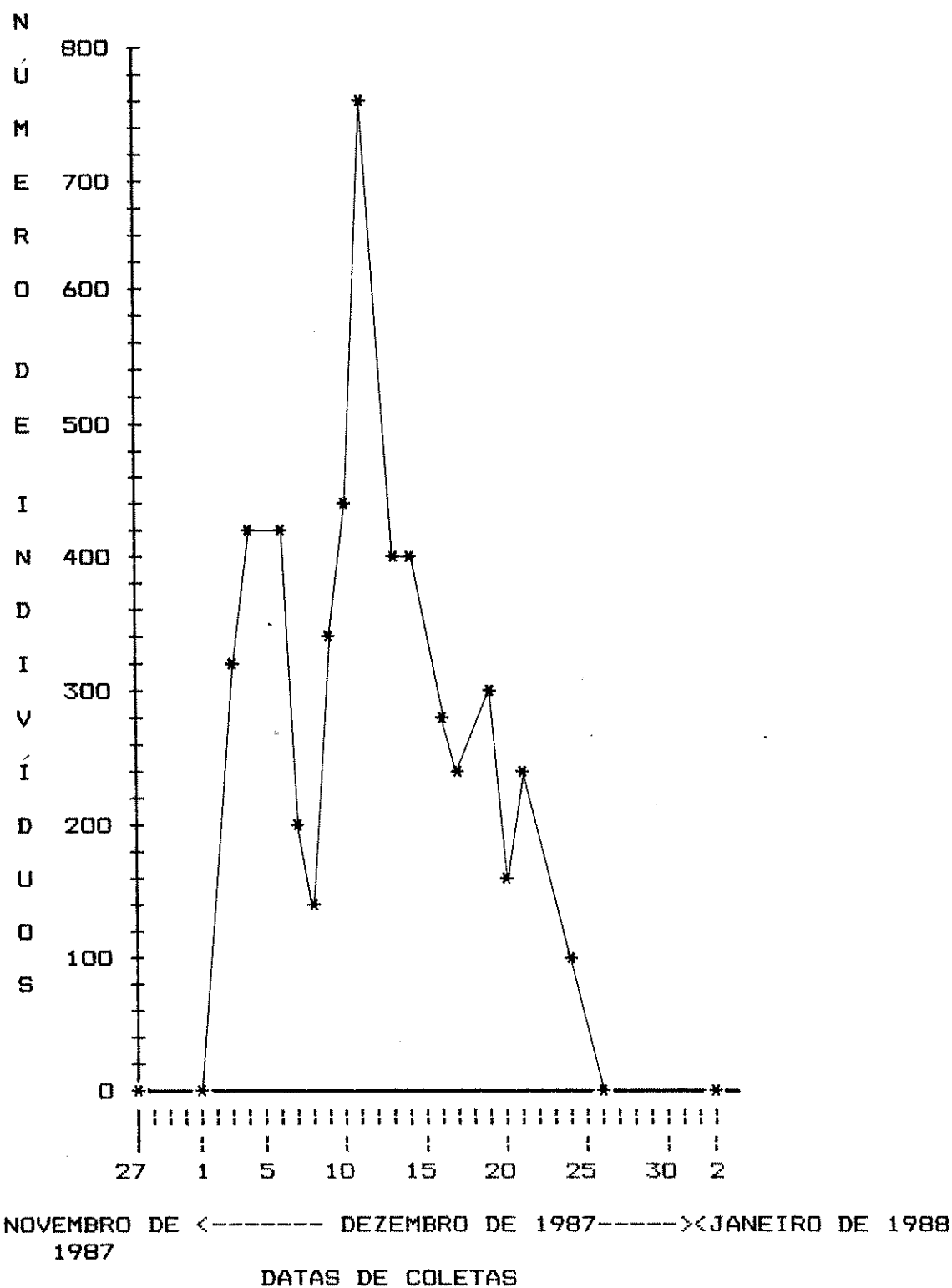


TABELA 20

Sobrevivência observada em machos de *Actinote pellenea* no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988. Sobrevivência bruta (A) e sobrevivência "real" baseadas nos dados de CMLR.
(n#) número do indivíduo marcado; (TD) total de dias; (N) novos; (I) intermediário; (O) velho; (FRQ) frequência.

N#	Tempo (dias) após a primeira captura												zona/coleta	
	00	01	02	03	04	05	06	07	08	09	10	11		12
3	NN	NN	--	--	II	--	II	--	--	--	00	--	00	S-1-1-1-1-1
29	00	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1-1
34	NN	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1-1
39	NN	NN	NN	--	--	--	00	00	--	--	--	--	--	1-S-1-2-1
57	00	00	--	00	00	--	00	--	--	--	--	--	--	2-2-S-S-1
67	NN	--	--	--	--	--	--	--	00	--	--	--	--	J-1
71	00	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-1
82	NN	NN	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1-1
84	00	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1-1
87	NN	II	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1-S-1
88	II	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	S-1
89	NN	--	--	II	--	--	--	--	00	--	--	--	--	S-J-1
95	II	--	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	J-1
98	NN	NN	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1-1
99	NN	NN	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	2-S
100	II	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	2-S
113	II	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1-J
116	NN	--	--	--	--	II	--	--	--	--	--	--	--	1-J
154	NN	NN	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1-J
156	NN	--	--	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--	2-1
158	II	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	2-1
160	NN	--	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	2-J
163	II	--	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--	--	S-J
164	II	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-J
180	NN	--	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--	--	S-J
182	II	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	S-J
202	NN	--	--	--	--	--	II	00	--	--	--	--	--	2-T-T
205	II	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	2-2
221	II	--	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	3-3
229	II	--	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	S-S
251	00	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	3-5
258	II	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1-1
260	00	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-J
278	NN	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1-1
274	NN	NN	--	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	2-2-2
282	II	--	--	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-J
288	NN	--	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-J
289	II	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-J
306	NN	--	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-J
310	NN	--	--	--	--	00	--	00	--	--	--	--	--	4-T-T
313	NN	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	J-J
315	NN	--	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-J
316	II	--	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-J
317	II	--	00	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	J-J-J
335	00	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	4-4
341	II	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-J
342	NN	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	J-J
347	00	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	4-T
354	00	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	J-J
363	00	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	T-T
366	II	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	T-T
368	00	--	00	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	T-T

Tempo (dias) após a primeira captura														TD
00	01	02	03	04	05	06	07	08	09	10	11	12	13	
NN	NN	--	--	II	--	II	--	--	--	00	--	00	--	12
--	--	--	--	--	--	--	--	00	00	--	--	--	--	8
--	--	NN	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	3
NN	NN	NN	--	--	--	--	--	00	00	--	--	--	--	8
--	--	--	--	--	--	--	--	00	00	--	00	00	--	13
NN	NN	NN	--	--	--	--	--	--	00	00	00	--	--	11
--	--	--	--	--	--	--	--	--	00	00	--	--	--	8
NN	NN	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1
--	--	--	--	--	--	--	--	00	00	--	--	--	--	8
--	--	NN	II	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	4
--	--	--	II	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	4
NN	NN	NN	II	II	II	--	--	00	00	00	--	--	--	10
--	--	--	II	II	II	II	--	00	00	00	00	--	--	10
NN	NN	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1
NN	NN	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	1
--	--	--	--	--	--	II	--	00	--	--	--	--	--	7
--	--	--	--	--	--	II	II	00	00	--	--	--	--	8
NN	NN	NN	--	--	--	II	II	--	--	--	--	--	--	7
NN	NN	--	--	--	--	II	II	--	--	--	--	--	--	1
--	NN	NN	--	--	--	--	--	--	00	00	--	--	--	9
--	--	--	II	II	--	--	--	--	--	--	--	--	--	4
--	--	NN	--	--	--	00	--	--	--	--	--	--	--	6
--	--	--	II	II	II	II	--	--	00	00	00	00	--	12
--	--	--	--	II	II	II	II	00	00	00	--	--	--	9
--	--	--	--	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--	8
--	--	--	--	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--	8
--	--	--	--	--	--	II	II	00	00	--	--	--	--	7
NN	NN	--	--	--	--	II	II	00	00	00	--	--	--	9
--	--	--	II	II	II	II	II	00	00	00	00	--	--	10
--	--	--	II	--	II	--	--	--	--	--	--	--	--	5
--	--	--	--	--	--	--	--	00	00	--	--	--	--	8
--	--	--	--	--	--	II	--	00	--	--	--	--	--	7
--	--	--	--	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--	10
--	--	--	--	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--	7
--	--	--	--	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--	2
--	NN	II	--	--	--	--	--	00	--	--	00	--	--	10
--	--	--	--	--	--	--	--	00	--	--	--	00	--	12
--	--	--	--	--	--	--	--	00	--	00	--	--	--	9
--	--	--	--	--	--	II	II	--	--	--	--	--	--	8
--	--	--	--	--	--	--	--	00	--	00	--	--	--	9

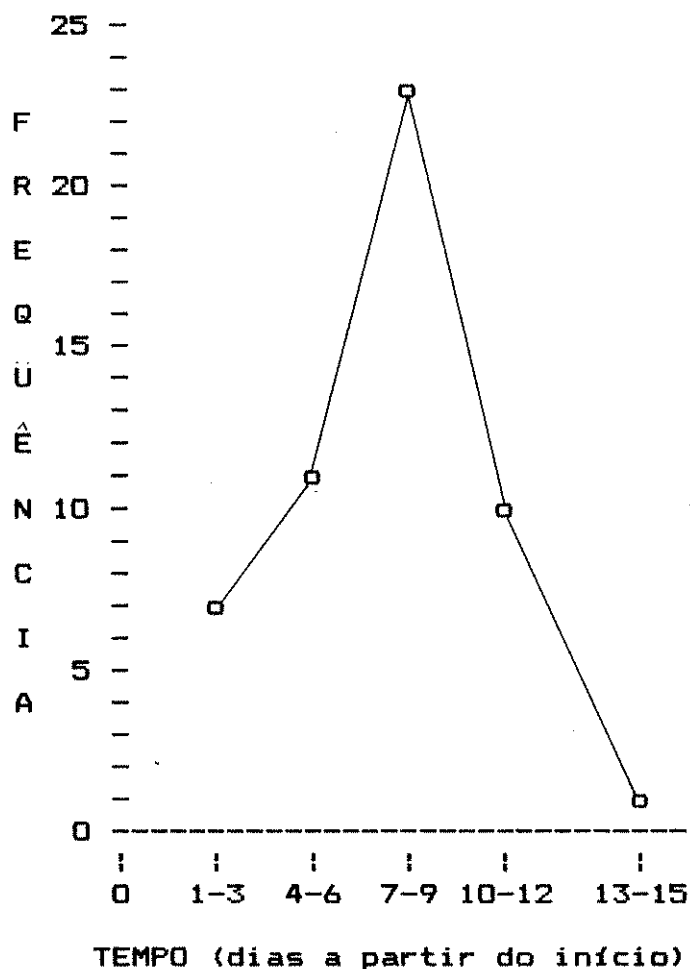
04 02 01 07 02 02 06 10 07 05 02 03 01 <- FRQ

intervalo (dias) de duração das idades

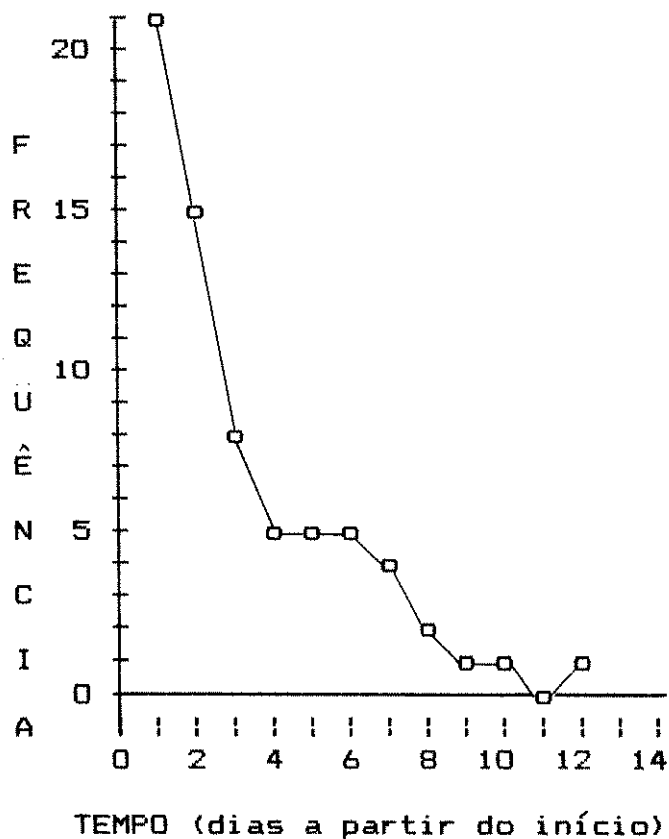
← 2 → ← 3 → ← 6 →

FIGURA 61

Curva de "sobrevivência bruta" (A) e "sobrevivência real" (B) para machos de *Actinote pellenea* no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988. Dados da tabela 20.



(A)



(B)

FIGURA 62

Classes de desgaste alar da população de machos de Actinote pellenea no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.

- Indivíduos novos
- Indivíduos intermediários
- ▨ Indivíduos velhos

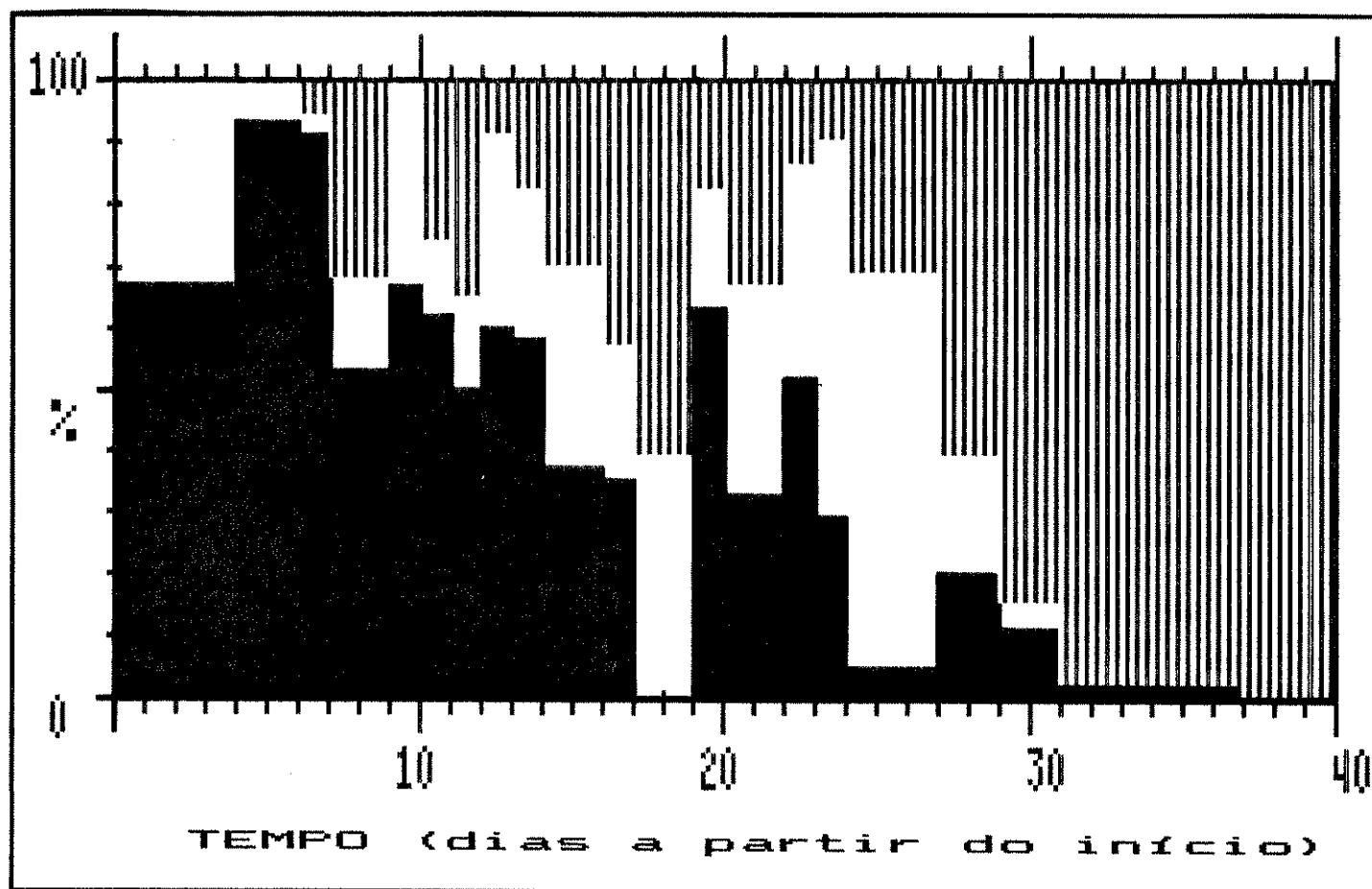
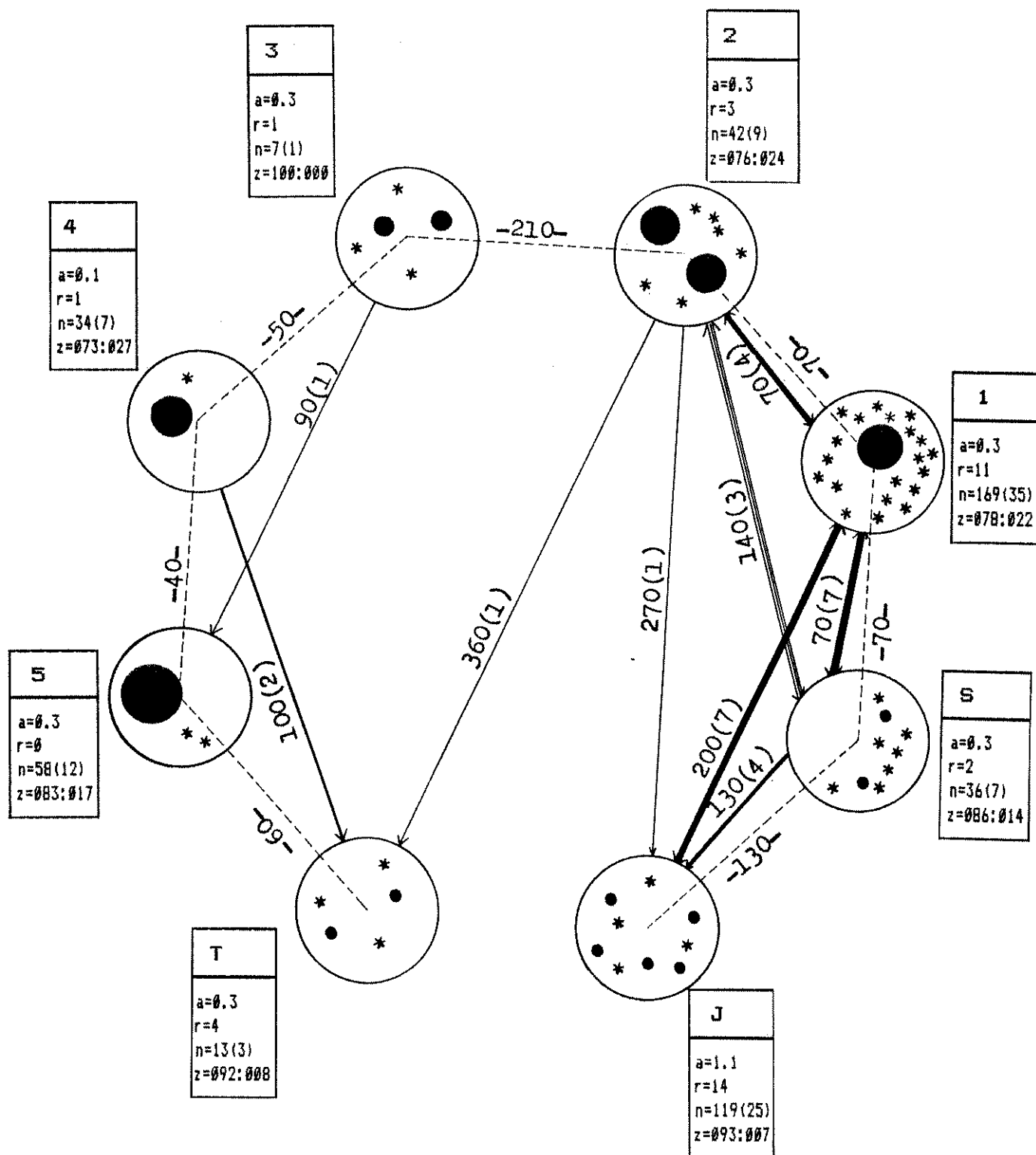


FIGURA 63

Diagrama circular mostrando o movimento entre zonas de amostragem, de indivíduos de *Actinote pellenae* no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.

área total amostrada = 12 Ha

distância J - T = 630 m



Zonas de amostragem = J, S, 1, 2, 3, 4, 5 e T

a = área (hectares) de cada zona

r = número de indivíduos recapturados na zona

n = número total de indivíduos capturados na zona

z = proporção de machos/fêmeas na zona

* = plantas com flor

● = plantas hospedeiras de larvas

Os valores sobre as linhas (tracejadas ou cheias) indicam a distância (m) entre o centro de cada zona
Os valores entre parênteses indicam o número de indivíduos que se moveram.

TABELA 21

Recursos florais disponíveis para as populações de Actinote pellenae e A. notabilis no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.

n	= número de observações
%	= porcentagem de utilização
ARP	= abundância relativa da planta
C	= cor da flor ou inflorescência
B	= azul
W	= branca
R	= vermelha
Y	= amarela
*	= 2 fêmeas observadas em dias chuvosos, provavelmente sugando água depositada sobre as pétalas
**	= não levada em consideração

Espécie	n	%	ARP	C
1- <u>Pluchea quintoc</u> D.C.	0	0.0	1	W
2- <u>Emilia sonchifolia</u> D.C.	1	0.3	1	R
3- <u>Asclepias curassavica</u> L.	1	0.3	1	Y/R
4- <u>Eupatorium pauciflorum</u> H.B.K.	2	0.4	3	B
5- <u>Tibouchina holosericea</u> Bail.	2*	0.4	**	B
6- <u>Solanum</u> sp.	3	0.8	4	W
7- <u>Erechtites valerianaefolia</u> (Wollf.) D.C.	5	1.1	5	B
8- <u>Bidens pilosa</u> Linn.	10	2.2	5	Y/W
9- <u>Spilanthes acnella</u> Linn.	20	4.5	30	Y
10- <u>Eupatorium punctulatum</u> D.C.	400	90.0	50	W

FIGURA 64

Deslocamento máximo (m) em linha reta em 66 machos de Actinote pellenea recapturados no Morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro e dezembro de 1987.

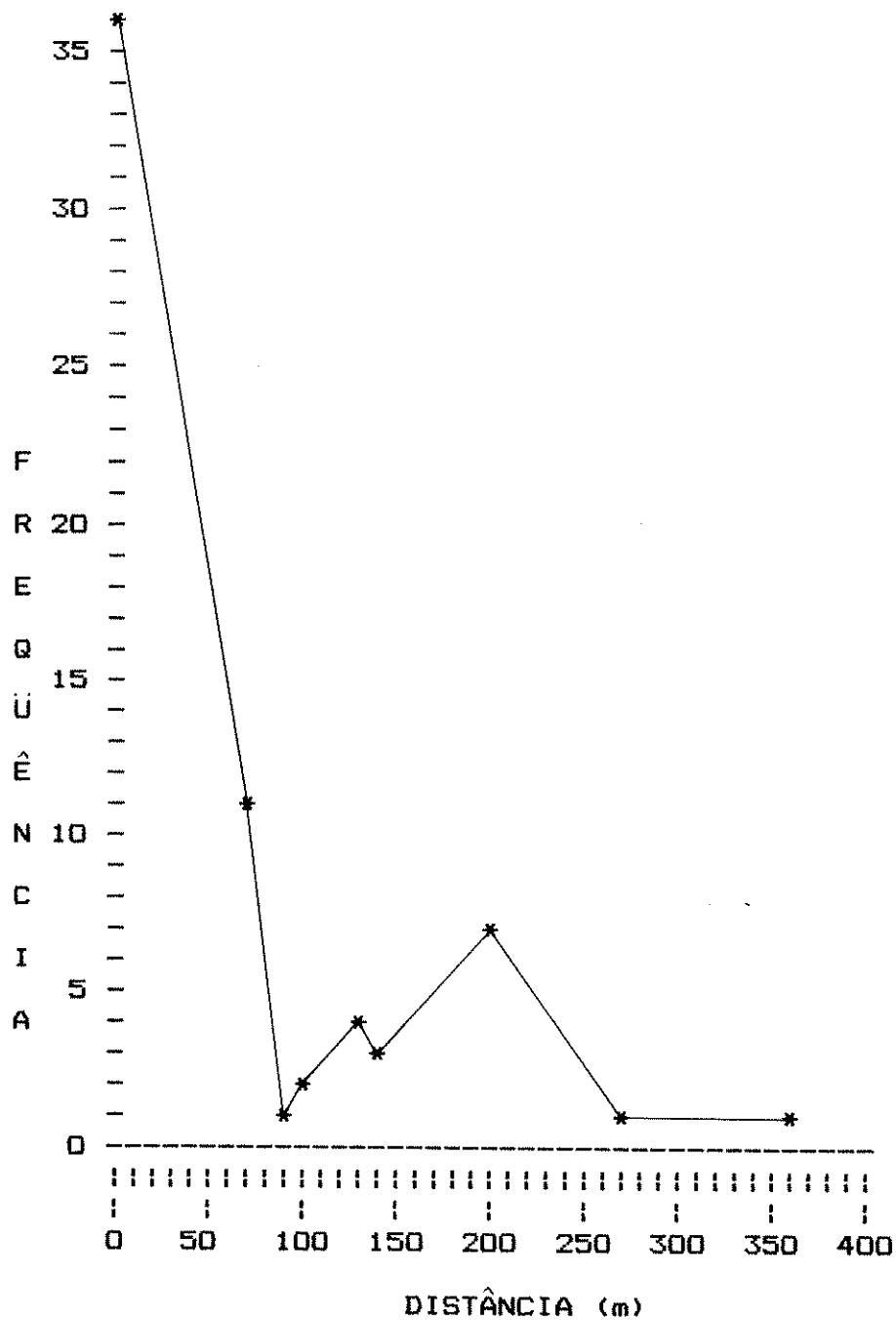
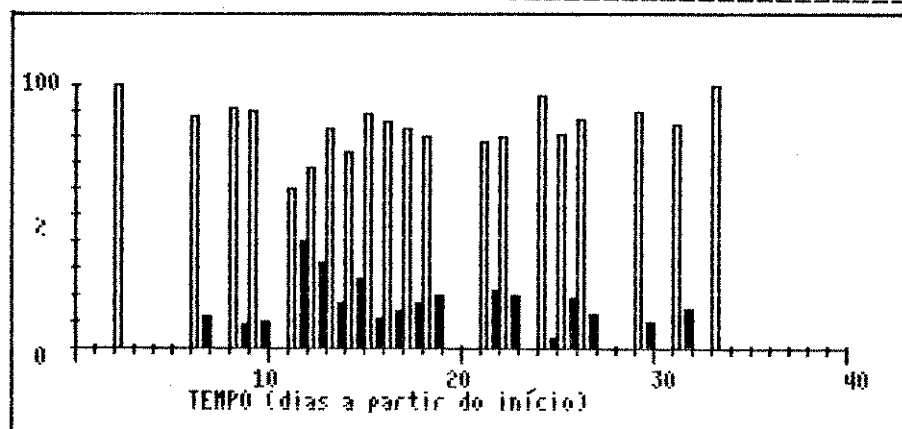


FIGURA 65

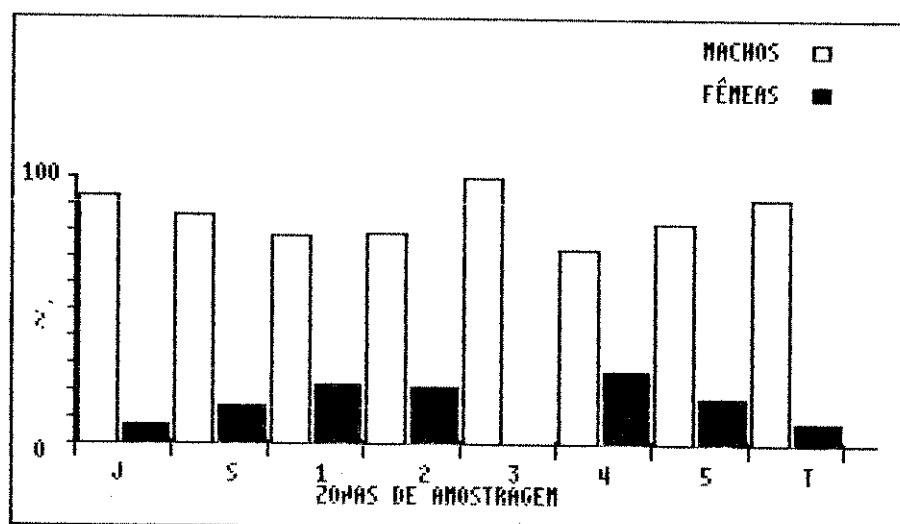
Razão-sexual em populações de *Actinote pellenea* e de *A. notabilis* no morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro de 1987 e janeiro de 1988.

(A) *A. pellenea*, por dia; (B) *A. pellenea*, por zona;

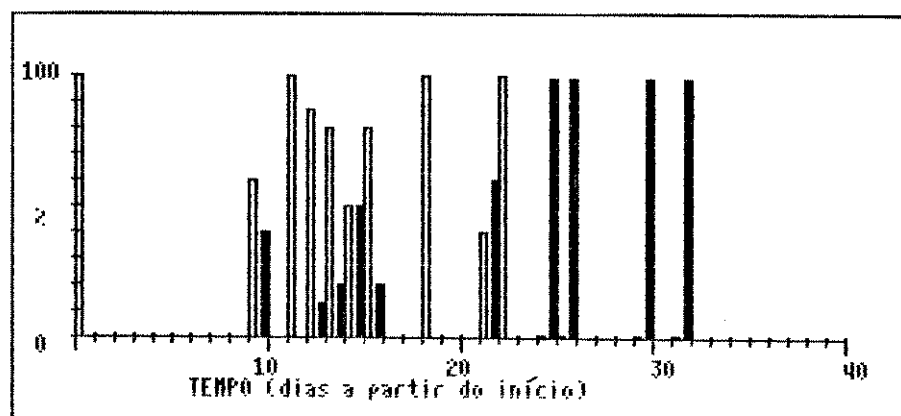
(C) *A. notabilis*, por dia; (D) *A. notabilis*, por zona;



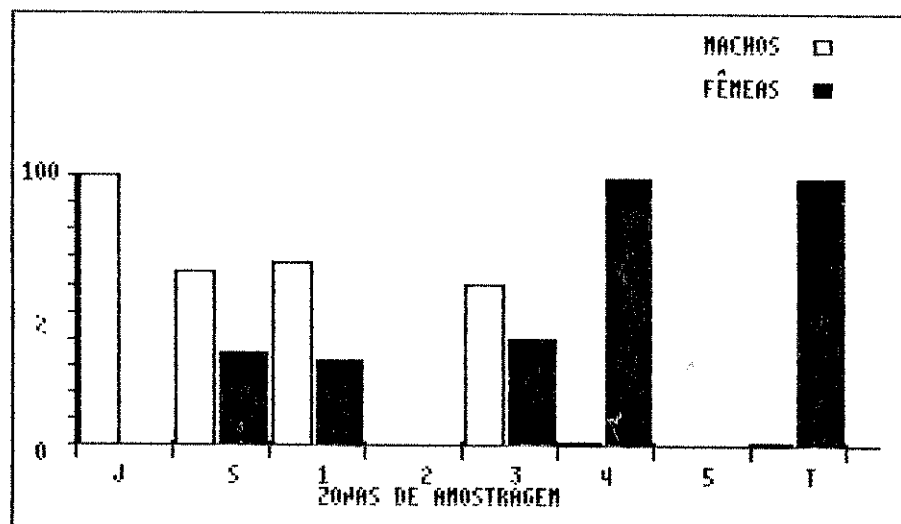
B



C



D



3.3. Estágios imaturos, plantas hospedeiras de larvas e emergência de adultos.

3.3.1. Plantas hospedeiras de larvas.

As 24 espécies de plantas que foram observadas sendo consumidas pelas larvas de 12 espécies de Actinote no sul e sudeste do Brasil (Tabela 22) são todas Asteraceae (= Compositae), sendo mais de 80% da tribo Eupatorieae. Todas essas plantas são típicas de ambientes natural ou antropicamente perturbados. Todas as espécies de Mikania consumidas são plantas volúveis, geralmente formando "emaranhados" com outras espécies. É freqüente observar emaranhados formados por Mikania cordifolia e M. micrantha, junto com Quamoclit sp. (Convolvulaceae), sobre Eupatorium inulaefolium em muitos lugares do litoral de São Paulo, ou então por Mikania hirsutissima e M. pilosa ou M. sericea e M. lanuginosa em matas de neblina no alto da Serra do Mar. As vezes as larvas que estão se alimentando sobre essas espécies passam temporariamente para a folha de outra, devido ao entrelaçamento, e algumas vezes até começam a comê-la, mas logo retornam à planta original.

Na recente revisão de plantas hospedeiras de Nymphalidae por ACKERY (1988) são citadas espécies das famílias Amaranthaceae, Urticaceae, Fabaceae, Verbenaceae e Poaceae, como sendo plantas de alimento dos acraeíneos americanos. As seguintes espécies são citadas em literatura mais antiga como hospedeiras de larvas de Actinote: Vernonia sp. e Mikania sp. de Actinote thalia [= A. carycina] e de A. eulalia [= A. alalia?] (MÜLLER 1878c); Amaranthus chlorostachys (Amaranthaceae) e Evalus viridis [?] de A. mamita (BURMEISTER 1878/79); Eupatorium oblongifolia de Actinote carycina; Lantana sellowiana (Verbenaceae), Andropogon sp. (Poaceae) e Amaranthus caudatus de A. mamita (MABILDE 1896 in ARAUJO E SILVA 1967/68); Boehmeria caudata (Urticaceae) de A. parapheles; Conyza sp. de A. quadra (Asteraceae); Eupatorium triplinervia [?] de A. alalia (JORDAN 1913a); Symphiopappus

Experimentos feitos em laboratório mostraram que algumas espécies de plantas como Mikania hatschbachii, usada na natureza apenas por A. discrepans e A. pelleneae, é muito bem aceita por A. parapheles, A. genitrix, A. melanisans e A. rhodope. Os Actinote que foram encontrados alimentando-se em espécies de Vernonia (A. pelleneae e A. carycina) constituíram uma pequena porcentagem da amostra e eram sempre indivíduos em último estágio, que podem ter se alimentado de Eupatorium inulaefolium das proximidades e passado para aquelas plantas quando as folhas do Eupatorium terminaram. Vernonia beyrichii não foi aceita por nenhuma das outras espécies ou mesmo por indivíduos de A. pelleneae e A. carycina, provenientes de lotes que se alimentavam de Eupatorium inulaefolium, E. gaudichaudianum ou de Mikania micrantha. De modo geral as larvas em estádios iniciais adaptam-se mais facilmente à troca de plantas hospedeiras. Os dados acima podem sugerir que, em certas ocasiões, os Actinote podem ser limitados por alimento.

Existe a possibilidade de que alguma espécie de Actinote possa vir a ser usada no controle biológico de Mikania micrantha, que é praga em muitos lugares do mundo.

3.3.2. Período larval.

A duração do período larval só foi determinada nos lotes em que foram coletados ovos na natureza, ou de ovos obtidos de fêmeas que ovipuseram em laboratório. A duração do período larval foi determinada contando o tempo em dias desde a eclosão dos ovos até à formação das pupas. Acompanhei o ciclo inteiro (ovo a adulto no mesmo lote) de 6 espécies: Actinote canutia (Figura 68A), A. notabilis (Figura 68B), A. melanisans (Figura 68C), A. pyrrha (Figura 68D), A. pelleneae (Figura 68E) e A. carycina (Figura 68F). Parcialmente, acompanhei o ciclo de 5 espécies (de ovo até adulto mas não do mesmo lote): A. parapheles, A. genitrix, A. rhodope, A. mamita e A. surima. A. discrepans só foi criada a partir de larvas em segundo estágio até adulto. As médias da

duração do período larval entre lotes da mesma espécie, por sexos separados, foram significativamente diferentes entre machos de A. canutia, machos e fêmeas de A. notabilis, de A. melanisans, de A. pyrrha, de A. carycina e de A. pellenea. Só as fêmeas de A. canutia não apresentaram heterogeneidade na duração do período larval (Tabela 23). As fêmeas tenderam a apresentar um período larval mais longo. A. pellenea foi a única espécie com um período larval mais curto (40-100 dias), enquanto A. notabilis teve um período intermediário (90-130 dias) e A. carycina, A. melanisans, A. pyrrha e A. canutia tiveram períodos mais longos (até 200 dias).

Larvas irmãs, de Actinote pellenea, alimentadas parte com Eupatorium inulaefolium e parte com Mikania micrantha, tiveram desenvolvimento diferente para a duração do período larval em machos e fêmeas e para o comprimento da asa anterior em fêmeas (Tabelas 24 e 25). A duração do período pupal não diferiu significativamente em nenhum caso.

Comparei alguns lotes que foram deixados pela metade no campo (A. parapheles, A. rhodope, A. melanisans, A. canutia, A. pyrrha, A. carycina e A. notabilis), com seus irmãos criados em laboratório. A defasagem de crescimento, devida principalmente à diferenças de temperatura e condições da planta de alimento, ficou entre 40 e 60 dias de duração a mais nos lotes deixados no campo. As espécies no alto da Serra do Mar, exceto Actinote pellenea, passam uma parte do estágio larval em diapausa. Grupos de larvas em primeiro estágio de A. parapheles, A. rhodope, A. genitrix, e A. melanisans, marcados no mês de abril no alto da Serra de Cubatão (SERRA-SP), ainda estavam no segundo estágio no mês de junho, só passando para os estádios posteriores em setembro.

Embora abundante no litoral, A. pellenea é rara no topo da Serra do Mar e na Serra do Japi, Jundiaí. Já A. carycina e A. pyrrha são relativamente mais abundantes nesses locais. Nos arredores de Porto Alegre, RS (30º Latitude S, C. M. PENZ,

comunicação pessoal) também A. pellenea é rara e as outras espécies abundantes. ORFILA (1964) cita A. pellenea como praga do girassol na Argentina na década de 60, onde podia ser encontrada até 349 S. A duração do período larval observada por ele variou entre 20 e 37 dias. Ele observou também que podiam ocorrer de 2 a 3 gerações anuais e supôs que pelo menos uma delas hibernasse como pupa. Mas, das larvas criadas por ele em Vila Udaondo, Castellar, emergiram adultos durante o inverno. Como não observei diapausa larval em A. pellenea, acredito que os adultos que emergem nas regiões onde os recursos são baixos nos meses de inverno tenham sua aptidão muito reduzida. Só em locais com um bom tamponamento dos efeitos do clima eles teriam condições de reprodução. É possível que a recolonização nessas regiões ocorra frequentemente.

Nos lotes de A. pellenea que foram alimentados com Eupatorium inulaefolium em laboratório, as médias de duração do período larval foram agrupadas por mês de eclosão dos ovos (Figura 69). Um Teste t entre cada par de meses sequenciais revelou diferenças significativas entre as médias de janeiro a julho, mas não entre as médias de setembro a dezembro. Percebe-se claramente que os lotes dos meses de abril até julho têm uma duração maior, possivelmente relacionada com as temperaturas médias mais baixas do período.

O gregarismo larval foi alto em todas as espécies criadas ou observadas na natureza. Experimentos feitos com larvas em estádios intermediários e finais mostraram que, quando indivíduos são separados e colocados em pontos distantes da mesma planta, eles tendem a agrupar-se depois de um período de tempo. O gregarismo é maior na época de muda, quando as larvas do grupo tecem teias protetoras onde passam esse período (Figura 70A/B/C). Mesmo a ecdise é feita de uma forma grupal (Figura 70D). Indivíduos em estádios iniciais e intermediários, quando criados isoladamente, geralmente morrem. Só as larvas em último estágio

suportam o isolamento sem problemas maiores. A única espécie de borboleta com larvas gregárias que foi observada se alimentando de uma planta hospedeira de Actinote foi Tegosa claudina (Melitaeinae, Nymphalidae), cujas larvas alimentam-se de folhas de Mikania micrantha no litoral de São Paulo.

A atividade alimentar de larvas em último estágio, baseada na produção de pelotas fecais por dia (Tabela 27A), e a duração em dias do último estágio larval (Tabela 27B), mostraram diferenças entre as dez espécies estudadas (Tabelas 28A e B). As espécies que têm o período larval mais longo foram as que apresentaram menor atividade alimentar (A. carycina, A. genitrix, A. mamita e A. surima) (Figura 71).

O comportamento de larvas recém-eclodidas (Figura 72) não é muito diferente entre as espécies criadas. A eclosão (Figura 72) dura de 1 a 4 horas. As larvas após eclodirem comem a casca do ovo e logo agrupam-se na superfície inferior da folha. Só algumas horas após iniciam o ato de comer a epiderme da folha da planta de alimento (Figura 72).

3.3.3. Período de pupa.

A duração do estágio de pupa para onze espécies de Actinote (Figura 73) apresentou-se significativamente diferente (Tabela 30) entre os sexos de A. pyrrha, A. melanisans, A. canutia, A. carycina e A. discrepans ($P < 0,10$). Em A. notabilis, A. surima, A. genitrix, A. parapheles, A. rhodope e A. pellenea, as diferenças não foram significativas ($P > 0,10$). Não observei diapausa em pupas de nenhuma das espécies de Actinote que foram criadas.

Em lotes de larvas em últimos estádios privados de alimento, observei o canibalismo. Larvas de último estágio atacam pupas recém-formadas, quando ainda moles. As pupas mais velhas, com o exoesqueleto mais duro foram dificilmente predadas.

As etapas de formação da pupa de A. genitrix (Figura 74)

foram basicamente semelhantes a das outras dez espécies. A larva em último estágio, após um período de intensa caminhada pelo frasco de criação, para e pendura-se pelas patas anais em um substrato sólido (folhas, caules ou o próprio vidro) (Figura 74A). A larva imobiliza-se nessa posição e sua coloração começa a clarear. Movimentos laterais rápidos são feitos de vez em quando. Essa fase dura entre 8 e 36 horas. Quando a pele pupal é formada, a exúvia da larva vai sendo cortada e vai encolhendo, ficando geralmente presa junto ao cremáster (Figura 74B). Depois de algumas horas a coloração verde-clara vai desaparecendo com o endurecimento do exoesqueleto (Figura 74C). Só aí a pupa fica com a coloração definitiva até poucas horas antes da emergência do adulto (Figura 74D).

3.3.4. Razão-sexual e emergência dos adultos.

O número de lotes de adultos provenientes de larvas ou ovos criados em laboratório que apresentou uma razão-sexual diferente de 1:1 (com χ^2 com probabilidade associada significativamente menor do que 0,05) foi de 5%. Para cada espécie isolada as porcentagens foram: A. pellenea 0,02% (6/254); A. melanisans 14% (4/28); A. pyrrha 20% (4/20) e A. parapheles 10% (1/10). Os desvios tanto foram a favor dos machos quanto das fêmeas. Em mais de 80% desse lotes anômalos a amostra inicial era formada por larvas que podiam fazer parte de mais de uma oviposição. Esses dados de razão-sexual obtidos com a criação não combinam com os das populações observadas na natureza onde a razão-sexual ficou a favor dos machos na maioria dos casos. Mesmo lotes de larvas em último estágio, quando analisados em separado, não apresentaram diferenças significativas ($P > 0,20$). Isso pode significar que é no estágio adulto e não no larval que a mortalidade diferenciada por sexo seja maior. Nos adultos, é possível que a mortalidade da fêmea seja maior que a do macho.

A emergência de adultos de A. melanisans em laboratório

(Figura 75A) é precedida por uma transparência do exoesqueleto pupal, que mostra as cores que o adulto irá ter. Esta fase é variável, mesmo na mesma espécie, e leva de 1 a 8 horas. A emergência se dá pelo rompimento da pupa (Figura 75B), expulsão de líquidos (Figura 75C/D), e a saída do adulto. Após a expansão alar (Figura 75E) a borboleta abre e fecha as asas a intervalos de tempo variáveis (Figura 75F/G/H), até a secagem total. Como em outros grupos de borboletas, a emergência dos adultos no campo seguiu um padrão constante, com os machos emergindo primeiro, seguido por um período em que machos e fêmeas emergem juntos, e um período final em que os adultos emergentes são quase só constituídos por fêmeas. Os histogramas de emergência de adultos de A. pelleneae (Figura 76), por lotes criados isoladamente, mostram que existem variações grandes no padrão, certamente devidas à diferenças no estado fisiológico dos indivíduos de cada lote e/ou a características genéticas. Alguns lotes apresentaram mais de 90% dos indivíduos emergindo num espaço de tempo relativamente curto, e em outros, a emergência foi aproximadamente constante durante todo o período. Essa divergência entre o observado no campo e o observado em laboratório também pode ser devida ao fato de que nos lotes criados em laboratório, não agiria a seleção sobre alguns genótipos, como poderia acontecer no campo. A proterandria (WIKLUND & FAGERTRØM 1977) foi a tática reprodutiva mais comum em Actinote. Em A. pelleneae, o estágio de ovo representou 12,1% ($\bar{x}$ =10,1 dias) do total do ciclo de vida da espécie, o estágio larval 66,7% ($\bar{x}$ =55,6 dias), o estágio pupal 12,6% ($\bar{x}$ =10,5 dias) e o estágio adulto 8,5% ($\bar{x}$ =7,1 dias). Para as outras espécies que passam parte do estágio larval em diapausa, a duração relativa do estágio de adulto, será ainda menor. Dada essa baixa longevidade dos adultos e ausência de sobreposição de gerações, as espécies de Actinote podem ser consideradas semélparas e pelo oportunismo e alta densidade, r-estrategistas (PIANKA 1978).

TABELA 22

Plantas hospedeiras de larvas das espécies de Actinote do Sudeste do Brasil.

- (A) alcalóides pirrolizidínicos presentes
 (+) planta hospedeira de larvas, usada em mais do que 50% das amostras analisadas;
 (-) planta hospedeira rara utilizada em menos do que 5% das amostras analisadas;
 (N) planta não utilizada pela espécie na natureza e nem aceita por larvas criadas em laboratório;
 (S) planta não utilizada pela espécie na natureza mas aceita por larvas criadas em laboratório;
 (L) planta não utilizada pela espécie na natureza e pouco aceita por larvas criadas em laboratório;
 (F) planta não utilizada pela espécie na natureza e não testada em laboratório;
 (?) pouca informação disponível.

PLANTA HOSPEDEIRA		alcalóides pirrolizidínicos													total de espécies de Actinote
		A. pellenea	A. carycina	A. pyrha	A. notabilis	A. paraphelies	A. discrepans	A. genitrix	A. melanisans	A. rhodope	A. mamita	A. canutia	A. surima		
1	Eupatorium inulaefolium H. B. K.	A	+	+	-	N	N	N	N	N	N	N	N	B	3
2	Eupatorium gaudichaudianum D. C.	A	+	+	-	N	N	N	N	N	N	N	N	B	3
3	Eupatorium maximiliani Schraeder	A	+	-	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N	2
4	Eupatorium intermedium D. C.		L	L	N	N	N	N	N	N	L	N	+	+	1
5	Eupatorium purpurascens Schultz-Bip.		F	F	F	F	F	F	F	F	+	F	F	F	1
6	Eupatorium sp.		F	?	?	F	F	F	F	F	F	F	?	?	3
7	Trichogonia gardneri A. Gray Hook.	A	N	-	N	F	F	F	F	F	F	F	F	F	1
8	Mikania sericea Hook et Arn.		N	N	N	N	+	N	L	-	-	N	N	N	3
9	Mikania lanuginosa D. C.		N	N	N	N	-	N	+	+	+	N	N	N	4
10	Mikania micrantha H. B. K.		+	+	-	S	L	L	N	+	L	N	+	N	5
11	Mikania cordifolia (L. F.) Willd.		+	N	N	N	N	N	N	+	N	N	N	N	2
12	Mikania lundiana D. C.		N	N	N	+	N	N	N	N	N	N	N	N	1
13	Mikania hatschbachii G. M. Barroso		-	N	L	N	S	+	S	S	S	N	N	N	1
14	Mikania microcephala D. C.		+	F	F	F	F	F	F	F	F	F	F	F	1
15	Mikania hirsutissima D. C.		N	N	L	N	+	N	A	P	-	N	N	-	3
16	Mikania pilosa Baker		N	N	N	N	+	N	N	+	N	N	N	N	2
17	Mikania alexandreae G. M. Barroso		N	N	+	N	F	F	F	F	N	F	F	F	1
18	Mikania lasiandrae D. C.		N	N	+	N	F	F	F	F	N	F	F	F	1
19	Mikania acuminata D. C.		F	F	F	F	F	F	+	F	F	F	F	F	1
20	Mikania triangularis Baker		F	F	?	F	F	F	F	F	F	F	F	F	1
21	Senecio brasiliensis Less.		N	N	N	N	F	F	F	F	F	N	N	-	1
22	Vernonia beyrichii (Less.)		-	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N	1
23	Vernonia sp		N	-	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N	1
24	Symphiopappus reticulatus Baker		F	F	F	F	F	F	F	F	F	F	F	+	1
Total de espécies de plantas usadas por cada uma das espécies de Actinote			8	6	7	1	4	1	2	5	3	1	1	5	

FIGURA 66

Brejo no reservatório do Rio Pequeno, São Bernardo do Campo (RSREV-SP) (700 m) com Eupatorium gaudichaudianum e E. intermedium, Erigeron maximus, Mikania micrantha e M. hirsutissima.



FIGURA 67

(A) Mata pluvial na serra de Mongaguá (ANTAS-SP) (200 m). A seta indica uma árvore cuja copa totalmente coberta por Mikania cordifolia; (B) Mikania hatschbachii no interior da mata do reservatório do Rio Guaratuba (BTUBA-SP) (900 m); (C) Borda de mata com Mikania micrantha, Eupatorium inulaefolium e E. gaudichaudianum; (D) Mikania lanuginosa em borda recém-devastada em mata de neblina no alto da serra do Cubatão (SERRA-SP) (700m); Eupatorium inulaefolium em borda de estrada próxima a costão rochoso da praia das Vacas (SVPVA-SP) (20 m) (E).



FIGURA 6B

Duração do período larval (dias), da eclosão dos ovos até a formação da pupa, em 6 espécies de *Actinote*. Lotes agrupados por espécies. Os valores de n para machos e fêmeas estão entre parênteses.

- (A) *A. canutia* (n=58/56);
 (B) *A. notabilis* (21/7);
 (C) *A. melanisans* (55/49);
 (D) *A. pyrhha* (31/40);
 (E) *A. pellenea* (127/115);
 (F) *A. carycina* (93/80).

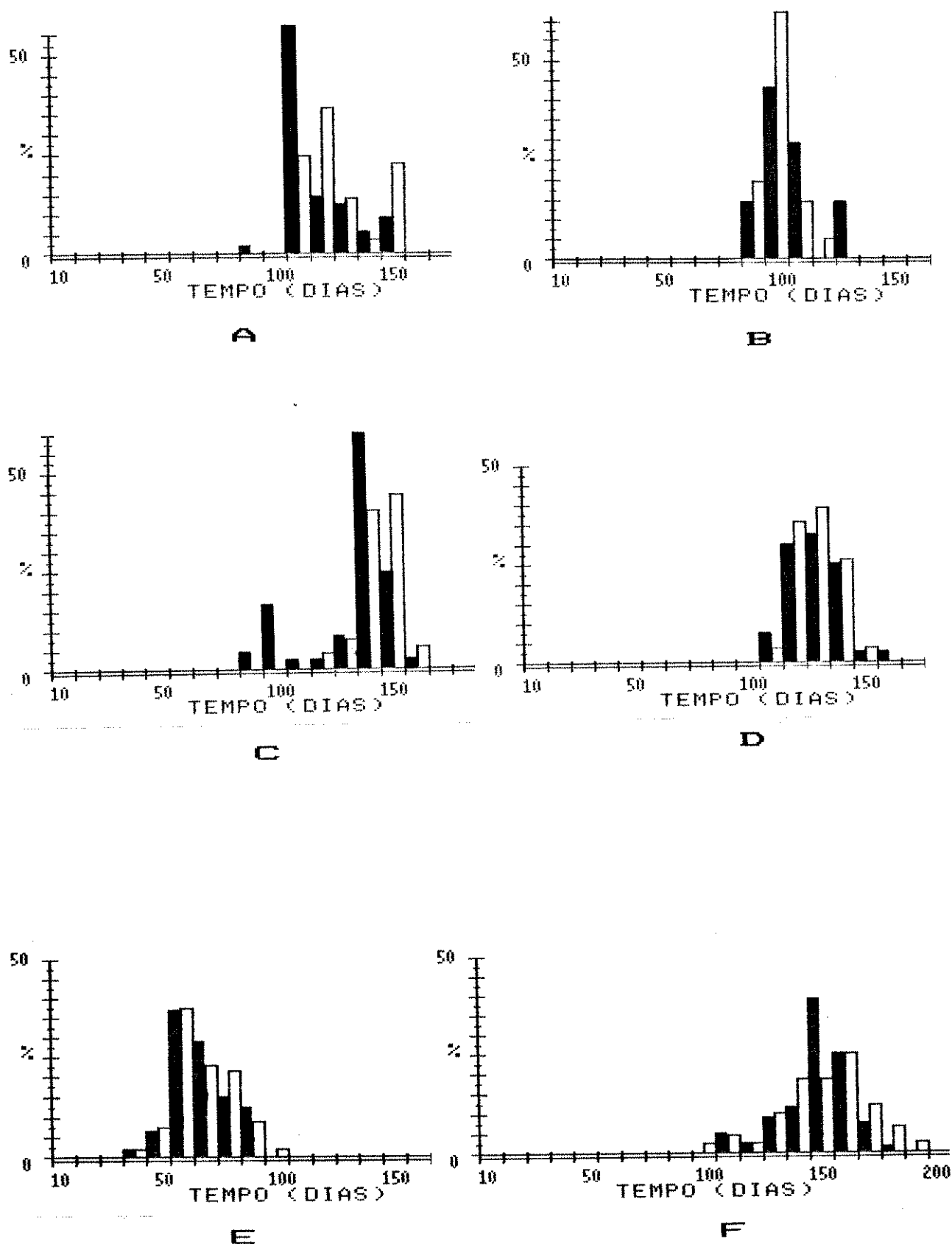


TABELA 23

Análise de variância de um fator entre as médias da duração do período larval (da eclosão dos ovos até a formação da pupa) por sexo, em 6 espécies de *Actinote*.

A. canutia: (A) machos, (B) fêmeas;
A. notabilis: (C) machos, (D) fêmeas;
A. melanisans: (E) machos, (F) fêmeas;
A. pyrrha: (G) machos, (H) fêmeas;
A. carycina: (I) machos, (J) fêmeas;
A. pellenea: (K) machos, (L) fêmeas;

FONTE DE VARIAÇÃO		SQ	GL	QM	F	P
(A)	ENTRE AMOSTRAS	4675,6	3	1558,5		
	RESIDUAL	6382,3	50	127,6	12,2	<0,001
	TOTAL	1706,7	53	-----		
(B)	ENTRE AMOSTRAS	4432,5	2	2216,3		
	RESIDUAL	512690,4	54	9494,3	0,23	>0,20
	TOTAL	517123,0	56	-----		
(C)	ENTRE AMOSTRAS	998,2	2	499,1		
	RESIDUAL	64,7	3	21,5	23,1	<0,05
	TOTAL	1062,8	5	-----		
(D)	ENTRE AMOSTRAS	453,5	3	151,2		
	RESIDUAL	337,0	16	21,1	7,2	<0,01
	TOTAL	790,5	19	-----		
(E)	ENTRE AMOSTRAS	1734,0	5	346,8		
	RESIDUAL	1101,1	43	25,6	13,5	<0,01
	TOTAL	2835,1	48	-----		
(F)	ENTRE AMOSTRAS	1931,2	5	386,2		
	RESIDUAL	1193,6	48	24,9	15,5	<0,01
	TOTAL	3124,8	53	-----		
(G)	ENTRE AMOSTRAS	2232,6	10	223,3		
	RESIDUAL	1785,3	29	61,6	3,6	<0,01
	TOTAL	4018,0	39	-----		
(H)	ENTRE AMOSTRAS	1472,5	10	147,2		
	RESIDUAL	654,2	17	38,5	3,8	<0,10
	TOTAL	2126,8	27	-----		
(I)	ENTRE AMOSTRAS	63372,6	29	2185,3		
	RESIDUAL	4061,7	59	68,8	31,7	<0,01
	TOTAL	59310,9	88	-----		
(J)	ENTRE AMOSTRAS	45381,4	24	1890,9		
	RESIDUAL	7615,8	68	112,0	16,9	<0,01
	TOTAL	51997,2	92	-----		
(K)	ENTRE AMOSTRAS	135533,7	116	1168,4		
	RESIDUAL	19325,7	533	36,2	32,2	<0,01
	TOTAL	116208,0	649	-----		
(L)	ENTRE AMOSTRAS	146006,1	127	1149,6		
	RESIDUAL	51456,9	624	82,4	13,9	<0,01
	TOTAL	197463,0	751	-----		

TABELA 24

Efeito de diferentes tipos de alimento no desenvolvimento de larvas, pupas e adultos resultantes de Actinote pellenaea.

	$\bar{x}$	s	n
<u>Eupatorium inulaefolium</u>			
comprimento da asa anterior de machos	27,7	0,985	12
duração do período larval (dias) de machos	56,6	4,100	12
duração do período pupal (dias) de machos	10,2	0,754	12
comprimento da asa anterior de fêmeas	31,1	2,115	13
duração do período larval (dias) de fêmeas	59,3	3,705	13
duração do período pupal (dias) de fêmeas	9,6	0,961	13
<u>Mikania micrantha</u>			
comprimento da asa anterior de machos	26,7	2,418	22
duração do período larval (dias) de machos	59,1	3,393	22
duração do período pupal (dias) de machos	10,2	1,332	22
comprimento da asa anterior de fêmeas	29,8	2,316	24
duração do período larval (dias) de fêmeas	61,4	3,416	24
duração do período pupal (dias) de fêmeas	9,6	1,356	24

TABELA 25

Comparações entre as médias da duração do período larval, pupal e comprimento da asa anterior entre lotes de cada sexo de Actinote pellenea alimentados com Eupatorium inulaefolium e Mikania micrantha, com dados da Tabela 24.

	t	GL	P
comprimento da asa anterior de machos	1,34	32	>0,10
duração do período larval (dias) de machos	1,91	32	>0,05
duração do período pupal (dias) de machos	0,16	32	>0,80
comprimento da asa anterior de fêmeas	1,70	35	>0,05
duração do período larval (dias) de fêmeas	1,77	36	>0,05
duração do período pupal (dias) de fêmeas	0,13	36	>0,80

FIGURA 69

Duração do período larval de coortes de machos de Actinote
pellenea agrupadas por mes de eclosão dos ovos.

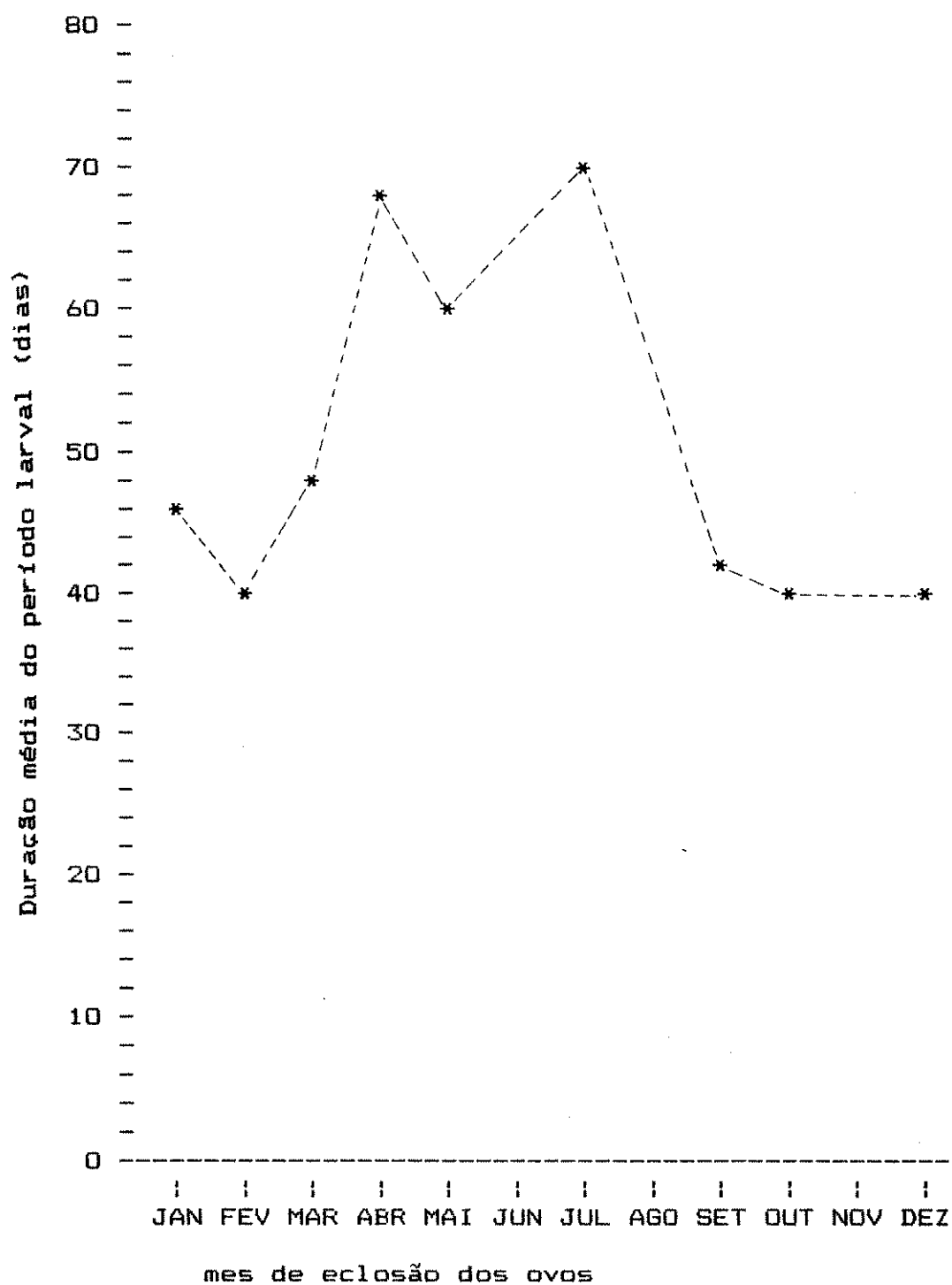


TABELA 26

Comparações entre as médias mensais (meses consecutivos) da duração do período larval de Actinote pellenae. Lotes agrupados por mes de eclosão dos ovos. Todas as amostras do litoral de São Paulo.

MESES	t	GL	P
janeiro/fevereiro	2,19	25	<0,05
fevereiro/março	4,73	3	<0,02
março/abril	8,00	104	<0,001
abril/maio	10,22	314	<0,001
maio/julho	7,46	452	<0,001
julho/setembro	9,66	255	<0,001
setembro/outubro	1,58	160	>0,10
outubro/dezembro	1,33	156	>0,10

FIGURA 70

(A) Restos de folhas de Eupatorium gaudichaudianum comidas por larvas de segundo estágio de Actinote carycina; (B) Exúvias de larvas de terceiro estágio de Actinote carycina sob folhas de Eupatorium gaudichaudianum; (C) larvas de Actinote melanisans em terceiro estágio sobre folha de Mikania micrantha; (D) larvas de Actinote pellenea em muda do primeiro para o segundo estágio.



TABELA 27

Produção diária de pelotas fecais (A) e duração da fase larval (B) (dias) por larvas de Actinote em último estágio.

(A)				
ESPÉCIE	sexo	$\bar{x}$	s	n
A. <u>pyrrha</u>	F	38.1	19.09	3
A. <u>melanisans</u>	M	38.8	13.99	9
A. <u>melanisans</u>	F	33.1	10.85	12
A. <u>surima</u>	F	17.4	8.93	3
A. <u>carycina</u>	M	13.3	7.10	3
A. <u>carycina</u>	F	12.9	5.39	6
A. <u>mamita</u>	M	21.2	10.12	4
A. <u>pellenea</u>	M	42.6	16.46	22
A. <u>pellenea</u>	F	45.1	15.44	11
A. <u>notabilis</u>	M	46.4	21.64	4
A. <u>notabilis</u>	F	50.5	16.65	11
A. <u>discrepans</u>	F	62.8	29.18	4
A. <u>parapheles</u>	M	42.9	19.27	6
A. <u>parapheles</u>	F	65.5	39.37	2

(B)				
ESPÉCIE	sexo	$\bar{x}$	s	n
A. <u>mamita</u>	M	19.0	9.04	4
A. <u>mamita</u>	F	16.6	1.00	1
A. <u>pellenea</u>	M	13.0	5.19	22
A. <u>pellenea</u>	F	15.0	6.87	13
A. <u>notabilis</u>	M	11.2	5.15	4
A. <u>notabilis</u>	F	13.3	5.04	11
A. <u>discrepans</u>	F	16.0	7.19	4
A. <u>pyrrha</u>	F	19.3	9.88	3
A. <u>melanisans</u>	M	15.4	6.00	10
A. <u>melanisans</u>	F	18.3	6.88	13
A. <u>surima</u>	F	36.0	18.05	3
A. <u>carycina</u>	M	11.8	7.06	2
A. <u>carycina</u>	F	21.8	9.15	5

TABELA 28

Análise de variância de um fator entre as médias da produção diária de pelotas fecais (A) e duração em dias do último estágio larval em Actinote (B).

(A)

	FONTE DE VARIAÇÃO	SQ	GL	QM	F	P
	ENTRE AMOSTRAS	3839,0	5	767,8		
MACHOS	RESIDUAL	5495,4	42	130,8	5,87	<0,001
	TOTAL	9334,4	47	-----		
	FONTE DE VARIAÇÃO	SQ	GL	QM	F	P
	ENTRE AMOSTRAS	11377,9	7	1625,4		
FÊMEAS	RESIDUAL	2409,4	44	54,8	29,68	<0,001
	TOTAL	13787,3	51	-----		

(B)

	FONTE DE VARIAÇÃO	SQ	GL	QM	F	P
	ENTRE AMOSTRAS	180,8	4	45,2		
MACHOS	RESIDUAL	623,3	45	19,3	2,68	<0,05
	TOTAL	804,1	41	-----		
	FONTE DE VARIAÇÃO	SQ	GL	QM	F	P
	ENTRE AMOSTRAS	1424,4	7	203,5		
FÊMEAS	RESIDUAL	870,4	45	19,3	10,52	<0,001
	TOTAL	2294,9	52	-----		

FIGURA 71

Média diária de pelotas fecais em fêmeas de oito espécies de Actinote.

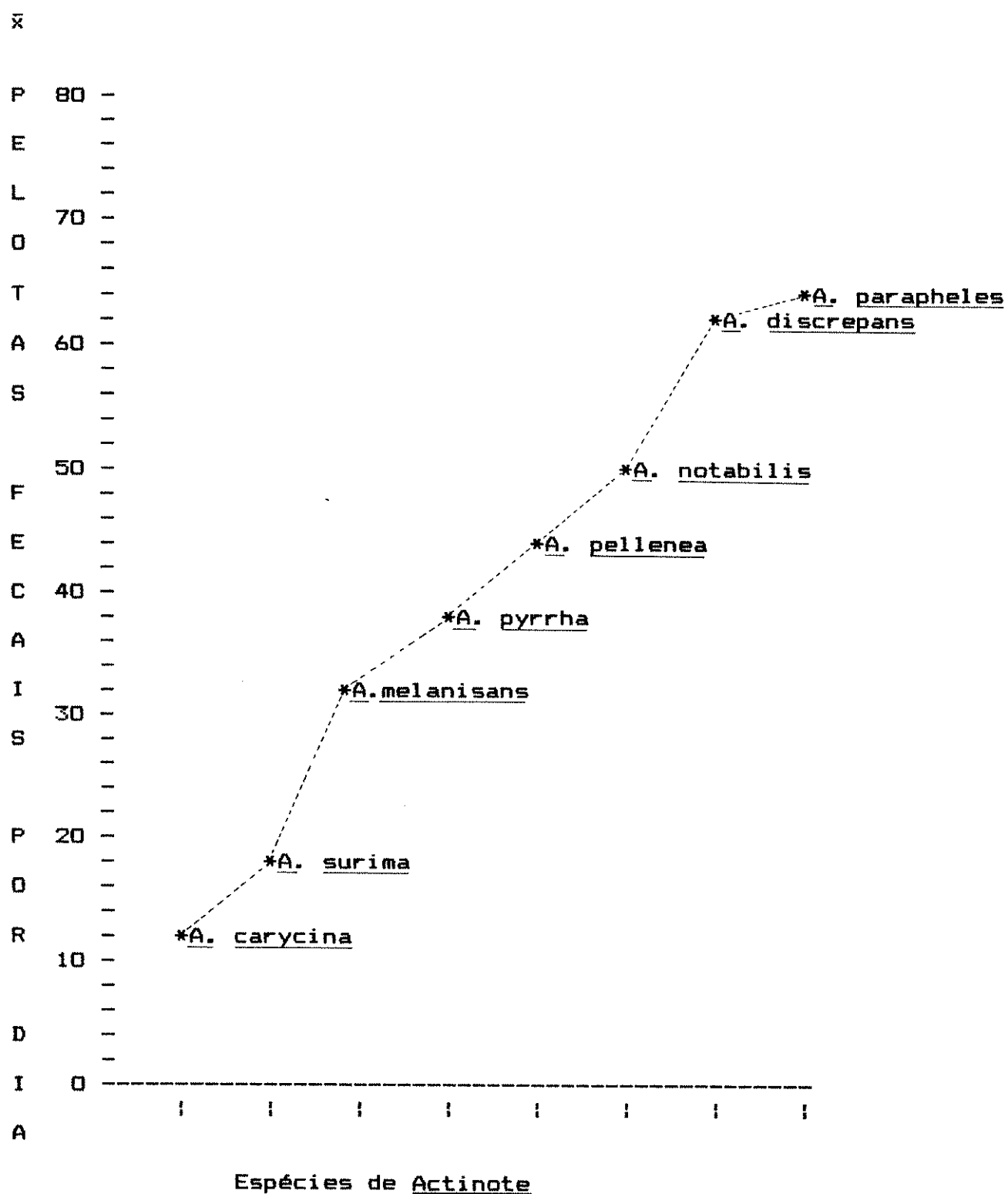


FIGURA 72

(A-E) Etapas da eclosão dos ovos de Actinote pellenea sobre Eupatorium inulaefolium; (F-G) larvas com 1 dia de idade alimentando-se sobre folha de Eupatorium inulaefolium.

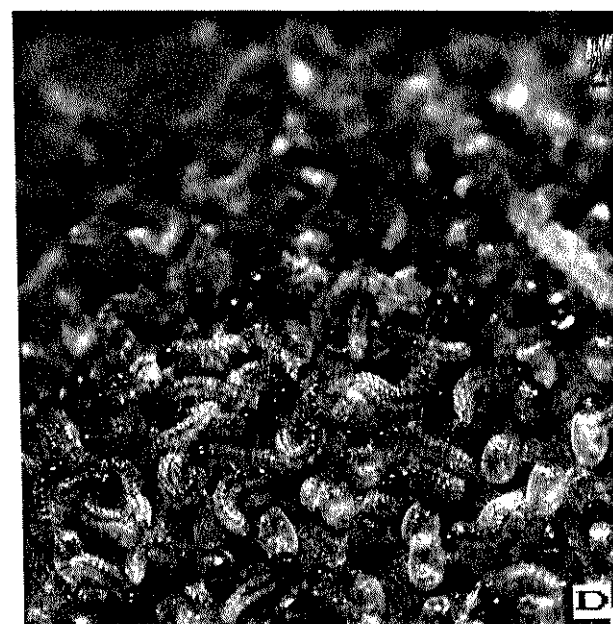
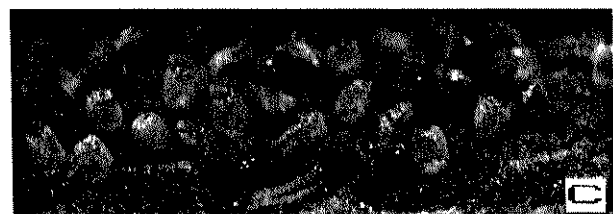
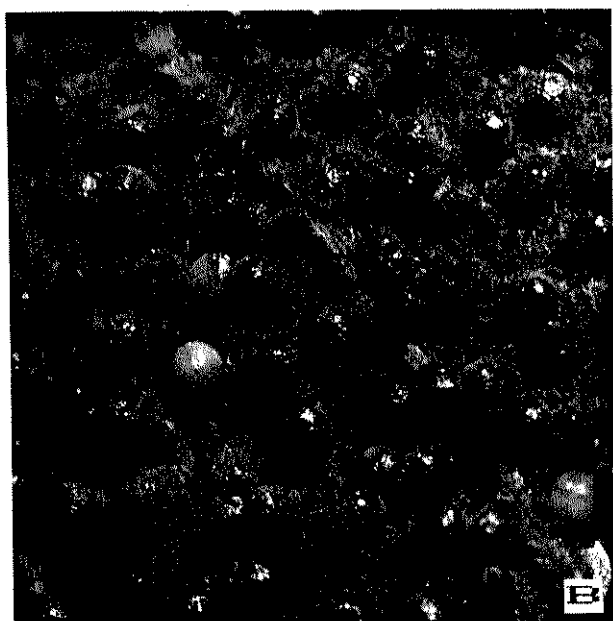
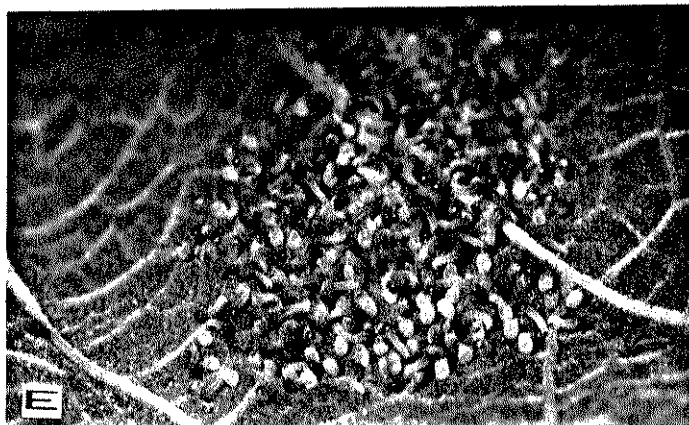
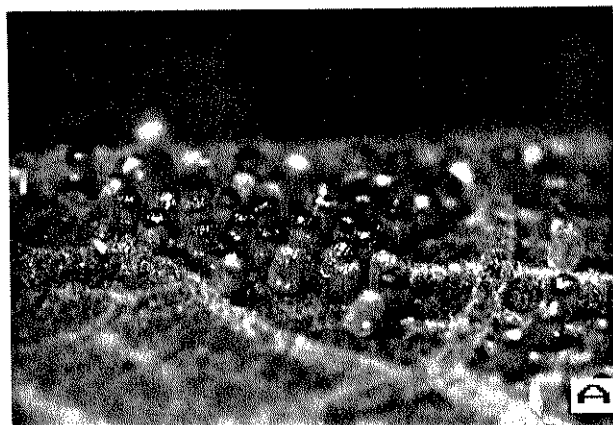


TABELA 29

Duração do período pupal (dias) em 11 espécies de Actinote.

ESPÉCIE E SEXO	$\bar{x}$	s	n
<u>A. pellenea</u> machos	10,8	2,03	157
<u>A. pellenea</u> fêmeas	10,3	1,87	155
<u>A. carycina</u> machos	11,2	2,37	139
<u>A. carycina</u> fêmeas	10,6	1,49	130
<u>A. pyrrha</u> machos	12,7	2,35	61
<u>A. pyrrha</u> fêmeas	12,0	2,19	39
<u>A. notabilis</u> machos	11,2	3,84	11
<u>A. notabilis</u> fêmeas	10,6	2,78	30
<u>A. parapheles</u> machos	12,0	2,19	38
<u>A. parapheles</u> fêmeas	11,7	2,47	24
<u>A. melanisans</u> machos	13,6	2,11	235
<u>A. melanisans</u> fêmeas	13,1	1,85	154
<u>A. rhodope</u> machos	12,8	3,56	17
<u>A. rhodope</u> fêmeas	13,3	3,88	11
<u>A. genitrix</u> machos	14,6	5,15	8
<u>A. genitrix</u> fêmeas	13,7	4,03	11
<u>A. discrepans</u> machos	14,9	2,81	35
<u>A. discrepans</u> fêmeas	15,5	2,97	31
<u>A. surima</u> machos	12,0	2,53	26
<u>A. surima</u> fêmeas	12,2	3,20	16
<u>A. canutia</u> machos	15,5	2,26	86
<u>A. canutia</u> fêmeas	14,7	3,02	79

TABELA 30

Comparações entre as médias da duração do período pupal (dias), por sexo, em 11 espécies de Actinote.

ESPÉCIE	t	GL	P
<u>A. pellenea</u>	0,54	310	>0,50
<u>A. carycina</u>	4,24	267	>0,001
<u>A. pyrrha</u>	2,22	98	<0,05
<u>A. notabilis</u>	0,74	39	>0,40
<u>A. parapheles</u>	0,88	60	>0,30
<u>A. melanisans</u>	2,57	387	<0,01
<u>A. rhodope</u>	0,74	26	>0,40
<u>A. genitrix</u>	1,50	17	>0,10
<u>A. discrepans</u>	1,95	64	<0,10
<u>A. surima</u>	0,51	40	>0,60
<u>A. canutia</u>	37,36	163	<0,001

FIGURA 73

Duração do período pupal (dias) em 11 espécies de *Actinote*.

(A) *A. pyrrha*; (B) *A. genitrix*; (C) *A. parapheles*;
(D) *A. discrepans*; (E) *A. canutia*; (F) *A. notabilis*; (G) *A. pelleneae*;
(H) *A. melanisans*; (I) *A. rhodope*; (J) *A. surima*;
(K) *A. carycina*. Barras pretas, machos.

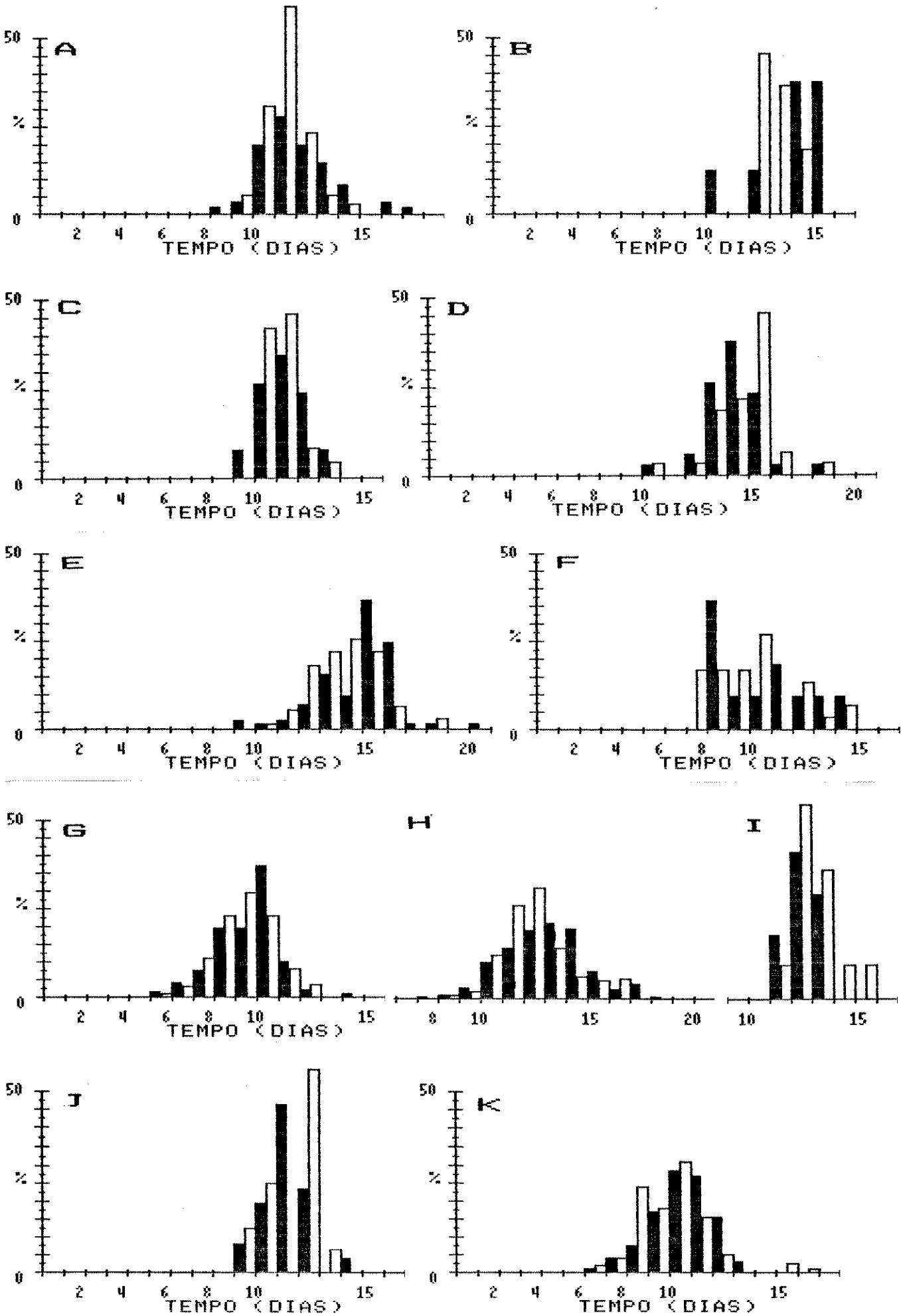


FIGURA 74

Formação da pupa em Actinote genitrix.

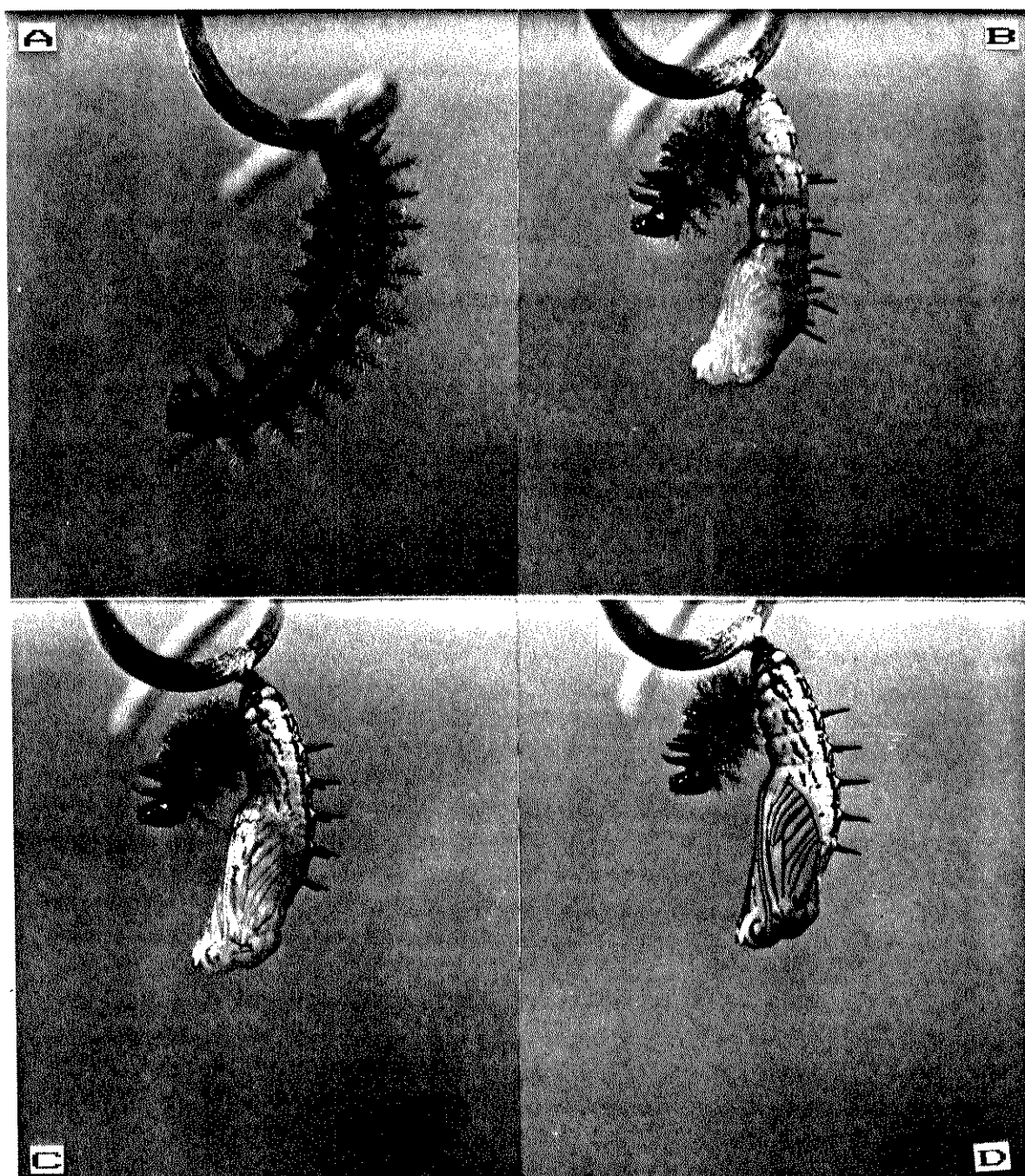


FIGURA 75

Emergência de adulto fêmea de Actinote melanisans.

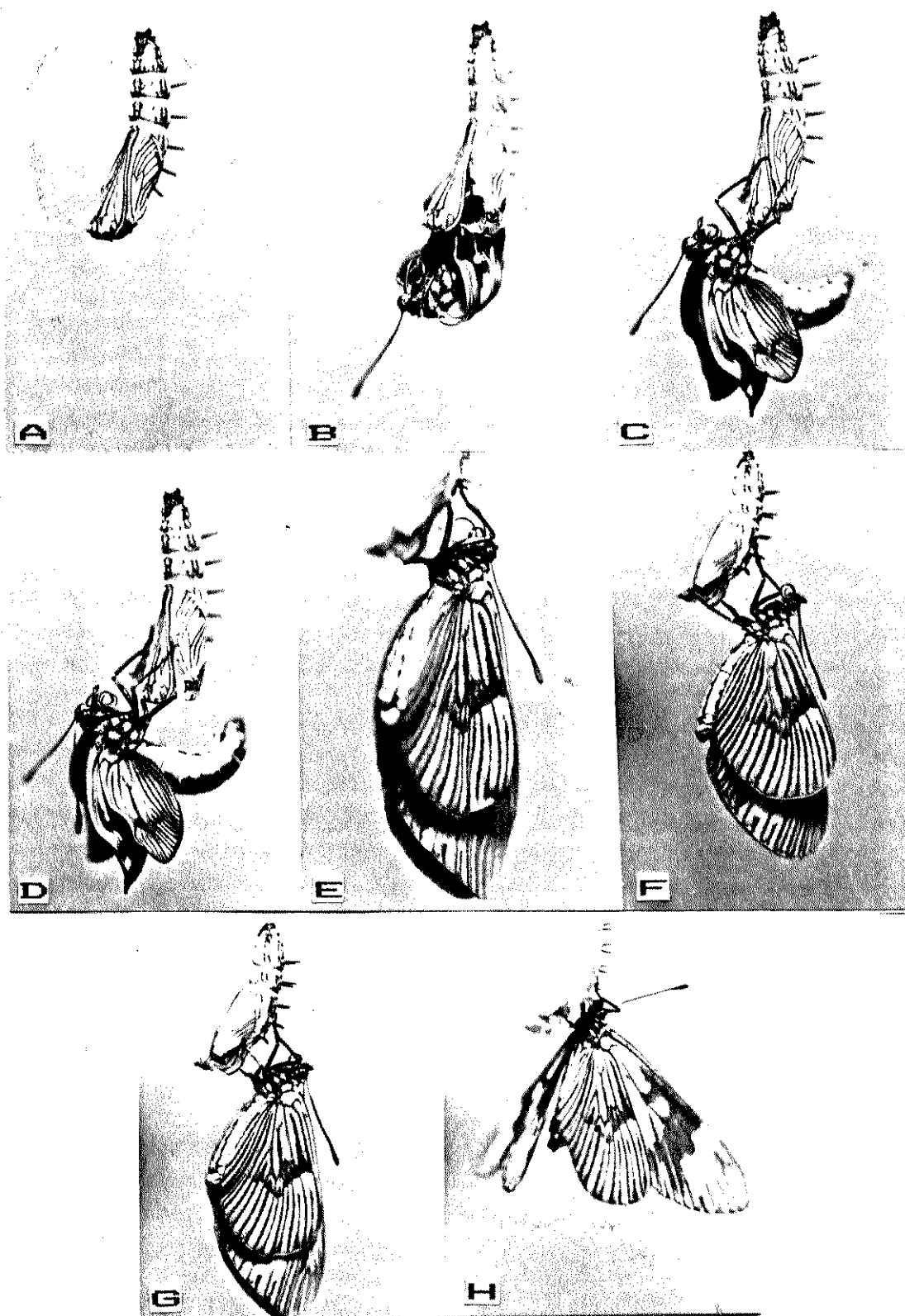
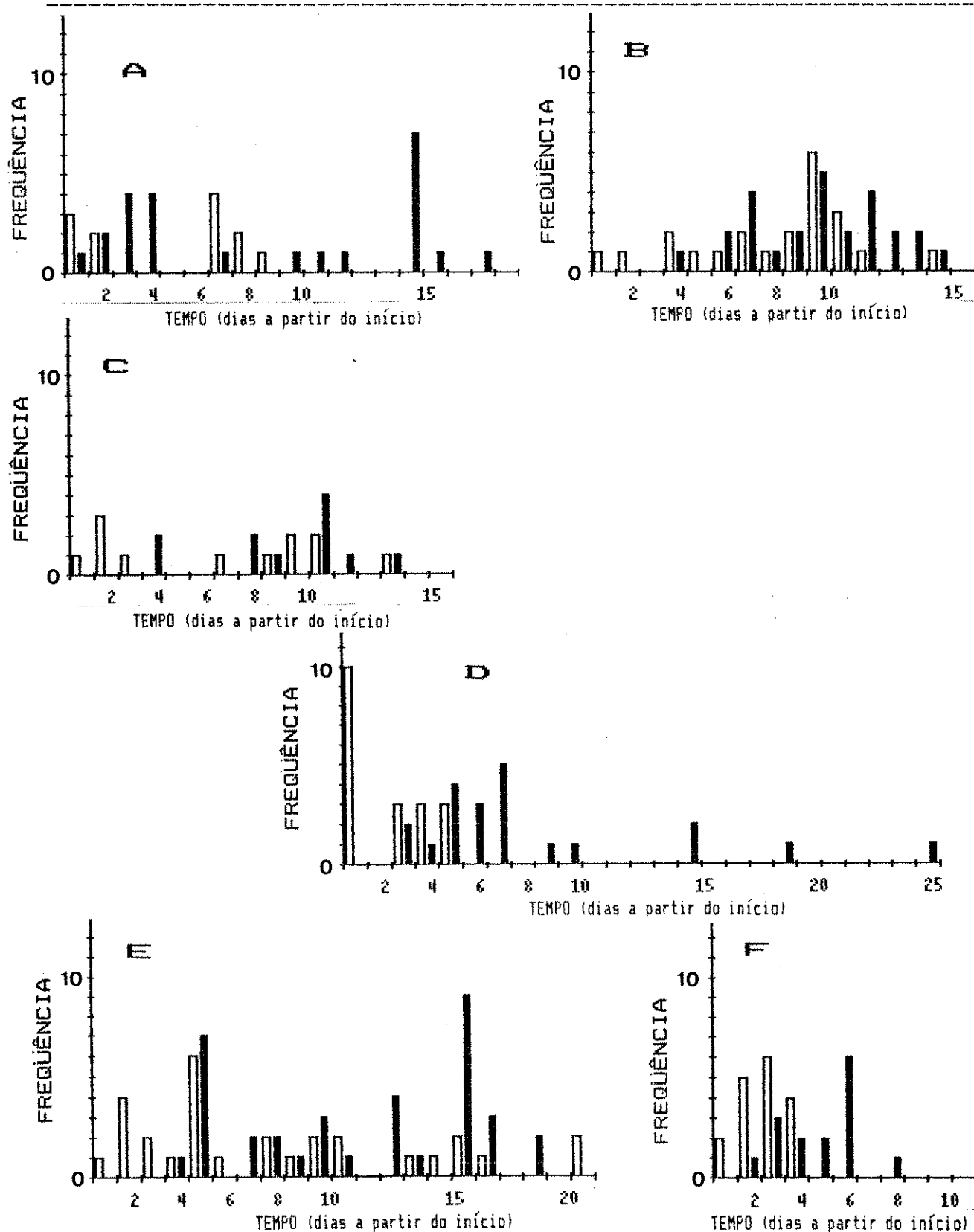


FIGURA 76

Padrão de emergência de adultos de Actinote pellenea provenientes de lotes de ovos eclodidos ao mesmo tempo. O tempo é contado em dias, a partir da emergência do primeiro adulto de cada lote.

Tres lotes do morro do José Menino, Santos (GRUTA-SP): (A) lote F-768, larvas alimentadas com Mikania micrantha; (B) lote F-772, larvas alimentadas com Mikania micrantha; (C) lote F-772, larvas alimentadas com Eupatorium inulaefolium.

Tres lotes da serra de Mongaguá (ANTAS-SP): (D) lote F-724, larvas alimentadas com Eupatorium inulaefolium; (E) lote F-730, larvas alimentadas com Eupatorium inulaefolium; (F) lote F-731, larvas alimentadas com Mikania micrantha.



3.4. Padrões de oviposição e comportamento reprodutivo.

3.4.1. Oviposição de Actinote pellenea e relação com plantas hospedeiras em populações do litoral de São Paulo.

Os estudos sobre oviposição em Actinote pellenea foram realizados em um local no sopé da Serra do Quilombo, Sítio Trapucaia (OSCAR-SP) (Figura 77), em um local no Morro do Japuí em São Vicente (JAPUI-SP), e em um local urbanizado na Ilha Porchat em São Vicente (PORCH-SP) (Figura 78), todos próximos à cidade de Santos.

As médias do número de ovos por oviposição de Actinote pellenea foram separadas por local (Tabela 31A), por mes (Tabela 31B), por espécie de planta hospedeira (Tabela 31C) e por meses em cada local (Tabela 31D).

A análise de variância de um fator das médias do número de ovos por oviposição de A. pellenea (Tabela 32) mostra que não existiram diferenças significativas entre locais ($F=0,23$ e $P>0,20$) e entre espécies de plantas diferentes ($F=0,28$ e $P>0,20$). No entanto as médias do número de ovos por oviposição entre os meses diferiram significativamente ($F=2,41$ e $P<0,05$) (Figura 79). No Morro do Japuí (JAPUI-SP) e no Sítio Trapucaia (OSCAR-SP) (Figura 80) houve uma tendência para diminuição do número de ovos por oviposição ao longo do ano, enquanto na Ilha Porchat (PORCH-SP) a tendência foi de aumento. A distribuição de plantas de Eupatorium inulaefolium por hectare nos 3 locais (Tabela 33) não é aleatória (Tabela 34) e sim agrupada. Uma análise por tabela de contingência (Tabela 35) entre a frequência de plantas de E. inulaefolium por hectare indicou não haver diferenças entre os 3 locais ($\chi^2=3,30$ e $P>0,50$). As condições topográficas, e de iluminação solar são muito diferentes em cada um dos três locais. Enquanto os grupos de plantas de E. inulaefolium da Ilha Porchat estão em locais que recebem iluminação do S, E e N. As plantas do Sítio Trapucaia, quase todas, recebiam a maior parte da iluminação

solar pelo S enquanto as do Morro do Japuí recebiam a maior parte da iluminação pela face W. Na Ilha Porchat, o corte de plantas de Eupatorium que crescem na margem das ruas é feito pelo menos uma vez por ano, enquanto que no Morro do Japuí e no Sítio Trapucaia a frequência de corte é menor.

Também a oviposição não foi casual e alguns indivíduos receberam uma carga muito maior de oviposições que outros (Tabela 36) tanto no Morro do Japuí quanto no Sítio Trapucaia. A distribuição de oviposições por planta entre o Morro do Japuí (JAPUI-SP) e o Sítio Trapucaia (OSCAR-SP) analisada por tabela de contingência diferiu significativamente ($\chi^2=9,61$ e $P<0,05$) (Tabela 37). Fatores que podem ter influenciado na maior procura de determinada planta por uma fêmea são externos (posição geográfica da planta, topografia do terreno, facilidade de acesso, quantidade de luz solar direta por dia) ou internos à planta (pela produção ou não de substâncias que atraem ou repelem essas borboletas). No entanto esses fatores não foram avaliados.

Um teste de aderência para a distribuição de frequências de oviposições de Actinote pellenea em Eupatorium inulaefolium em função da área foliar (Figura 81) em 281 lotes agrupados do Morro do Japuí e do Sítio Trapucaia revelou uma distribuição normal ($\chi^2=0,81$ e $P>0,30$) com média de $40,6 \text{ cm}^2$. Uma porcentagem de 73% das oviposições analisadas foram coletadas no terço apical das plantas de E. inulaefolium, enquanto só 8% foram coletados no terço mediano e 19% no terço basal. Neste caso, 80% desses arbustos estavam localizados em declives em borda de barranco, o que facilitava o acesso às folhas pelas fêmeas.

Um arbusto de E. inulaefolium teve o seu crescimento acompanhado no Sítio Trapucaia entre março e maio de 1984 (Figura 82). A quantidade de folhas disponíveis praticamente triplicou num período de 30 dias, mesmo sendo esse o período de floração da planta.

No Sítio Trapucaia (OSCAR-SP) o período de oviposição da geração de abril durou 30 dias e o da de Junho 14 dias.

No Morro do Japuí (JAPUI-SP) a geração de abril durou 25 dias e a de junho 14 dias (Figura 83). Na Ilha Porchat (PORCH-SP) houve uma geração em janeiro/fevereiro cujo período de oviposição durou 28 dias; uma em março/abril cujo período durou 36 dias, e uma em junho com período de 19 dias (Figura 84). A geração de abril tende a ter um período de oviposição maior do que a geração de junho. Isso pode estar relacionado a fatores nutricionais das larvas, pois as larvas da geração de abril se desenvolveram no final do verão, quando a quantidade de chuva é relativamente maior e a temperatura média mensal acima de 20° C.

Acredito que em A. pellenea, e talvez nas outras espécies, uma parte das fêmeas de uma colônia se disperse. Isso acontece mesmo onde a quantidade de plantas hospedeiras é suficiente para manter toda a próxima geração. Essa conclusão se baseou na observação de muitas fêmeas deslocando-se em linha reta em locais onde não haviam plantas hospedeiras próximas, como em ruas próximas ao Morro do José Menino em Santos (GRUTA-SP), ao longo da rodovia São Vicente-Praia Grande (RSPPG-SP), ao longo da rodovia Piassaguera-Guarujá, desde a serra atrás da COSIPA até a Serra do Quilombo, entre outros. Essas observações juntamente com a razão-sexual diferente de 1:1 observada na maioria das populações e a dificuldade de recapturar fêmeas de Actinote pellenea marcadas, levam a crer que a dispersão para outro habitat e/ou a mortalidade são maiores nas fêmeas do que nos machos.

3.4.2. Comportamento reprodutivo em Actinote.

A cópula foi observada no campo (Figura 85) em sete espécies: A. pellenea, A. carycina, A. parapheles, A. melanisans, A. genitrix, A. canutia e A. surima. Em todas elas, a fêmea é capturada pelo macho e derrubada no chão ou sobre arbustos sem nenhum ritual ou cortejo anterior. Em A. canutia foi possível

observar a cópula em fêmeas logo após sua emergência, algumas ainda com as asas moles.

A cópula de Actinote pellenea em laboratório, obtida pelo pareamento manual de irmãos (lote F-791/8 e F-791/10, de imaturos provenientes do morro isolado na restinga de Solemar [MORRO-SP]) em janeiro de 1986, seguiu o seguinte esquema: início às 1735 hs; depois de feito o pareamento manual o casal é colocado sobre planta de Mikania micrantha; a fêmea ocupa a posição mais alta; imobilizam-se; às 1758 hs o macho abre e fecha as asas; a fêmea se movimenta, também abrindo e fechando as asas transportando o macho; deslocam-se uns 5 cm; às 1800 hs ficam em posição horizontal na mesma direção mas em sentidos opostos imobilizando-se; às 1809 hs o macho abre e fecha as asas mas a fêmea continua imóvel; o ângulo entre os dois agora é de 120°; às 1824 hs o macho abre e fecha as asas vagarosamente; às 1825 hs o macho abre e fecha as asas rapidamente e solta-se andando com o abdômen recurvado para baixo; a fêmea já tem o tampão formado e é colocada num frasco com mais Mikania micrantha, imobilizando-se. Nos cruzamentos feitos, o macho respondeu a estímulos luminosos ou de sombreamento enquanto a fêmea se manteve totalmente alheia a eles. Nos poucos casos em que as fêmeas de cruzamentos intra-específicos feitos em laboratório ovipositaram (5 dias após a cópula), a oviposição foi aleatória e os ovos (ou óvulos ?) não eclodiram.

As etapas da cópula em laboratório foram semelhantes para outros casais de A. pellenea e um de A. melanisans (Tabela 38A).

A duração média da cópula em laboratório foi de 75 minutos. Um macho que havia fecundado uma fêmea anteriormente demorou mais tempo copulando (167 minutos) com uma fêmea virgem. Nesse caso, a fêmea não teve a formação do tampão de pelos no abdômen. Essa diminuição da barreira mecânica, pelo tampão de

pelos, para posterior inseminação poderia permitir que caso o macho não tivesse mais capacidade de fecundar a fêmea, outro posteriormente poderia. Isso aumentaria a aptidão da fêmea. No campo, mais de 90% das fêmeas tinham tampão.

Em laboratório obtive a cópula entre espécies diferentes (Tabela 38B), inclusive com a formação do tampão na fêmea, mesmo entre espécies cujas genitálias dos machos não são muito semelhantes como A. melanisans e A. carycina (Figuras 34 e 35). Nesses cruzamentos interespecíficos nenhuma das fêmeas chegou a ovipositar morrendo 2 a 3 dias após a cópula com o abdômen escurecido.

Durante abril de 1985 na Ilha Porchat (PORCH-SP) onde o número de adultos de A. pellenea foi bastante grande, pude observar 4 casais copulando, em dias diferentes, sob folhas de E. inulaefolium, estando a fêmea sobre uma oviposição recente, indicando que elas são receptivas até quando botando ovos. Uma vez, no entanto, no Morro do Japuí em abril de 1984, observei uma fêmea que estava ovipositando, "espantar" um macho que tentou aproximação. Das quatro oviposições das fêmeas que estavam copulando, uma eclodiu quatro dias após e tres só nove dias após a cópula (10,1 dias é o tempo médio de duração do período de incubação dos ovos de A. pellenea [$s=2,15$ e $n=41$]). Das quatro fêmeas coletadas, duas fizeram outra oviposição em laboratório, sendo que a eclosão desses ovos se deu 9, 10 e 11 dias após. Isso indica que no caso em que os ovos eclodiram quatro dias após, a fêmea poderia apenas estar se preparando para ovipositar numa folha onde já existia uma oviposição prévia, quando foi descoberta pelo macho.

A grande semelhança de padrão fenotípico entre muitas espécies e a ausência de ritual de acasalamento, sugeriram a SCOTT (1973) que os Acraeinae usam feromônios específicos. Ainda segundo SCOTT, embora nenhuma evidência experimental tenha sido

oferecida, o trabalho de BARTH (1944) [? citado no texto mas não citado na bibliografia de SCOTT] indica que machos de A. thalia [?] possuem glândulas de feromônio nas asas anteriores e no abdômen. W. W. BENSON (comunicação pessoal) sugeriu que as próprias substâncias oleosas existentes nas asas e no corpo da maioria das espécies de Actinote sejam usados na identificação específica.

3.4.3. Oviposição em outras espécies de Actinote.

O comportamento de oviposição observado para nove espécies -- A. pelleneae, A. carycina, A. parapheles, A. melanisans, A. notabilis, A. canutia e A. genitrix -- não diferiu notavelmente. A fêmea voa durante um tempo variável em torno de vários arbustos. Após encontrar a planta adequada, a fêmea pousa sob a face inferior de uma folha (Figura 86A), e após um período aparente de repouso, variável entre 20 e 80 minutos, inicia a oviposição (Figura 86B). Para ovipositar a fêmea encosta ligeiramente o abdômen na folha (Figura 86C) e após um intervalo de tempo, deposita o ovo, seguido por um pequeno deslocamento de posição do abdômen sempre num sentido. Desta forma os ovos são colocados em filas que são segmentos de arcos concêntricos com o corpo da fêmea. Em laboratório a duração do processo de oviposição variou entre 40 e 180 minutos (n=5) para A. pelleneae. Nessas oviposições o intervalo médio entre a colocação de cada ovo variou entre 4,9 e 18 segundos. Se a fêmea não for molestada, quando chega em um certo ponto, ela tateia com a ponta do abdômen e retorna ao ponto inicial, colocando outra fileira. O horário de oviposição para as espécies observadas (Figura 87) variou das 1000 hs as 1730 hs com um pico por volta de 1600 hs. É comum a presença de mais de uma fêmea ovipositando na mesma folha ou nas proximidades de outras oviposições (Figura 88A/B/C) em A. pelleneae, A. carycina, A. pyrrha, A. melanisans e A. parapheles.

A média do número de ovos por oviposição para onze

espécies de Actinote (Figura 89) não difere significativamente, ficando entre 200 e 300 ovos. O número amostrado de algumas espécies no entanto, ainda é baixo. Os ovos das 11 espécies observadas eram inicialmente de cor amarelo-clara e, conforme amadureciam, ficavam alaranjados até chegar a uma coloração rósea bastante conspícua. As oviposições de 11 espécies não diferem muito na aparência (Figura 90), sendo os ovos sempre colocados em filas formando placas e dificilmente sobrepostos. Ovos inférteis adquirem uma coloração alaranjada escura diferente dos ovos normais. Nenhuma das oviposições fluoresce quando exposta à radiação UV de 350 nm e nem apresenta padrão de reflexão na faixa espectral entre 350-450 nm. Isso indica que elas seriam pouco visíveis para espécies que enxergam nesta faixa. Predadores vertebrados e invertebrados que enxergam as cores teriam condições de perceber claramente essas oviposições.

Em uma análise geral do padrão de agregação de ovos por oviposição em lepidópteros, STAMP (1980) sugere que é vantajoso para uma fêmea depositar ovos em grupos quando as populações de adultos e de plantas hospedeiras forem esparsas (o que não acontece com Actinote), quando a predação dos adultos for alta (que também não observei em Actinote, embora uma alta taxa de mortalidade em fêmeas possa causar o mesmo efeito), ou para evitar ou dificultar o parasitismo (o que também acho duvidoso). A mesma autora sugere também que para os ovos, a colocação em grupos diminuiria a dessecação e a probabilidade de ataque por parasitóides desde que a superfície exposta estaria diminuída. Ainda segundo STAMP, o fator de toxicidade dos ovos, aliado à coloração aposemática, também seria importante contra predadores invertebrados. CHEW & ROBINS (1984) sugerem, baseados no trabalho de FISHER (1930), que as espécies que colocam ovos em grupos deveriam ser impalatáveis e conspicuamente coloridas. Afirmam ainda que a impalatabilidade dificilmente poderia evoluir por

seleção individual. As conclusões de STAMP -- que padrões de oviposição eram devidos a respostas às condições estruturais e ecológicas das plantas hospedeiras e que as vantagens da agregação dos ovos estariam relacionadas ao aposematismo -- foram criticadas por COURTNEY (1984a), que apresentou dados que sugerem que essa estratégia está relacionada com uma seleção para um aumento de fecundidade. BENSON (1978) observou em algumas espécies de *Heliconiini* que as espécies com ovos colocados em grupos, eram espécies cujas plantas hospedeiras tinham maior quantidade de folhas disponíveis para as larvas. PIERRE (1983) indica que nos *acraeíneos* o número de ovos e a forma das oviposições variam. Segundo esse autor as espécies mais evoluídas colocam um ovo isolado em cada planta, outras colocam vários ovos isolados em uma mesma planta, outras como os *Actinote*, colocam seus ovos em placas regulares e as mais primitivas colocam seus ovos em pilhas irregulares em vários níveis. No entanto nas espécies com larvas gregárias, CHEW & ROBBINS (1984) acreditam que uma larva experimentada por um predador poderia conferir proteção a seus irmãos, deste modo resultando em seleção de parentesco. Em *Heliconius* o argumento de BENSON (1971) é que a seleção de parentesco atua nos adultos pelo fato de não existir dispersão nessas borboletas. Isso faria com que os predadores dessas borboletas acabassem evitando os irmãos de suas possíveis vítimas, resultando em uma seleção favorável à impalatabilidade, sempre que não haja dispersão. Como em *Actinote* não parece haver diferenças em relação ao gregarismo, não só dos adultos, mas dos ovos e larvas, a seleção de parentesco nesse caso seria a forma atuante sobre este grupo na região estudada. Quando se dispuser de mais dados a respeito do número de ovos colocados por cada espécie de *Acraeinae* a nível mundial, e a abundância relativa das espécies de plantas hospedeiras de cada uma dessas borboletas, poderemos confirmar ou não essa hipótese.

FIGURA 77

Vista de um trecho do sítio Trapucaia no sopé da serra do Quilombo (OSCAR-SP). Os arbustos floridos são Eupatorium inulaefolium.

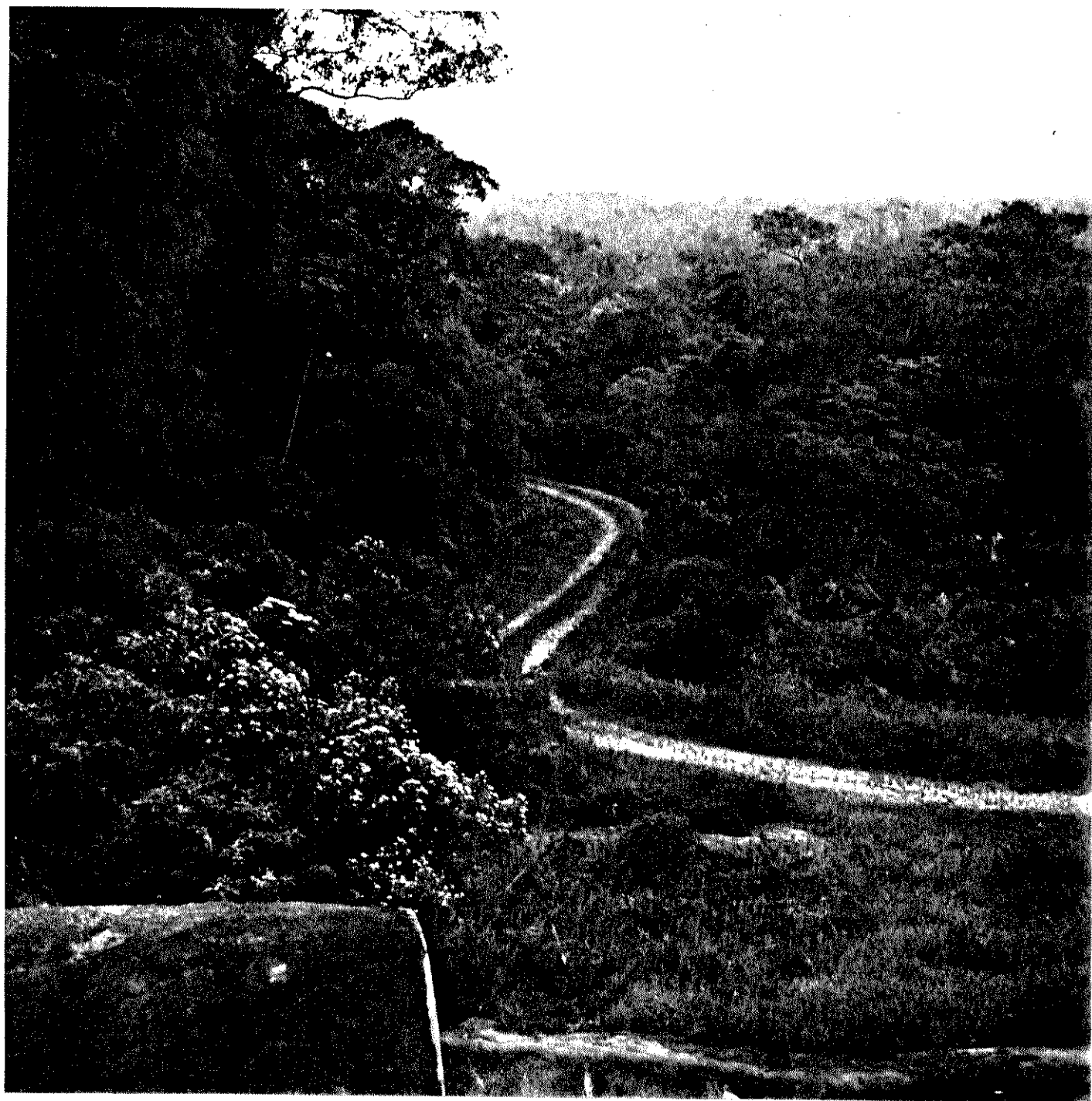


FIGURA 78

Vista de um trecho da Ilha Porchat, São Vicente (PORCH-SP)
Os arbustos floridos são Eupatorium inulaefolium.



TABELA 31

Número de ovos por oviposição de *Actinote pellenea* por local (A), por mes (B), por espécie de planta hospedeira (C) e por meses em cada local (D).

	n	x	s
(A)			
Ilha Porchat (PORCH-SP)	157	362,7	140,18
Morro do Japuí (JAPUI-SP)	85	360,7	136,57
Sítio Trapucaia (OSCAR-SP)	49	360,3	121,52
(B)			
janeiro	14	303,1	99,38
fevereiro	59	332,4	128,23
março	6	429,5	96,28
abril	110	390,3	146,88
maio	55	358,3	117,24
junho	10	366,3	181,70
julho	45	328,3	116,32
outubro	6	288,7	118,16
novembro	3	279,3	86,96
dezembro	5	469,0	63,91
(C)			
<i>Eupatorium inulaefolium</i>	304	360,1	134,38
<i>Mikania cordifolia</i>	6	320,0	80,73
<i>Mikania micrantha</i>	3	346,7	195,02
(D)			
JAPUI-SP			
janeiro	---	---	---
fevereiro	3	505,3	106,55
março	---	---	---
abril	12	438,3	132,83
maio	21	379,7	106,86
junho	10	366,3	181,70
julho	30	319,2	128,86
outubro	6	288,7	118,16
novembro	2	233,5	50,20
dezembro	1	472,0	1,00
OSCAR-SP			
janeiro	---	---	---
fevereiro	---	---	---
março	6	429,5	96,28
abril	19	372,5	118,08
maio	17	329,1	140,87
junho	---	---	---
julho	7	344,1	85,72
outubro	---	---	---
novembro	---	---	---
dezembro	---	---	---
PORCH-SP			
janeiro	11	312,4	85,31
fevereiro	52	320,8	122,33
março	---	---	---
abril	76	388,3	156,10
maio	12	380,4	116,35
junho	---	---	---
julho	2	441,5	82,73
outubro	---	---	---
novembro	---	---	---
dezembro	4	468,2	73,78

TABELA 32

Análise de variância de um fator entre as médias do número de ovos por oviposição de *Actinote pellenea* por local (A), por mes (B), por espécie de planta hospedeira (C) e por meses em cada local (D).

FONTE DE VARIAÇÃO		SQ	GL	QM	F	P
(A)	ENTRE AMOSTRAS	38502,94	9	4278,10		
	RESIDUAL	5551699,31	303	18322,44	0,2335	>0,20
	TOTAL	5590202,25	312	-----		
(B)	ENTRE AMOSTRAS	374224,41	9	41580,49		
	RESIDUAL	5215977,84	303	17214,45	2,4154	<0,05
	TOTAL	5590202,25	312	-----		
(C)	ENTRE AMOSTRAS	9949,19	2	4974,59		
	RESIDUAL	5580253,06	310	18000,82	0,2763	>0,20
	TOTAL	5590202,25	312	-----		
(D)						
JAPUI-SP						
	ENTRE AMOSTRAS	270616,34	7	38659,48		
	RESIDUAL	1296189,71	77	16833,63	2,9966	<0,05
	TOTAL	1566806,04	37	-----		
OSCAR-SP						
	ENTRE AMOSTRAS	49967,06	3	16655,69		
	RESIDUAL	341077,97	45	7579,51	2,1974	<0,05
	TOTAL	191110,91	48	-----		
PORCH-SP						
	ENTRE AMOSTRAS	229779,34	5	45955,87		
	RESIDUAL	2835691,41	151	18779,41	2,4471	<0,05
	TOTAL	3065470,75	156	-----		

FIGURA 79

Médias mensais do número de ovos por oviposição de Actinote pellenea em vários locais do litoral de São Paulo.
Médias (*); desvio padrão (-).

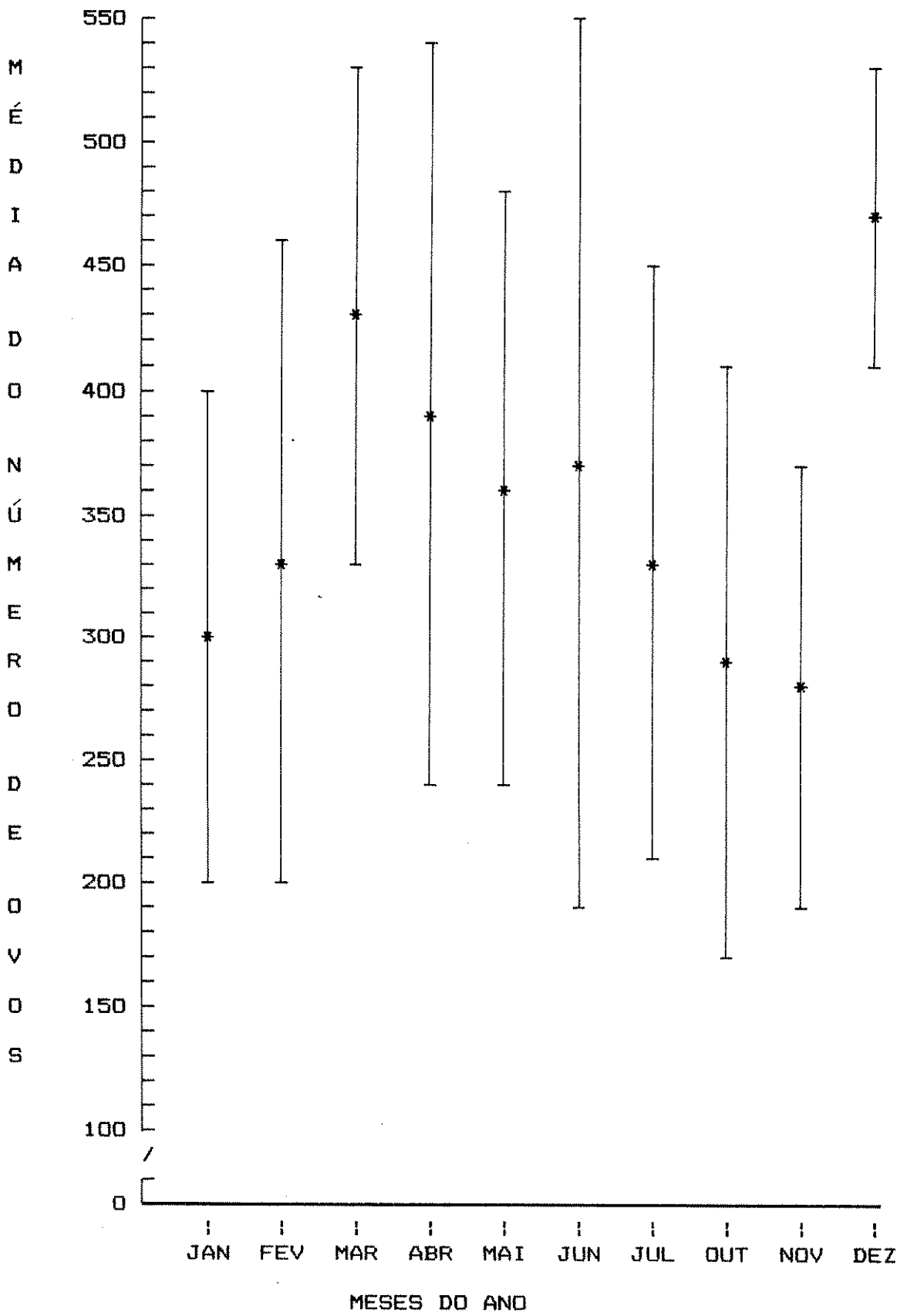


FIGURA 80

Médias mensais do número de ovos por oviposição de *Actinote pellenaea* em três locais do litoral de São Paulo.
(JAPUI) Morro do Japuí, São Vicente; (OSCAR) sítio Trapucaia, Serra do Quilombo; (PORCH) ilha Porchat, São Vicente;
Médias (*); desvio padrão (-).

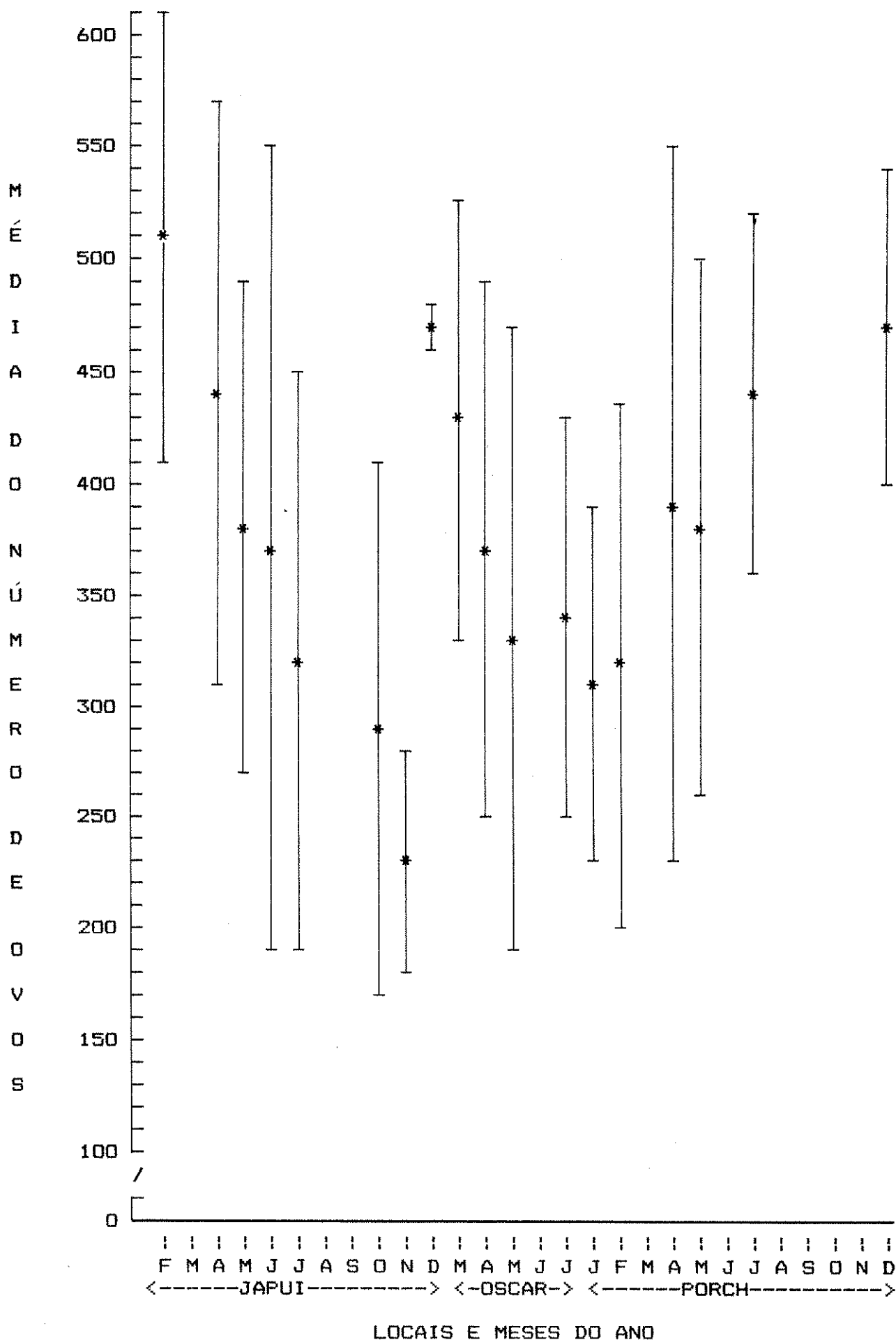


TABELA 33

Plantas de *Eupatorium inulaefolium* por quadrados de 100x100 m em tres locais da Baixada Santista.
 (A) morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP); (B) sítio Trapucaia, serra do Quilombo (OSCAR-SP); (C) ilha Porchat, São Vicente (PORCH-SP).

	frequência		
	(A)	(B)	(C)
número de plantas por quadrado			
0	22	22	11
1	2	9	4
2	0	1	0
3	2	2	1
4	1	0	0
5	0	3	0
6	1	0	0
7	0	2	0
8	0	0	0
9	0	0	1
10	0	0	1
11	0	0	0
12	0	0	0
13	0	0	0
14	2	0	0
15	0	0	1
16	0	0	0
17	0	1	0
18	0	1	0
19	0	1	0
20	0	0	0
21	0	0	1
número de quadrados amostrados por local	30	42	20
número total de plantas amostradas por local	46	100	62
número médio de plantas por hectare em cada local	1,5	2,4	3,1

TABELA 34

Teste de aderência para a distribuição de Poisson, das distribuições de frequências de plantas de Eupatorium inulaefolium por quadrados de 100x100 m em três locais da Baixada Santista.

(A) morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP); (B) sítio Trapucaia, serra do Quilombo (OSCAR-SP); (C) ilha Porchat, São Vicente (PORCH-SP).

Na frequência dos quadrados, os valores entre parênteses correspondem às frequências teóricas.

frequência dos quadrados			
	(A)	(B)	(C)
número de plantas por quadrado			
0	22 (6,5)	22 (3,9)	11 (0,9)
1	2 (9,9)	9 (9,2)	4 (2,8)
2	0 (7,6)	1 (11,0)	0 (4,3)
3	2 (3,9)	2 (8,7)	1 (4,5)
4	1 (1,5)	0 (5,2)	0 (3,5)
5	0 (0,4)	3 (2,5)	0 (2,1)
6	1 (0,12)	0 (1,0)	0 (1,1)
7	0 (0,026)	2 (0,3)	0 (0,5)
8	0 (0,005)	0 (0,1)	0 (0,2)
9	0 (0,0008)	0 (0,03)	1 (0,06)
10	0 (0,0001)	0 (0,006)	1 (0,02)
11	0 (0,00002)	0 (0,001)	0 (0,006)
12	0 (0,000002)	0 (0,0003)	0 (0,001)
13	0 (0,0000003)	0 (0,00005)	0 (0,0003)
14	2 (0,00000003)	0 (0,000008)	0 (0,00008)
15	—	0 (0,000001)	1 (0,00002)
16	—	0 (0,0000002)	0 (0,000003)
17	—	1 (0,00000003)	0 (0,0000006)
18	—	1 (0,000000004)	0 (0,00000009)
19	—	1 (0,0000000005)	0 (0,00000002)
20	—	—	0 (0,000000002)
21	—	—	1 (0,0000000004)
QUI-QUADRADO	135629809	$2,48 \times 10^9$	$2,72 \times 10^9$
GL	13	18	20
P	<0,001	<0,001	<0,001

TABELA 35

Tabela de contingência para as frequências de plantas de *Eupatorium inulaefolium* por quadrados de 100x100 m em três locais da Baixada Santista.

(A) morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP); (B) sítio Trapucaia, serra do Quilombo (OSCAR-SP); (C) ilha Porchat, São Vicente (PORCH-SP).

Os dados foram agrupados para evitar os quadrados com frequência zero que inviabilizariam a aplicação do teste.

	frequência dos quadrados		
	(A)	(B)	(C)
número de plantas por quadrado (agrupados)			
0 a 4	27	34	16
5 a 9	1	5	1
maior que 10	2	3	3

QUI-QUADRADO = 3,30 para 4 graus de liberdade ($P > 0,50$)

TABELA 36

Frequência de oviposições em plantas de Eupatorium inulaefolium por Actinote pellenea em dois locais da Baixada Santista.

(A) morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP); (B) sítio Trapucaia, serra do Quilombo (OSCAR-SP).

Os valores entre parênteses são as frequências teóricas calculadas pela aplicação de um teste de aderência para a distribuição de Poisson.

frequência dos quadrados

	(A)	(B)
número de oviposições por planta		
0	23 (3,6)	73 (45,0)
1	7 (8,9)	10 (35,5)
2	2 (10,9)	4 (14,0)
3	2 (8,9)	5 (3,7)
4	0 (5,4)	1 (0,7)
5	1 (2,7)	3 (0,1)
6	1 (1,1)	1 (0,01)
7	1 (0,4)	1 (0,002)
8	0 (0,1)	0 (0,0002)
9	1 (0,03)	0 (0,00001)
10	2 (0,008)	0 (0,000001)
11	0 (0,002)	0 (0,00000008)
12	0 (0,0004)	0 (0,000000005)
13	0 (0,00007)	1 (0,0000000003)
14	0 (0,00002)	-
15	1 (0,000002)	-
16	0 (0,0000003)	-
17	0 (0,00000004)	-
18	0 (0,000000006)	-
19	0 (0,0000000007)	-
20	0 (0,00000000009)	-
21	0 (0,000000000001)	-
22	0 (0,0000000000001)	-
23	0 (0,00000000000001)	-
24	1 (0,000000000000001)	-
número de plantas amostradas	42	100
QUI-QUADRADO	$7,66 \times 10^{-13}$	$3,07 \times 10^{-9}$
GL	23	12
P	<0,001	<0,001

TABELA 37

Tabela de contingência para a frequência de oviposição de Actinote pellenea por planta de Eupatorium inulaefolium em dois locais da Baixada Santista.

(A) morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP); (B) sítio Trapucaia, serra do Quilombo (OSCAR-SP).

Os dados foram agrupados para evitar os quadrados com frequência zero que inviabilizariam a aplicação do teste.

frequência

	(A)	(B)
número de oviposições por planta (agrupadas)		
0 a 2	32	87
3 a 5	3	9
6 a 8	2	2
maior que 9	5	1

QUI-QUADRADO = 9,61 para 3 graus de liberdade ($P < 0,05$)

FIGURA 81

Frequência de oviposições de *Actinote pellenea* em função da área foliar de *Eupatorium inulaefolium*.

Totais agrupados para dois locais do litoral de São Paulo, morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP) e sítio Trapucaia, Serra do Quilombo; (OSCAR-SP).

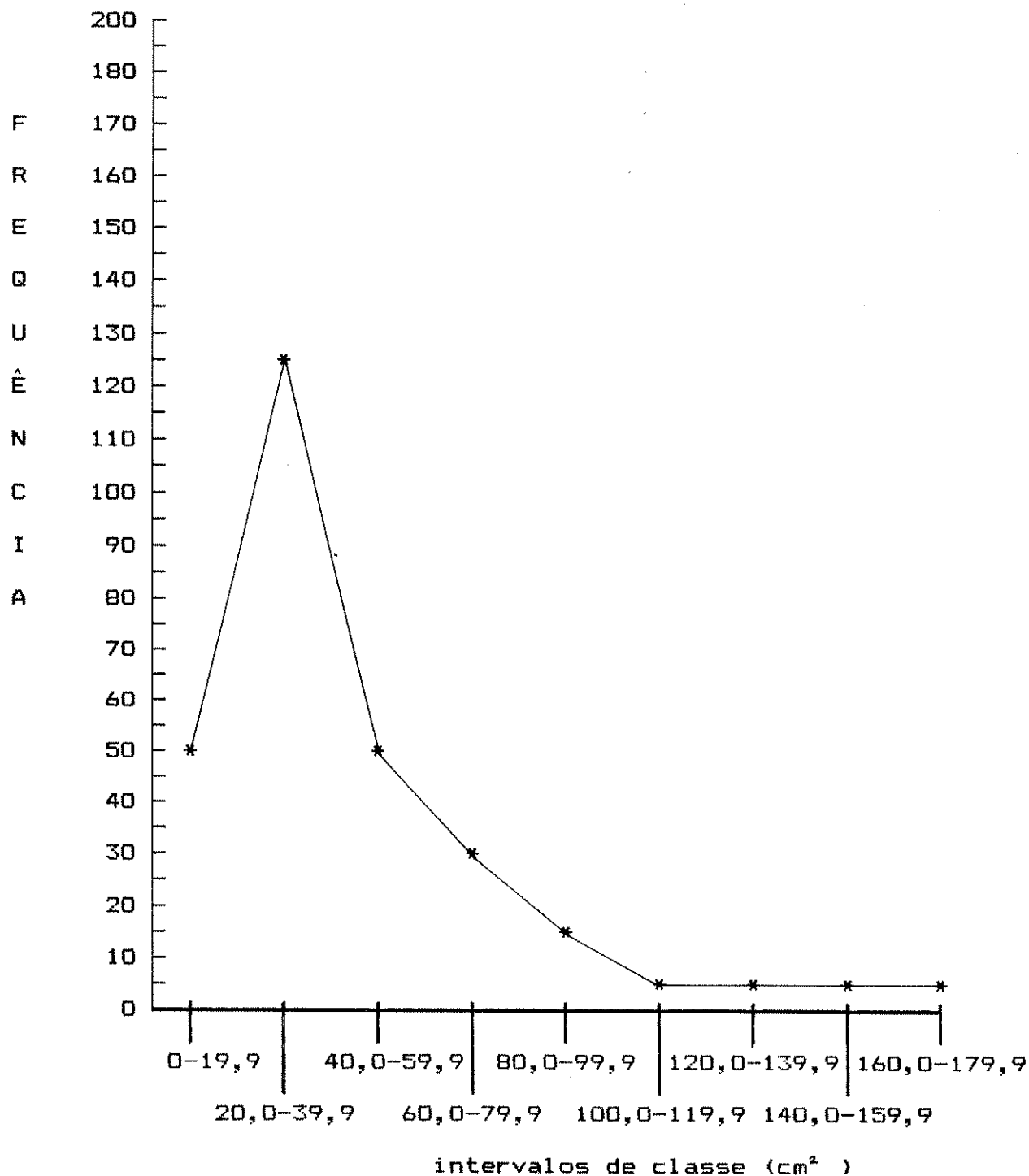


FIGURA 82

Crescimento de planta de *Eupatorium inulaefolium* no sítio Trapucaia, serra do Quilombo (OSCAR-SP) entre março e maio de 1984.

(Barras pretas) número de folhas; (barras brancas) precipitação pluviométrica (mm); (linhas contínua) altura da planta (cm).

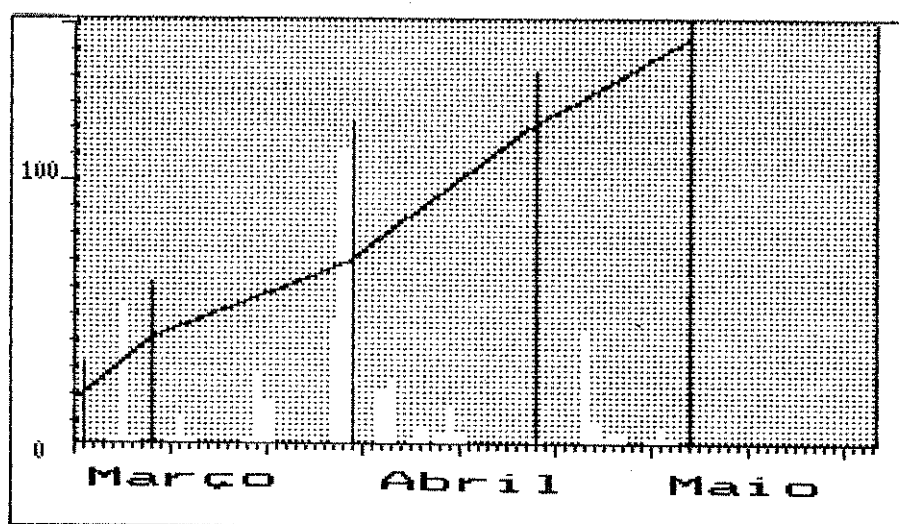


FIGURA 83

Número de oviposições de Actinote pellenea em Eupatorium inulaefolium em dois locais na Baixada Santista, entre abril e junho de 1984.

- (A) Morro do JapuÍ (JAPUI-SP), São Vicente [barras pretas];
(B) Sítio Trapucaia (OSCAR-SP), Serra do Quilombo [barras brancas].

A escala vertical representa o número de oviposições de A. pellenea por data e a precipitação pluviométrica (cm).

As barras brancas largas (no fundo) indicam a quantidade de chuva.

O período de floração de Eupatorium inulaefolium em cada local está indicado por <— X —>.

FIGURA 84

Número de oviposições de Actinote pellenea em Eupatorium inulaefolium na Ilha Porchat, São Vicente (PORCH-SP), entre janeiro e junho de 1984.

A escala vertical representa o número de oviposições de A. pellenea por data e a precipitação pluviométrica (cm).

As barras pretas indicam oviposições de Actinote pellenea; as barras brancas largas (no fundo) indicam a quantidade de chuva; o período de floração de Eupatorium inulaefolium está indicado por <— F —>.

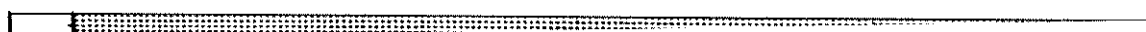


FIGURA 85

Casal de Actinote carycina em cópula.

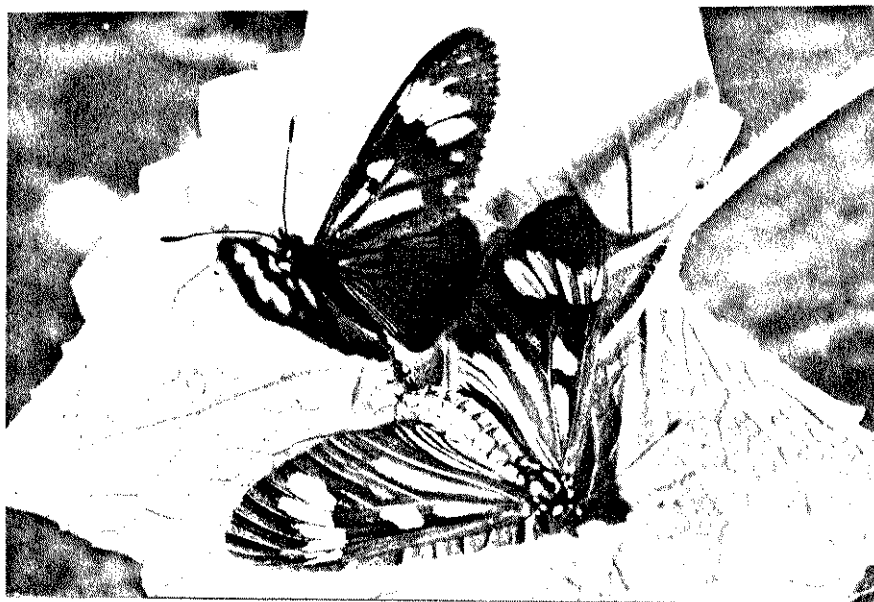


TABELA 38

Cruzamentos intraespecíficos (A) e interespecíficos (B) feitos por pareamento manual de adultos de Actinote em laboratório.

(V) Adulto virgem emergido em laboratório; (C) adulto coletado no campo; (L) adulto já cruzado em laboratório;

(A)

fêmeas	espécie		machos	espécie
F-827/30 V	<u>A. melanisans</u>	x	F-544/31 C	<u>A. melanisans</u>
F-827/18 V	<u>A. melanisans</u>	x	F-827/14 V	<u>A. melanisans</u>
F-791/13 V	<u>A. pellenea</u>	x	F-791/9 V	<u>A. pellenea</u>
F-791/13 V	<u>A. pellenea</u>	x	F-791/8 V	<u>A. pellenea</u>
F-791/10 V	<u>A. pellenea</u>	x	F-791/8 L	<u>A. pellenea</u>
F-791/18 V	<u>A. pellenea</u>	x	F-791/9 V	<u>A. pellenea</u>
F-791/17 V	<u>A. pellenea</u>	x	F-791/15 V	<u>A. pellenea</u>
F-791/26 V	<u>A. pellenea</u>	x	F-791/20 V	<u>A. pellenea</u>

(B)

fêmeas	espécie		machos	espécie
F-827/16 V	<u>A. melanisans</u>	x	F-831/3 V	<u>A. carycina</u>
F-842/18 V	<u>A. pellenea</u>	x	F-829/4 C	<u>A. carycina</u>
F-844/5 V	<u>A. carycina</u>	x	L-547/6 C	<u>A. pellenea</u>

FIGURA 86

Etapas da oviposição em Actinote.

(A) A. pellenea; (B) A. carycina; (C) A. pellenea.

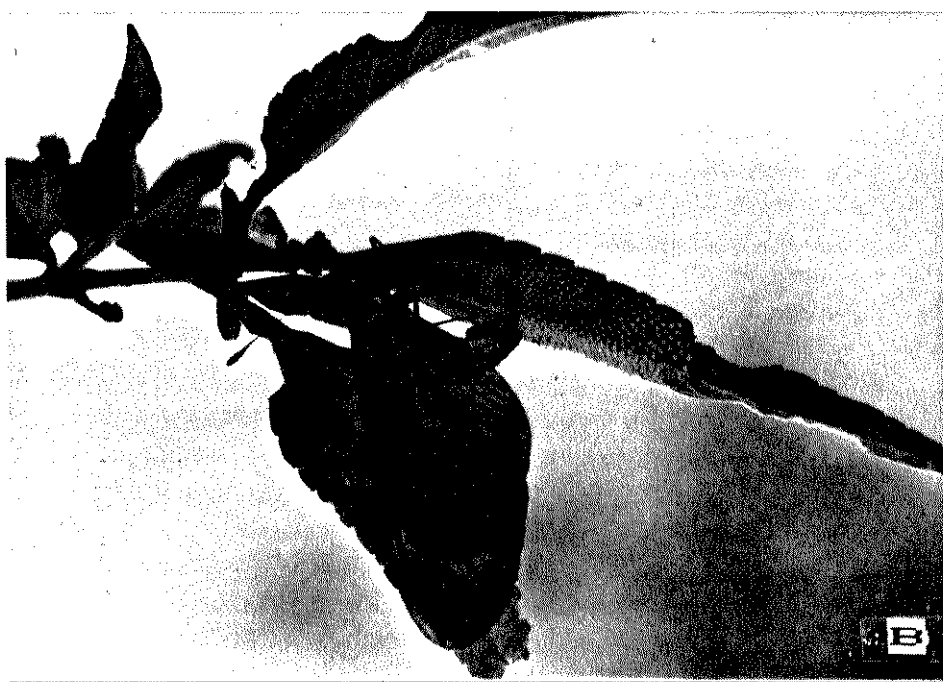
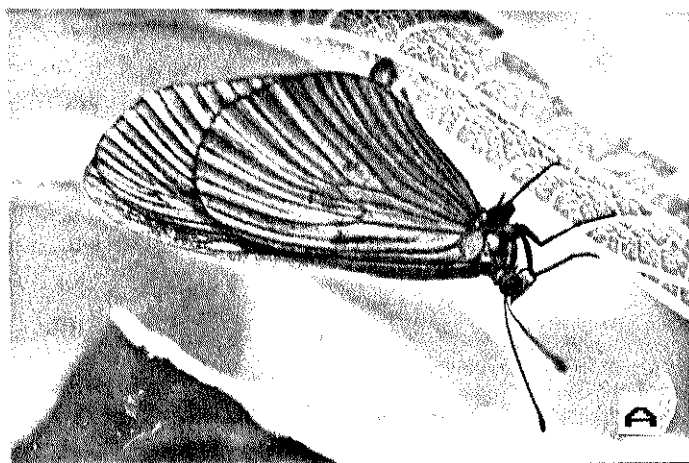


FIGURA 87

Horário de oviposição de Actinote pellenea.

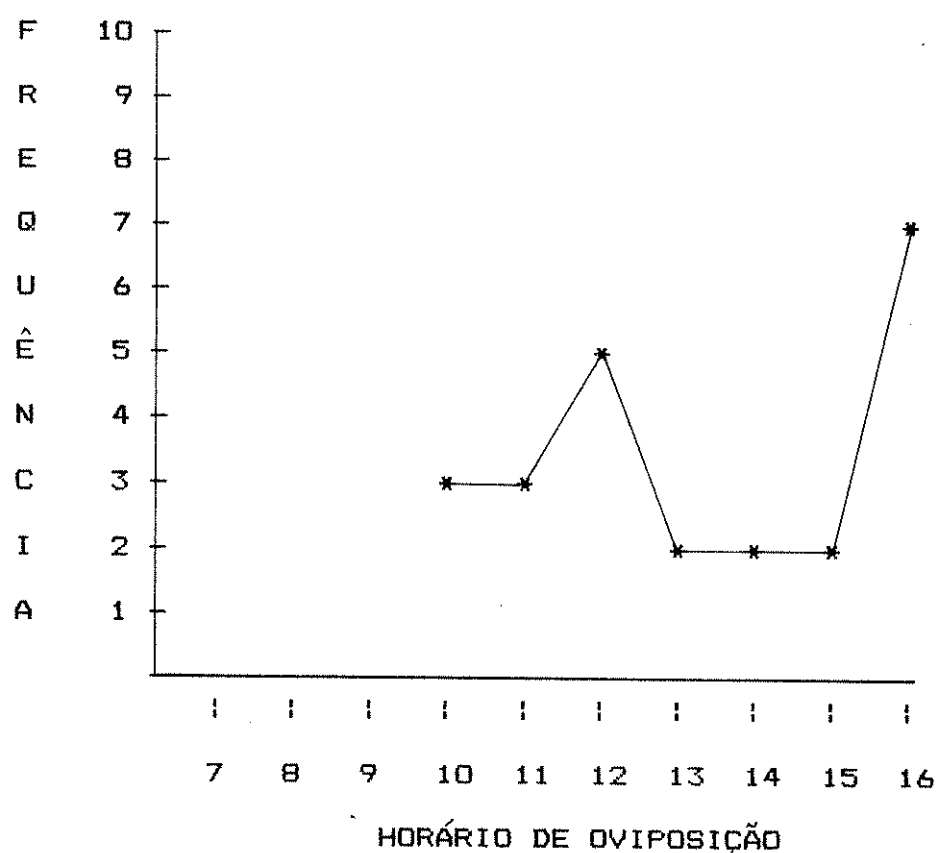


FIGURA 88

- (A) Oviposição tripla de A. carycina em Eupatorium maximiliani na serra do Japi, Jundiaí (SJAPI-SP) em abril de 1985;
(B) Oviposição tripla de A. pyrrha em Mikania alexandreae no brejo de São João das Palmeiras, Suzano (RBPAL-SP) em maio de 1986;
(C) duas fêmeas de Actinote pellenea ovipositando sob a mesma folha de Eupatorium inulaefolium na ilha Porchat, São Vicente (PORCH-SP) em abril de 1985.

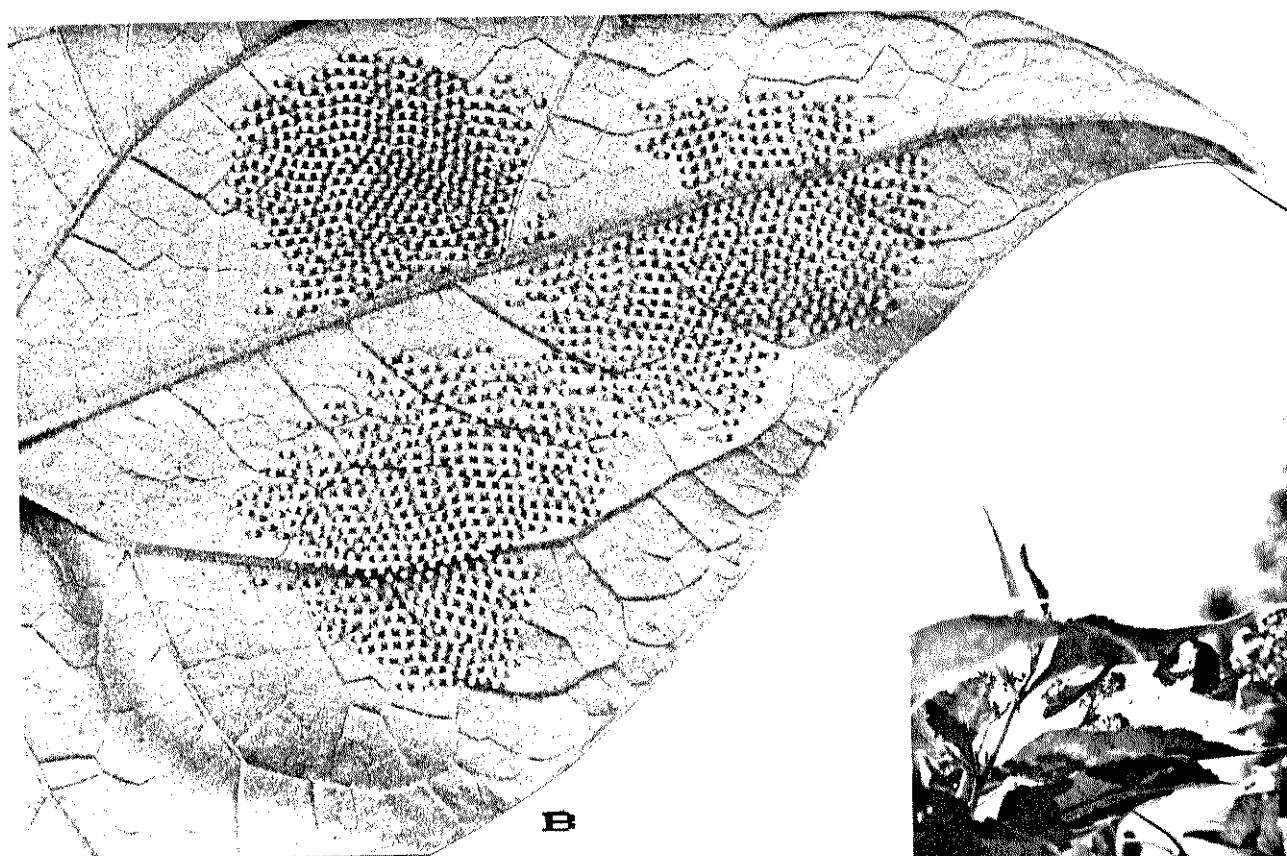
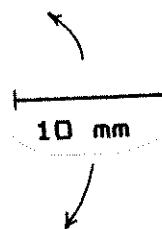
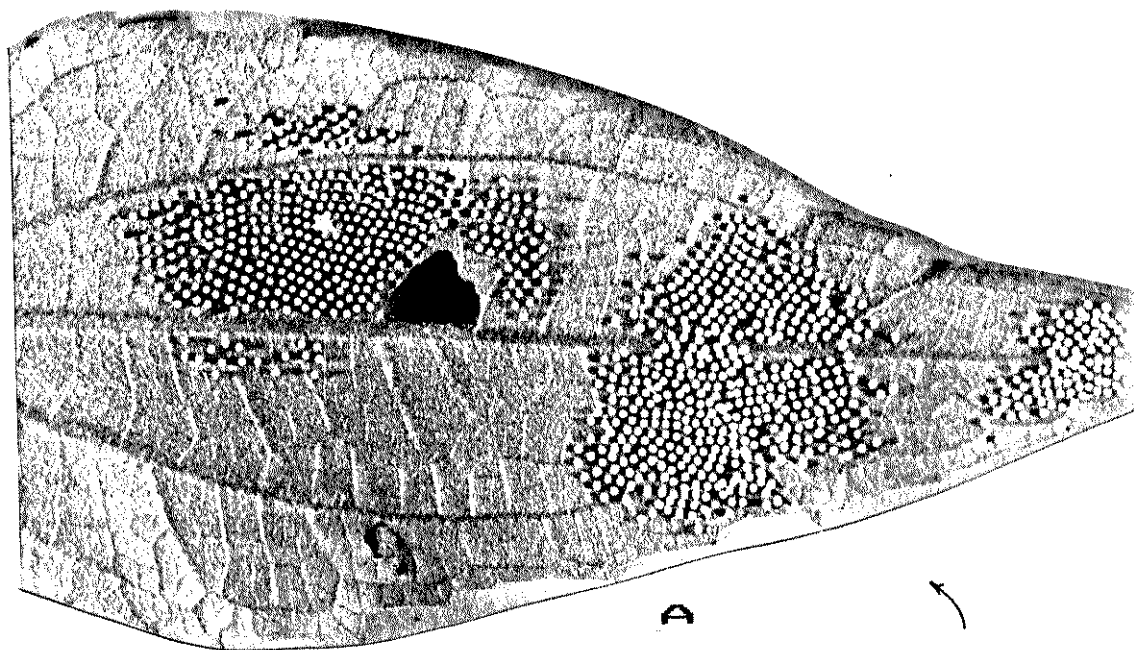


FIGURA 89

Médias do número de ovos por oviposição em 10 espécies de Actinote.

(*) médias; (—) erro padrão da média; (I) desvio padrão.

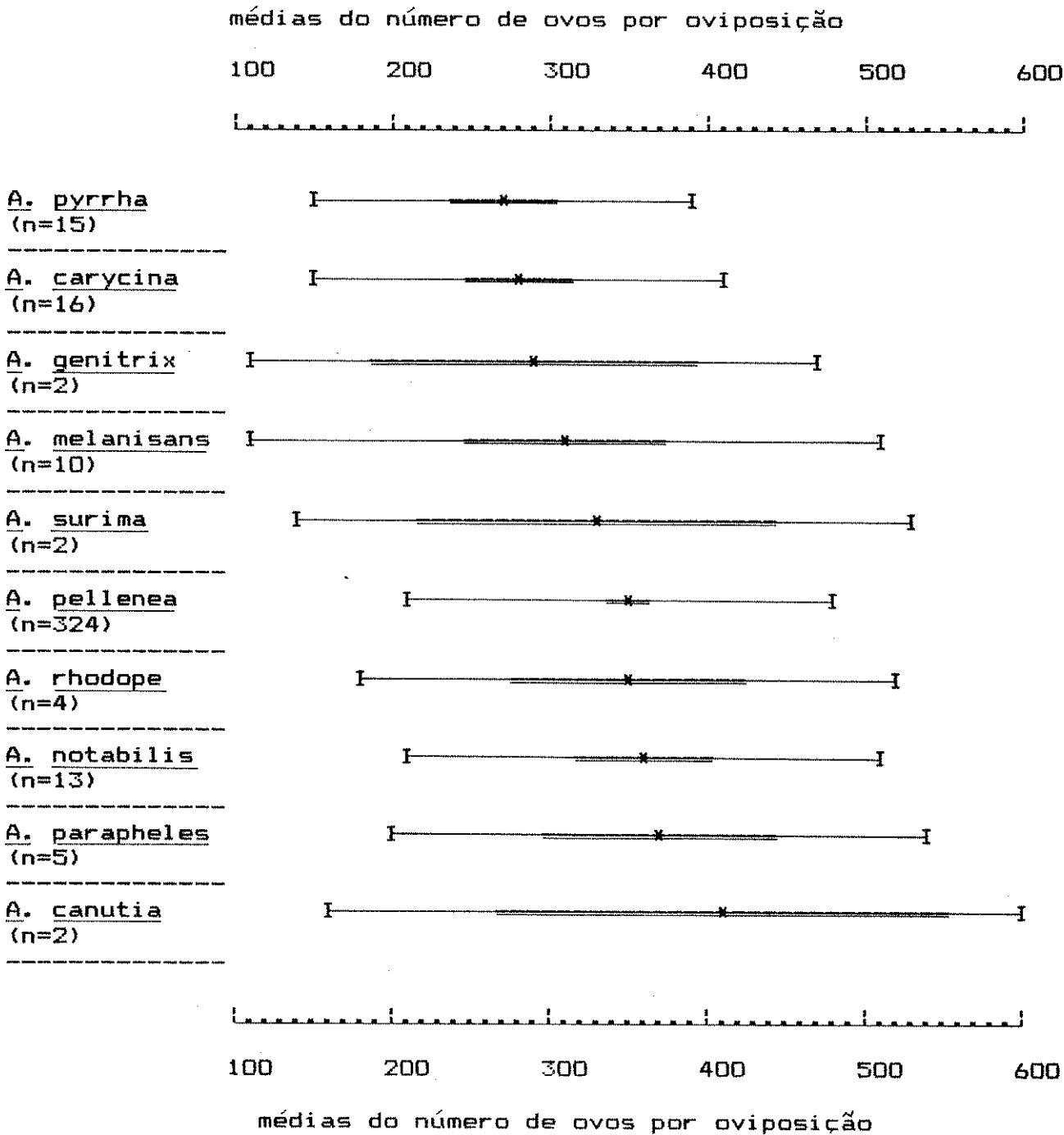


FIGURA 90

- (A) Oviposições de *A. pellenea* em *Eupatorium inulaefolium*.
(B) Oviposições de *A. carycina* em *Eupatorium gaudichaudianum*.
(C) Oviposições de *A. pyrrha* em *Mikania alexandreae*.
(D) Oviposições de *A. notabilis* em *Mikania lundiana*.

10 mm

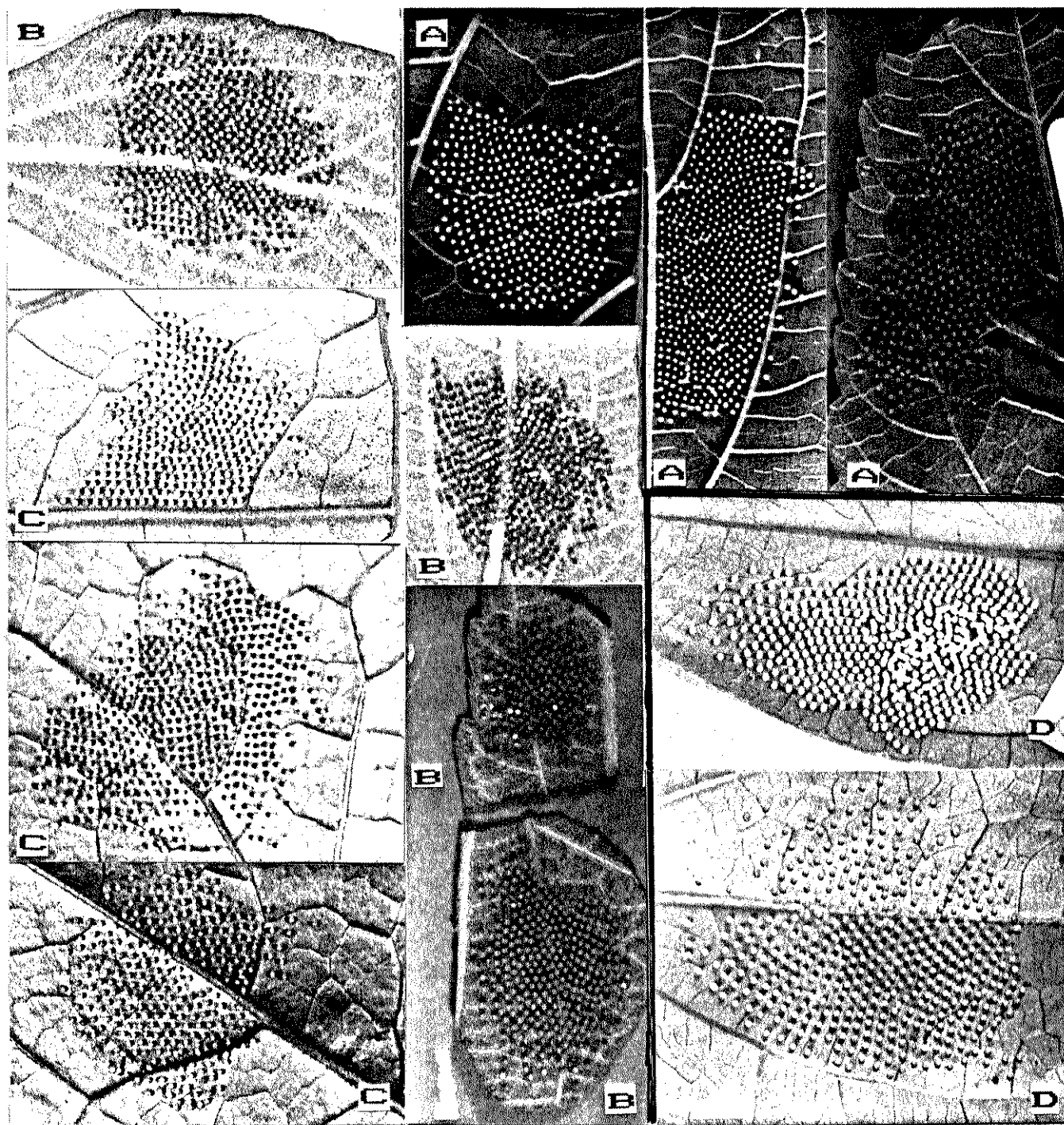
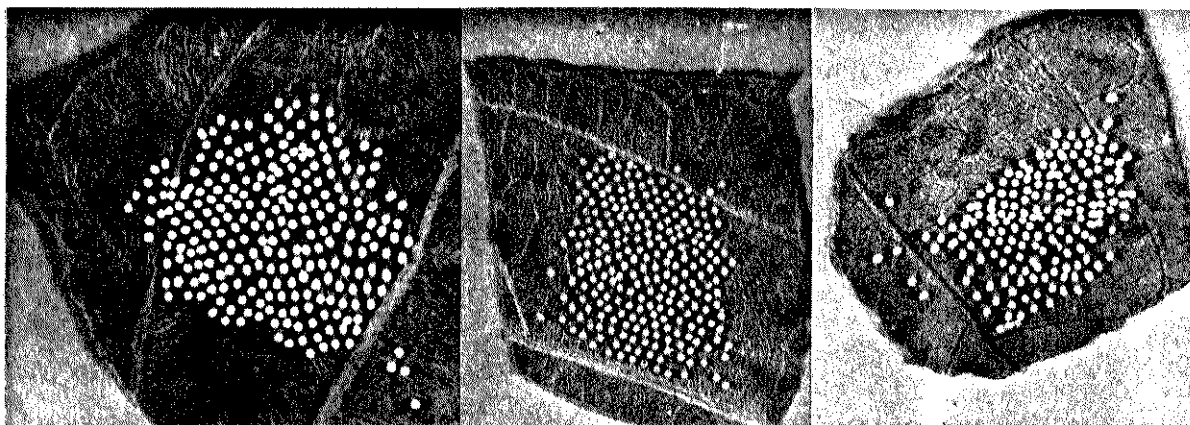


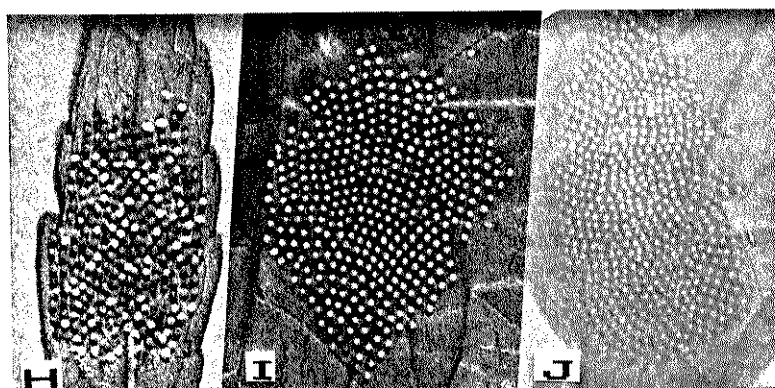
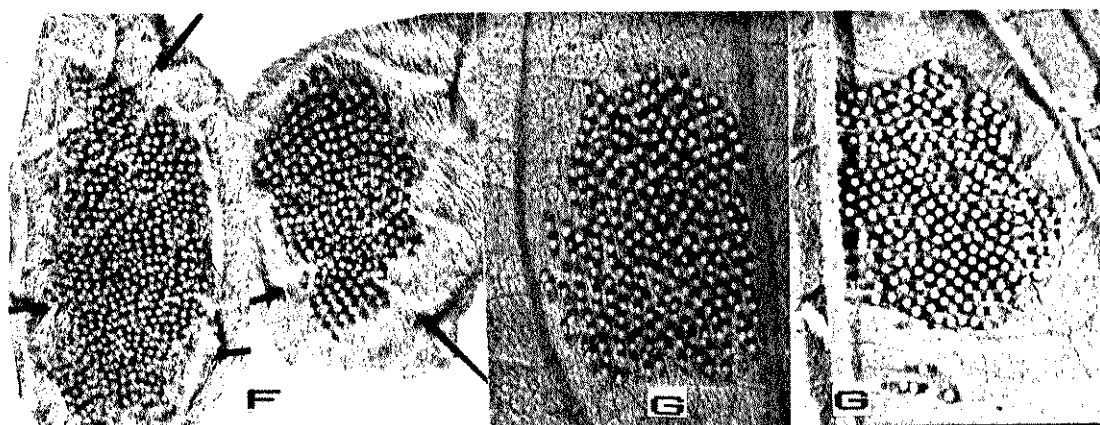
FIGURA 90 - continuação

- (E) Oviposições de A. melanisans em Mikania hirsutissima.
 (F) Oviposição de A. rhodope em Mikania lanuginosa.
 (G) Oviposições de A. parapheles em Mikania sericea.
 (H) Oviposição de A. genitrix em Mikania acuminata.
 (I) Oviposição de A. surima em Eupatorium intermedium.
 (J) Oviposição de A. canutia em Mikania micrantha.

10 mm



E



3.5. Proteção química, polimorfismo, mimetismo, parasitismo e predação em Actinote.

3.5.1. Cianogênese em Actinote.

A liberação de HCN detectada qualitativamente através dos testes com papel indicador de picrato de sódio foi positiva nas 13 espécies analisadas; adultos, no mínimo 5 indivíduos em Actinote discrepans e um máximo de 70 em A. pellenea; ovos, pelo menos 50 ovos de oviposições diferentes de cada uma das 11 espécies (menos de A. discrepans e A. alalia); larvas em todos os estádios, pelo menos 5 indivíduos de cada uma das 12 espécies (menos A. alalia); pupas, pelo menos 1 indivíduo de cada uma das 12 espécies (menos A. alalia).

Os resultados quantitativos (Figura 91) mostram que a quantidade de HCN liberado variou entre 0,01 e 0,70% da massa viva do indivíduo, com uma correlação entre peso vivo e quantidade de HCN liberado de $r=0,67$, o que indica que menos do que 50% da variação na quantidade liberada possa ser explicada pela massa.

Adultos de Actinote quando manuseados, liberam hemolinfa cianogênica por algumas suturas do tórax (Figura 92) ou pela ponta das antenas. Isso pode fazer com que a quantidade de glicosídeos cianogênicos responsáveis pela liberação de HCN, vá diminuindo com a idade do indivíduo (por contatos com predadores, p. ex.), já que para a síntese dos glicosídeos são necessários aminoácidos.

O HCN liberado em relação ao peso-seco variou entre 0,03 e 21%. Supondo-se uma dose letal de 10 mg/kg para pássaros e uma média de 0,16 mg de HCN liberado por adultos de Actinote pellenea, um pássaro de 100 g precisaria comer aproximadamente 7 borboletas para morrer.

Os dados obtidos por NAHRSTEDT & DAVIS (1983) para a quantidade de HCN liberado por 3 espécies de Acraea foram um pouco mais elevados e sempre superiores aos observados por eles nas espécies de Heliconiini.

De adultos, foi obtido o glicosídeo cianogênico que foi isolado da fração 1 ($R_f=0,55$) por cromatografia em camada delgada (Figura 93), recristalizado usando acetato de etila como solvente. O ponto de fusão foi de 139-142°C. O peracetato, recristalizado usando metanol como solvente, teve ponto de fusão entre 141-143°C. A substância responsável pela liberação de HCN em Actinote pellenea é o glicosídeo cianogênico linamarina, ou quimicamente, 2- β -D-glucopiranosiloxi-2-metilpropionitrila. A identificação foi feita por comparação dos espectros de ressonância magnética nuclear obtidos (Figuras 94 e 95) com os já conhecidos (K. S. BROWN, comunicação pessoal).

Folhas de todas as plantas de alimento larval de Actinote pellenea foram testadas com papel indicador de picrato ($n=5$ para cada espécie, em indivíduos diferentes quando possível) e nenhuma mostrou-se cianogênica. Isso parece confirmar que Actinote pellenea realmente sintetiza "de novo" os glicosídeos cianogênicos.

3.5.2. Alcalóides pirrolizidínicos e Actinote.

As análises para alcalóides pirrolizidínicos mostraram que a quantidade deles presente em indivíduos adultos de Actinote é desprezível com média de 1,3 μg /indivíduo ($n=28$) muito menos que 100 μg /indivíduo, que torna outras espécies efetivamente protegidas (BROWN 1984a, b; TRIGO 1987). As larvas, pré-pupas e pupas apresentaram uma concentração um pouco maior, com média de 2,9 μg /indivíduo ($n=19$), também abaixo do limiar. No entanto os efeitos sinérgicos da combinação de glicosídeos cianogênicos (e seus derivados) e alcalóides pirrolizidínicos não são conhecidos.

Eupatorium inulaefolium apresentou 0,1% do peso-seco de alcalóides pirrolizidínicos em folhas. TRIGO (1987) encontrou 0,85% em flores de Eupatorium inulaefolium e de Mikania micrantha.

E possível que grupos de arbustos de asteráceas ricos em alcalóides pirrolizidínicos formem um espaço-livre-de-inimigos

(ATSATT 1981). Em torno dessas plantas, a probabilidade de um predador capturar uma borboleta palatável, relativa à uma impalatável, seria muito pequena podendo afastar aves insetívoras. Espécies mímicas Batesianas, e não protegidas quimicamente, estariam seguras nesta área, junto com espécies miméticas e seus modelos. Seria fácil para um predador aprender a evitar determinadas áreas do que memorizar cada um dos padrões miméticos das espécies que estão dentro de sua área de vida. A proteção dentro desse espaço-livre-de-inimigos não exclui a proteção devida ao aposematismo e mimetismo tradicionais, devendo ocorrer onde existirem populações grandes de insetos.

3.5.3. Polimorfismo em Actinote.

Exemplares de Actinote pellenea, cujos adultos puderam ser observados na natureza e/ou criados em laboratório, apresentaram-se polimórficos em relação à presença ou ausência de uma mancha pontual na região discal das asas anteriores (Figura 19B, página 43). Esse ponto discal (PD) é um caráter recessivo e de dominância simples (Tabela 39). Em 9% dos lotes, no entanto, as proporções fenotípicas observadas nas progêneses não seguiram as proporções teóricas. No lote F-213, um dos que foi anômalo, a fêmea foi coletada ovipositando. Na África OWEN (1971) encontrou a mesma discrepância em lotes de Acrea encendon. Atribuiu o fato à possibilidade de uma fêmea ser fecundada por mais de um macho e ter na progênie proporções fenotípicas relativas a ambos.

A Tabela 40 mostra a frequência do caráter PD em populações de A. pellenea em alguns locais no litoral de São Paulo. A média das frequências ficou em 0,13. Uma análise por tabela de contingência mostrou que as frequências diferiram significativamente entre os locais ($\chi^2=19,5$ e $P<0,01$).

A forma Y, que em A. pellenea corresponde a indivíduos com as regiões coloridas da asa anterior em amarelo (forma carycinoides ALMEIDA 1935a), não é polimórfica. Há um gradiente

entre os indivíduos totalmente amarelos e os totalmente alaranjados. A sua herança não obedece a um padrão simples (Tabela 41). Nos lotes de adultos criados em laboratório esse caráter apresentou uma frequência média de 0,2. As frequências do fenótipo Y entre as populações no campo, analisadas por tabela de contingência, foram significativamente diferentes entre si ($X^2=13,8$ e $P<0,025$) (Tabela 42).

Na Tabela 43 é mostrada a frequência da forma Y em população de A. pellenea no Morro do Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro e dezembro de 1987. A média das frequências ficou em 0,04 e houve diferença significativa na análise por tabela de contingência entre as frequências agrupadas por data de amostragem ($X^2=8,45$ e $P<0,05$).

Esses resultados podem indicar que nas populações de A. pellenea a troca gênica entre colônias é muito baixa e ainda assim permite manter o vigor da espécie. Nesse caso o cruzamento entre irmãos não constituiria um fator negativo. BALINSKY (1974) manteve 10 gerações de Acraea horta em cativeiro apenas cruzando irmãos entre si, sem observar nenhum efeito deletério nas progênies. Quando as colônias são muito pequenas, o polimorfismo tende a sumir, talvez devido à deriva genética.

As Figura 96 a 98 mostram a variação do fenótipo alar entre machos adultos de A. pellenea, A. carycina e A. pyrrha. Nas três espécies, as regiões coloridas da face dorsal das asas anteriores podem variar de totalmente amarelas a totalmente alaranjadas.

O cariótipo de A. pellenea, A. pyrrha, A. carycina, A. melanisans e A. parapheles apresentou número haplóide de cromossomos de $N=31$, o número modal conhecido para borboletas (Figura 99).

3.5.4. Mimetismo.

Os mímicos Batesianos de Actinote observados no sudeste de São Paulo entre 1968 e 1988 foram: fêmeas de Dysschema amphissa e D. picta (Dysschematidae), de Dismorphia melia (Pieridae), de Eteona tisiphone (Satyrinae) e machos e fêmeas de Castnia acraeoides (Castnidae). Altas frequências relativas de mímicos Batesianos foram observadas em 4 locais (na Serra de Mongaguá (ANTAS-SP), na Serra de Cubatão (SERRA-SP) e duas vezes em São João das Palmeiras, Suzano (RBPAL-SP), em coletas isoladas. Esses dados não são de todo discrepantes das teorias de mimetismo, pois a ausência dos modelos poderia estar sendo apenas aparente. O número de espécies de mímicos Batesianos é baixo talvez devido aos longos períodos em que os modelos estão ausentes.

Os mímicos Müllerianos de Actinote observados no sudeste do Estado de São Paulo foram machos e fêmeas de Eueides pavana (Nymphalidae, Heliconiini) e Chlosyne lacinia (Nymphalidae, Argynini).

Todas as 13 espécies de Actinote que puderam ser observadas e os mímicos, fazem parte do complexo listrado-tigrado do sudeste do Brasil (BROWN & BENSON 1974). As 13 espécies de Actinote podem ser divididas em 4 grupos quanto ao padrão de cor dos machos: o grupo listrado-amarelo-alaranjado, incluindo A. pellenea, A. carycina, A. notabilis, A. pyrrha e A. parapheles; o grupo preto-amarelo, abrangendo A. melanisans, A. rhodope, A. genitrix e A. discrepans; o grupo alaranjado-vermelho, incluindo A. alalia e A. surima; e o grupo alaranjado-oleoso, compreendendo A. canutia e A. mamita. Das 5 espécies restantes, A. zikani e A. morio formariam um outro grupo: o negro. As demais -- A. magnifica, A. quadra e Actinote sp. -- fariam parte do grupo listrado-amarelo-alaranjado. Entre as espécies de Actinote a semelhança em termos de padrão de cor é muito maior entre as fêmeas que entre os machos, pois elas envelhecem rapidamente,

perdendo muitas escamas e adquirindo um aspecto oleoso, fazendo com que em vôo se tornem muito parecidas entre si. Quando pousadas A. canutia, A. mamita e A. surima, mesmo velhas, podem ser distinguidas uma da outra.

3.5.5. Parasitismo em Actinote.

Observei em lotes criados em laboratório (n=1200) (mesmo partindo de ovos), lagartas de Actinote parasitadas por 4 espécies de moscas (Diptera, Tachinidae) : Drino sp. (Goniinae, Sturmiini), Voria ruralis (Tachininae, Voriini), Lespesia plaumanni (Goniinae, Eryciini) e Euphorocera "floridensis" (Goniinae, Exoristini). Lespesia plaumanni não tinha seu hospedeiro conhecido (J. H. Guimarães, comunicação pessoal). ALMEIDA (1935a) observou no entanto uma infestação de 80% em criação de Actinote genitrix (ele não identificou a espécie de mosca taquinídea).

Observei adultos das moscas emergindo nos meses de fevereiro (1), março (2), abril (6), maio (4), junho (1), julho (8), agosto (2), setembro (4), outubro (10) e novembro (4). Na África, OWEN (1971) observou o aumento do parasitismo por taquinídeos nas épocas mais secas. As fêmeas dessas moscas, colocam seus ovos nas folhas próximas a grupos de larvas potencialmente hospedeiras, onde o ovo diminuto é ingerido pela larva hospedeira e eclode dentro dela (SEVERIN et al. 1915). Isso pode explicar a contaminação das larvas de Actinote criadas em laboratório, mas alimentadas com folhas coletadas no campo. Várias vezes observei fêmeas de moscas taquinídeas próximas a grupos de larvas de Actinote em estádios avançados. Nenhuma das quatro espécies de moscas parasitas observadas mostrou-se cianogênica. É possível que essas espécies apresentem resistência ou capacidade de detoxificar o HCN.

Em pupas de Actinote parapheles coletadas no campo observei o parasitismo por himenópteros da família Chalcididae ainda não identificados.

3.5.6. Predação em Actinote.

Observei predação em ovos de A. carycina e A. pellenea por formigas (Pheidole sp.) em uma oviposição de cada espécie. Três oviposições de coloração alaranjada, indicativa de ovos não fecundados com mais de 3 dias de idade, estavam sendo comidas por ácaros. Observei uma vez, em uma população densa (n=47) na Ilha Porchat, São Vicente (PORCH-SP), a predação ativa de larvas de A. pellenea em quinto estágio por cinco adultos do hemíptero pentatomídeo Oplonus catena, o que também foi observado por MONTE(1934). É possível que esse hemíptero de coloração aposemática, seja protegido quimicamente. Uma só vez observei um gafanhoto roendo uma carcaça de larva de A. melanisans em último estágio.

Na Serra do Japi, Jundiá (SJAPI-SP), observei grupos de mais de 100 indivíduos da aranha fazedora de teia Nephila clavipes (L.). Em um dia de coleta, em abril de 1986 (6 hs) no campo quando foi possível capturar 200 indivíduos de Actinote, vi 18 presos à teias dessa aranha. Devido a estratégia alimentar peculiar às aranhas, a presa, ao cair na teia, é injetada com um veneno que a paralisa e inicia a digestão extra-corpórea. Nessa fase, ou as enzimas degradam os glicosídeos inativando o mecanismo defensivo, ou o HCN é liberado, mas na atmosfera, sendo inócuo para o predador. Observei muitos indivíduos presos a teias, enrolados e secos, já sugados. Nesse caso a proteção química por alcalóides pirrolizidínicos, que defende os indivíduos protegidos das espécies de Ithomiinae (BROWN 1984 a e b; TRIGO 1987), não funciona para os Actinote, devido a natureza instável dos glicosídeos cianogênicos nessas condições. Talvez esse tenha sido um dos fatores que contribuiu para que a longevidade dos adultos tendesse a diminuir ao longo do tempo evolutivo, pois poderíamos estabelecer que, se existirem espécies de Actinote (ou mesmo outros Acraeinae) cujos adultos sejam mais

longevos, então eles deveriam ter outras formas de proteção adicional. Os Heliconiini por exemplo, também são cianogênicos, mas em escala menor que os Acraeinae. Muitas espécies do gênero Heliconius são longevas. No entanto, elas usam aminoácidos extraídos do pólen, que garantem uma síntese contínua de glicosídeos cianogênicos.

Além da predação passiva por Nephila, observei também a predação ativa de um macho de A. canutia por aranha tomisídea (Figura 100).

Tanto os predadores citados acima, como os parasitas citados anteriormente, podem em condições de alta densidade das populações de Actinote, contribuir na regulação populacional.

FIGURA 91

Diagrama de dispersão relacionando massa de HCN liberado por indivíduos de Actinote pellenaea em vários estágios em função da massa da amostra analisada.

$$r = 0,67$$

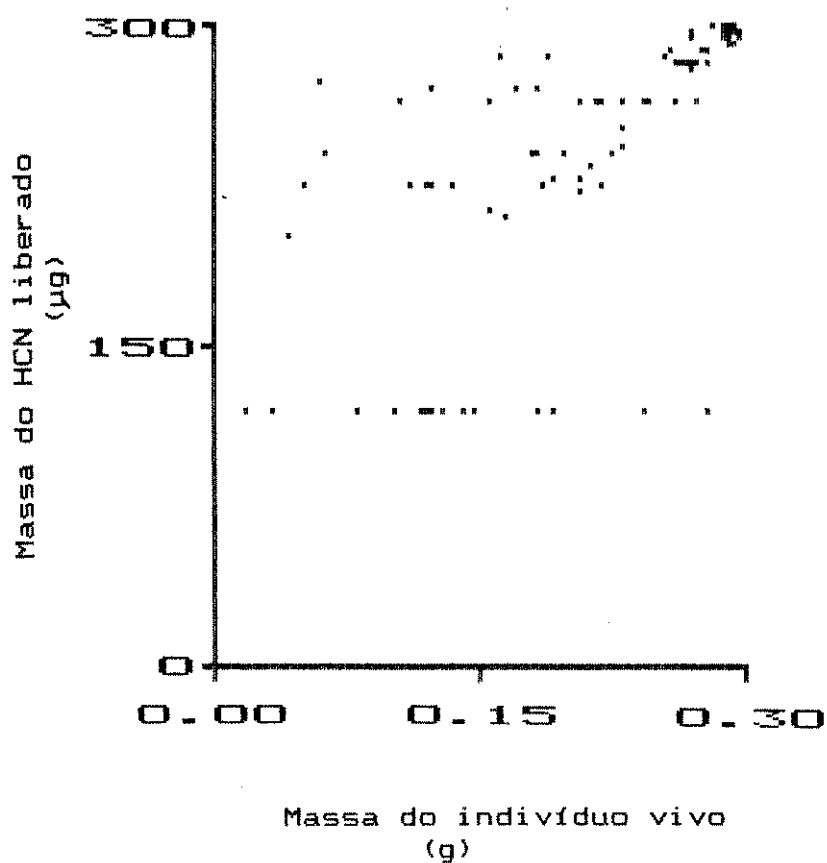


FIGURA 92

Liberação de hemolinfa pelo tórax (seta) por fêmea de Actinote
pellenea recém-eclodida.

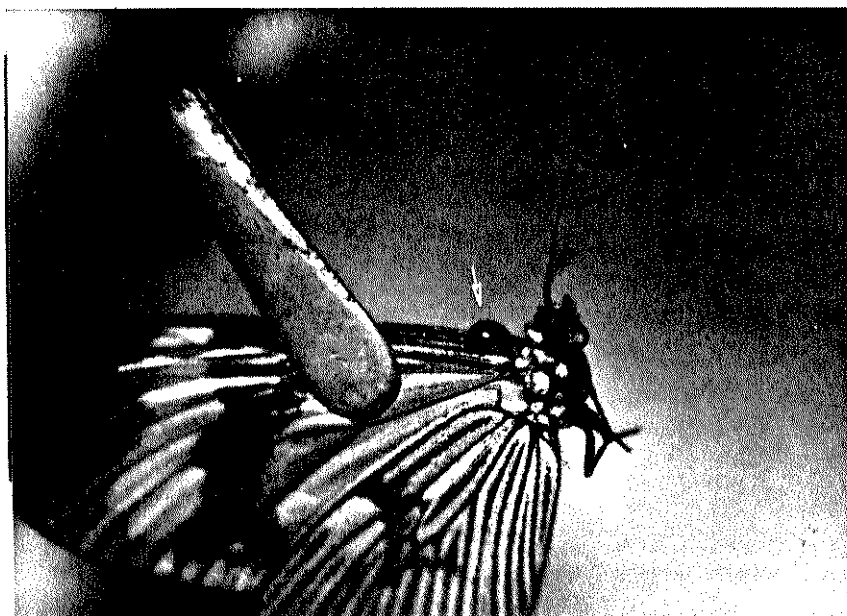


FIGURA 93

Cromatograma em camada delgada em placa de sílica-gel (grânulos de malha 100-200) com a fração glicosídica separada. Eluente clorofórmio:metanol (9:1). Revelação feita em câmara saturada com vapor de Iôdo.

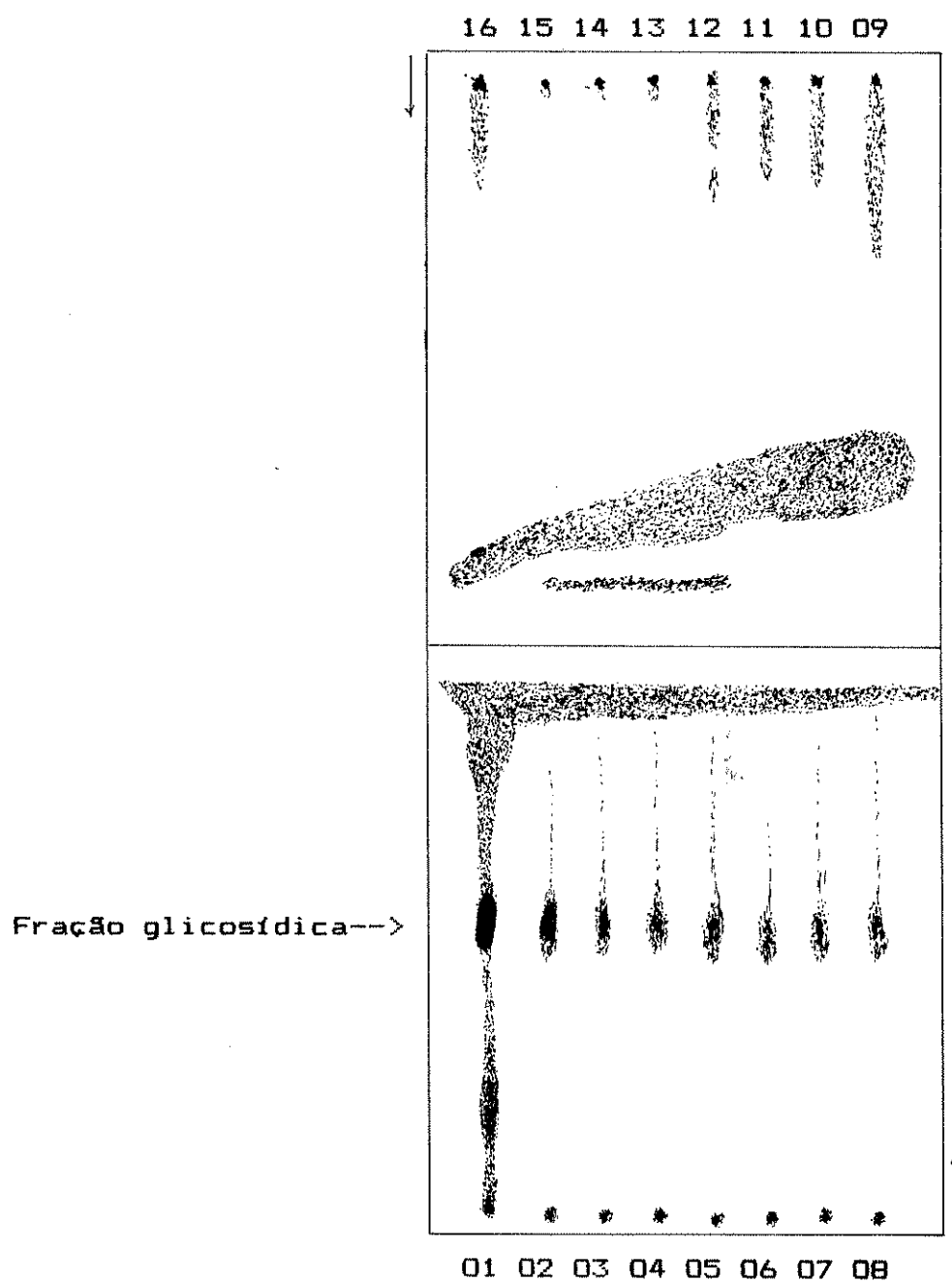


FIGURA 94

Espectro de Ressonância Magnética Nuclear (RMN) da fração glicosídica de amostra de Actinote pellenea dissolvida em CD_3COCD_3 (104 mg/ml).

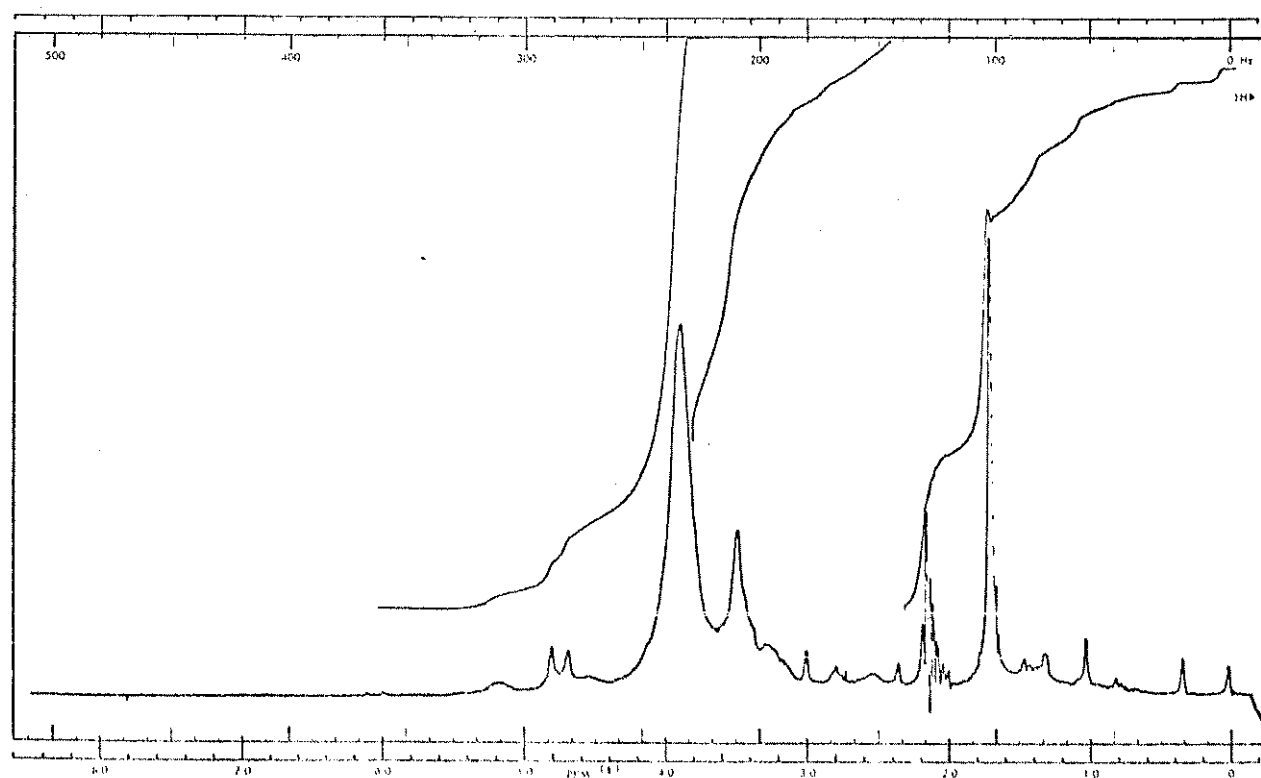


FIGURA 95

Espectro de Ressonância Magnética Nuclear (RMN) do peracetato da fração glicosídica de amostra de Actinote pellenea dissolvido em $CDCl_3$ (40 mg/0,7 ml).

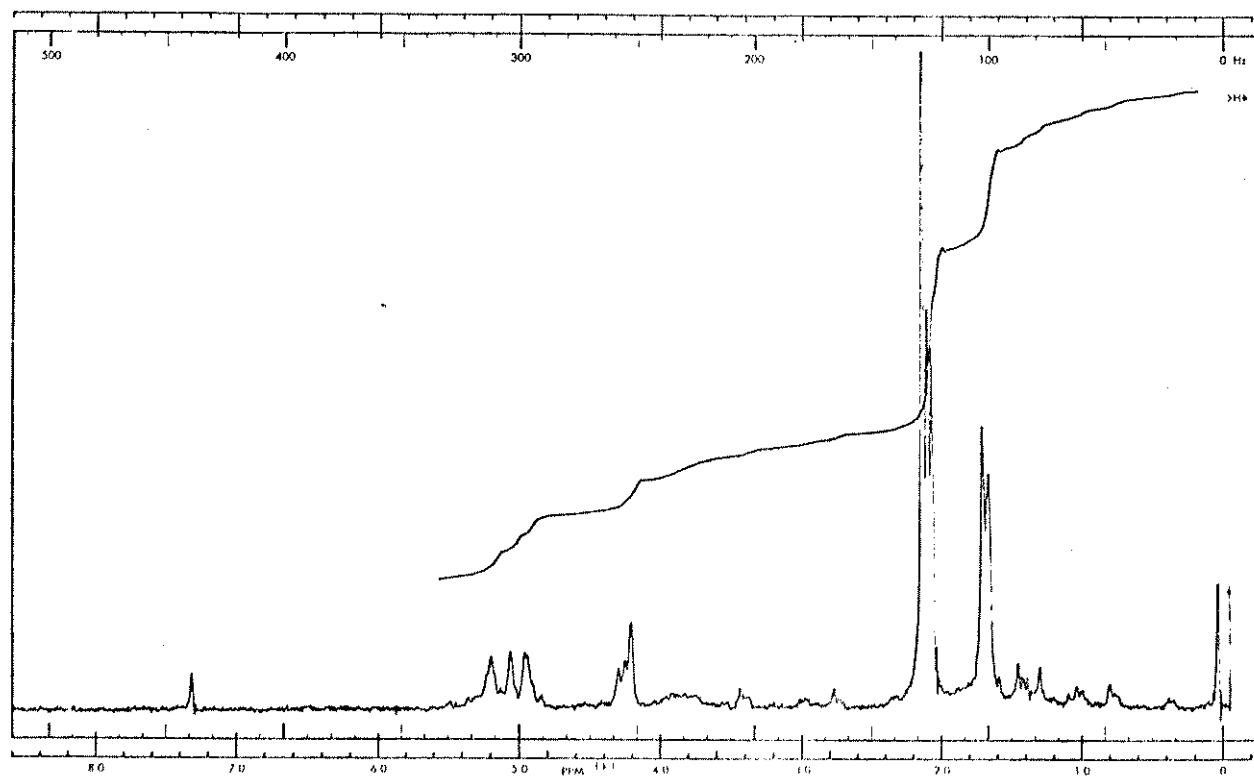


TABELA 39

Análise do polimorfismo do ponto discal (característica PD) das asas posteriores em lotes de adultos de Actinote pellenea obtidos de lotes de ovos coletados na natureza ou em oviposições em laboratório.

(N) $P > 0,001$ (não significativa).

(S) $P < 0,001$ (significativa).

LOTE	indivíduos com PD	nº total de indivíduos	de frequência observada de PD	frequência esperada de PD assumido como carater recessivo	Teste do χ^2	P
F-85	0	14	0,00	0,00/1,00	0,00	N
F-92	6	15	0,40	0,50/0,50	0,27	N
F-96	14	14	1,00	1,00/0,00	0,00	N
F-168	11	11	1,00	1,00/0,00	0,00	N
F-172	8	13	0,61	0,50/0,50	0,31	N
F-180	4	17	0,23	0,25/0,75	0,19	N
F-182	13	18	0,72	0,50/0,50	2,72	N
F-183	2	9	0,22	0,25/0,75	0,12	N
F-186	2	9	0,22	0,50/0,50	0,78	N
F-198	5	13	0,38	0,50/0,50	0,31	N
F-201	8	20	0,40	0,50/0,50	0,45	N
F-209	35	56	0,62	0,50/0,50	3,02	N
F-210	2	17	0,12	0,25/0,75	0,96	N
F-211a	5	25	0,20	0,25/0,75	0,12	N
F-212	6	65	0,09	0,25/0,75	7,80	S
F-213	21	135	0,16	0,25/0,75	5,93	S
F-214	0	13	0,00	0,00/1,00	0,00	N
F-215	5	22	0,23	0,25/0,75	0,00	N
F-218	0	13	0,00	0,00/1,00	0,00	N
F-219	7	34	0,21	0,25/0,75	0,16	N
F-475	8	17	0,47	0,50/0,50	0,00	N
F-476	7	19	0,37	0,25/0,75	0,86	N
F-712	7	10	0,70	0,50/0,50	0,90	N
F-714	5	19	0,26	0,25/0,75	0,12	N
F-722	7	29	0,24	0,25/0,75	0,12	N
F-724	13	40	0,32	0,25/0,75	0,83	N
F-730	27	62	0,43	0,50/0,50	0,79	N
F-734	14	18	0,78	0,50/0,50	4,50	N
F-768	28	36	0,78	0,50/0,50	10,30	S
F-771	5	10	0,50	0,50/0,50	0,00	N
F-772	18	71	0,25	0,25/0,75	1,03	N
F-780	21	31	0,68	0,50/0,50	3,23	N

TABELA 40

Frequência do caráter PD em populações de Actinote pellenea do litoral de São Paulo.

LOCAL E DATA	número de indivíduos com PD	número de indivíduos sem PD	proporção do número com PD na população
Praia das Vacas, São Vicente (SVPVA-SP) março a maio de 1973	4	35	0,102
Praia do Goes, Guarujá (ISAGO-SP) junho a agosto de 1973	23	155	0,129
Rodovia Guarujá-Bertioga Guarujá (GBDEV-SP) julho de 1973	15	48	0,238
Serra de Mongaguá, Mongaguá (ANTAS-SP) abril a agosto de 1985	79	437	0,153
Serra de Mongaguá, Mongaguá (ANTAS-SP) novembro de 1985	2	6	0,250
Morro do José Menino, Santos (GRUTA-SP) novembro a dezembro de 1985	5	20	0,200
Morro do Japui, São Vicente (JAPUI-SP) novembro a dezembro de 1987	40	427	0,086
TOTAIS ----->	168	1128	0,130

QUI-QUADRADO da tabela de contingência para as frequências = 19,47 para 6 graus de liberdade com $P < 0,010$.

TABELA 41

Frequência da forma Y em lotes de A. pellenea criados em laboratório.

LOTE	número de indivíduos "normais"	número de indivíduos da forma Y	número total de indivíduos na população	proporção de indivíduos da forma Y na população
92	7	8	15	0,53
96	9	5	14	0,36
168	8	3	11	0,27
172	9	4	13	0,31
180	15	3	18	0,17
182	4	16	20	0,80
183	6	7	13	0,54
186	10	0	10	0,00
198	7	6	13	0,46
201	22	0	22	0,00
209	15	43	58	0,74
210	8	9	17	0,53
211A	17	10	27	0,37
212	67	8	59	0,14
213	127	12	139	0,09
214	14	0	14	0,00
215	13	10	23	0,43
218	16	1	17	0,06
219	21	16	37	0,43
475	10	7	17	0,41
476	19	0	19	0,00
590	32	0	32	0,00
712	10	0	10	0,00
714	9	10	19	0,53
722	21	8	29	0,28
724	40	0	40	0,00
730	49	14	63	0,22
734	12	6	18	0,33
768	27	9	36	0,25
771	9	1	10	0,10
772	58	13	71	0,18
780	24	7	31	0,23

TABELA 42

Frequência da forma Y em populações de Actinote pellenea do litoral de São Paulo.

LOCAL E DATA	número de indivíduos da forma Y	número de indivíduos "normais"	proporção do número com Y na população
Praia das Vacas, São Vicente (SVPVA-SP) março a maio de 1973	1	38	0,026
Praia do Goes, Guarujá (ISAGO-SP) junho a agosto de 1973	23	155	0,129
Rodovia Guarujá-Bertioga Guarujá (GBDEV-SP) julho de 1973	16	47	0,254
Serra de Mongaguá, Mongaguá (ANTAS-SP) abril a agosto de 1985	102	414	0,198
Serra de Mongaguá, Mongaguá (ANTAS-SP) novembro de 1985	1	7	0,125
Morro do José Menino, Santos (GRUTA-SP) novembro a dezembro de 1985	3	22	0,120
TOTAIS ----->	146	683	0,176

QUI-QUADRADO da tabela de contingência para as frequências = 13,76 para 5 graus de liberdade com $P < 0,025$.

TABELA 43

Frequência bruta (A) da forma Y na população de Actinote pellenea no Morro Japuí, São Vicente (JAPUI-SP), entre novembro e dezembro de 1987. Teste de heterogeneidade com dados agrupados por intervalo de tempo (B).

(A)

	data	número de indivíduos da forma Y	número de indivíduos "normais"	proporção do número com Y na população
	27 de novembro	0	3	0,00
	1 de dezembro	0	17	0,00
	3 de dezembro	2	21	0,08
A1	4 de dezembro	0	21	0,00
	6 de dezembro	0	5	0,00
	7 de dezembro	1	30	0,03
	8 de dezembro	0	18	0,00
	9 de dezembro	0	38	0,00
A2	10 de dezembro	0	35	0,00
	11 de dezembro	1	35	0,03
	13 de dezembro	2	35	0,05
	14 de dezembro	0	5	0,00
	16 de dezembro	1	36	0,03
	17 de dezembro	3	27	0,10
A3	19 de dezembro	5	18	0,22
	20 de dezembro	1	25	0,04
	21 de dezembro	0	23	0,00
	24 de dezembro	2	18	0,10
A4	26 de dezembro	2	18	0,10
	28 de dezembro	0	1	0,00

(B)

A1	3	97	0,03
A2	3	165	0,02
A3	10	129	0,08
A4	4	37	0,11

QUI-QUADRADO da tabela de contingência para as frequências agrupadas = 13,76

para 5 graus de liberdade com $P < 0,025$.

FIGURA 96

Variação do fenótipo alar em machos de Actinote pellenea.

Lado esquerdo, face dorsal; lado direito, face ventral.

20 mm

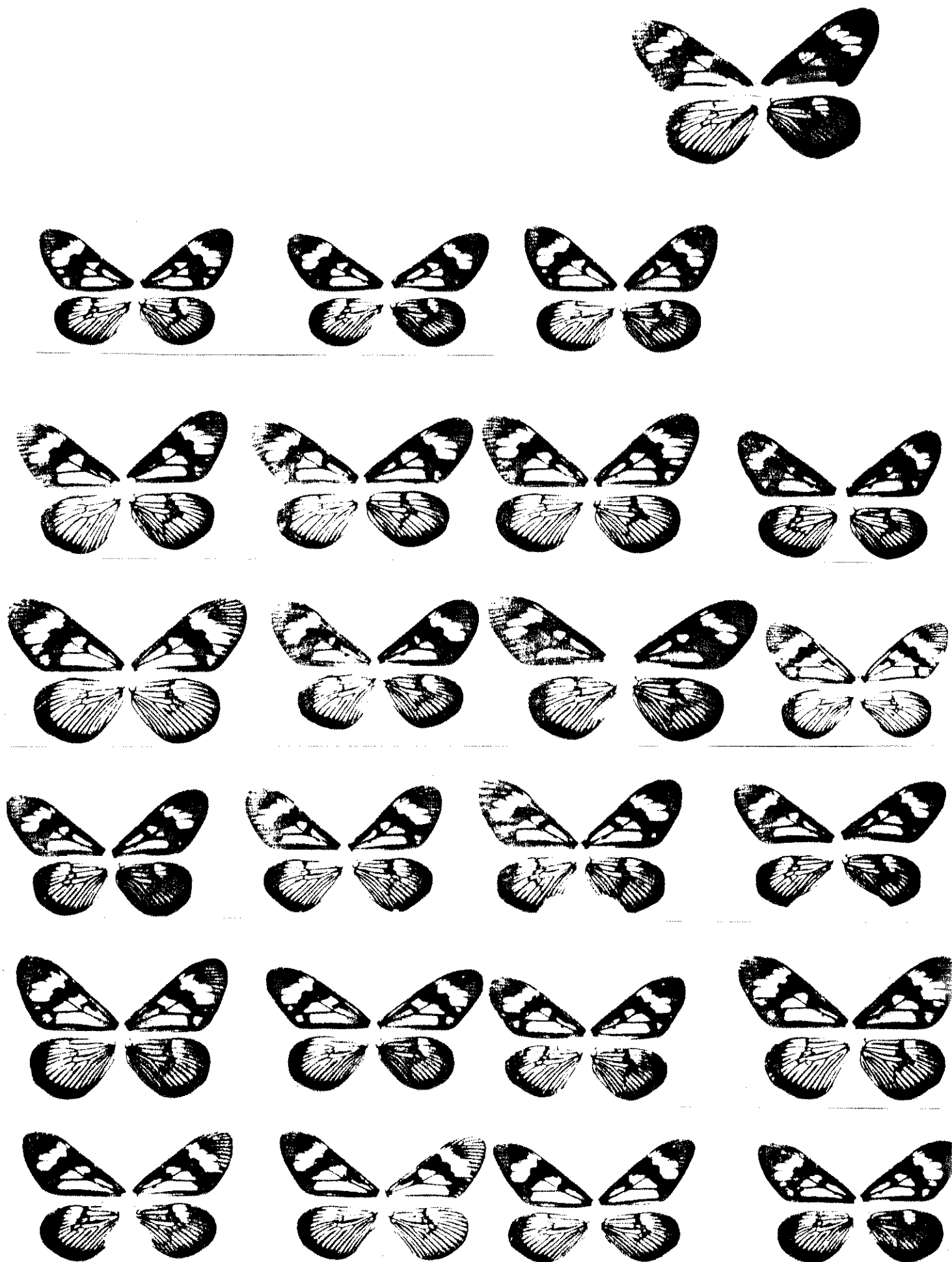


FIGURA 97

Variação do fenótipo alar em machos de Actinote carycina.

Lado esquerdo, face dorsal; lado direito, face ventral.

20 mm

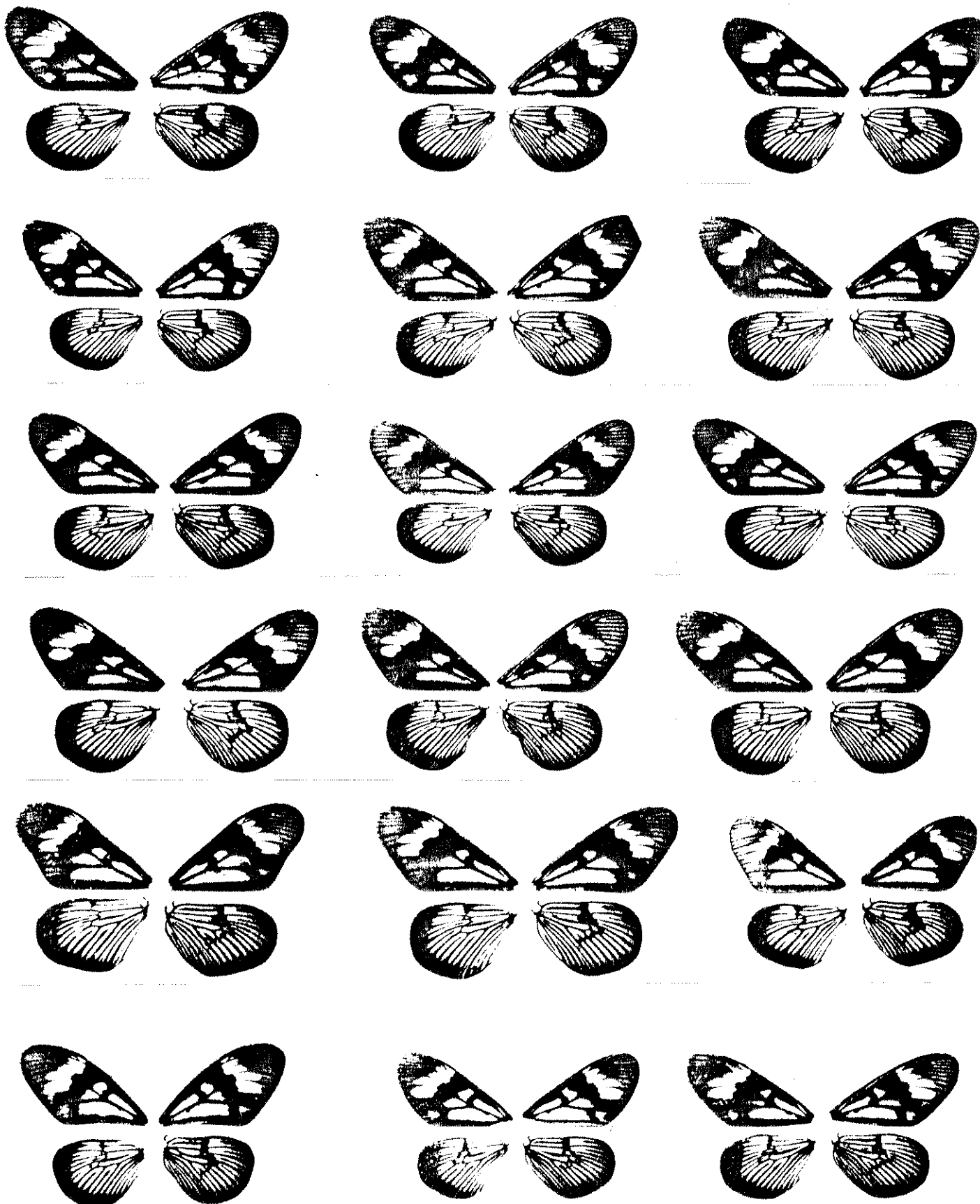


FIGURA 98

Variação do fenótipo alar em machos de Actinote pyrrha.

Lado esquerdo, face dorsal; lado direito, face ventral.

20 mm

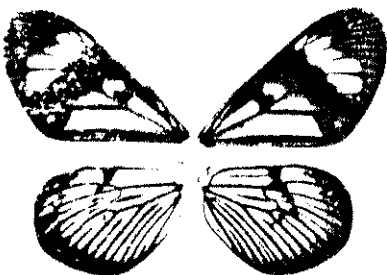
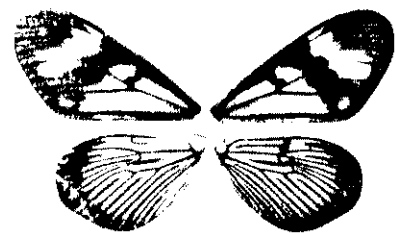
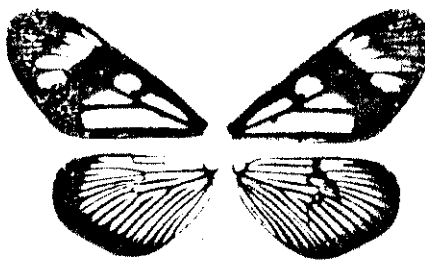
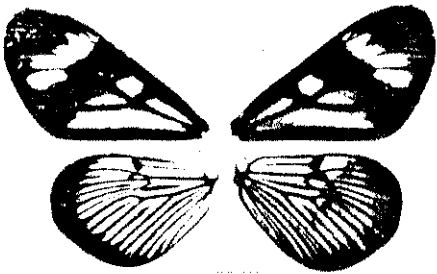
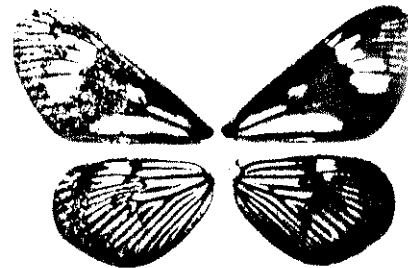
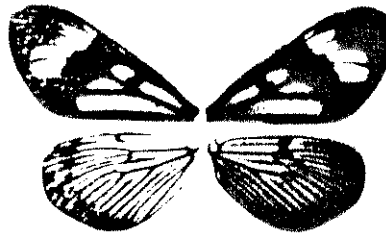
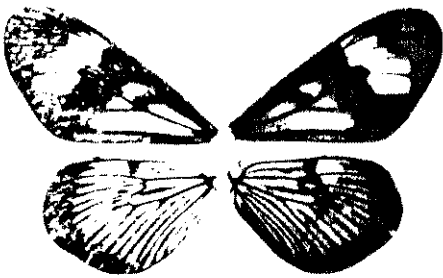
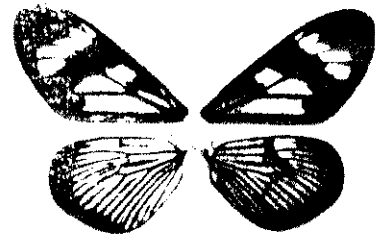
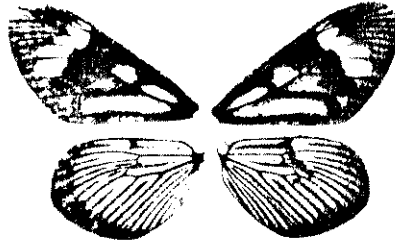


FIGURA 99

Núcleos de células de testículos de pupas de quatro espécies de Actinote.

A barra em cada foto representa 20 μ m.

- (A) A. pellenea
- (B) A. carycina
- (C) A. pyrrha
- (D) A. melanisans

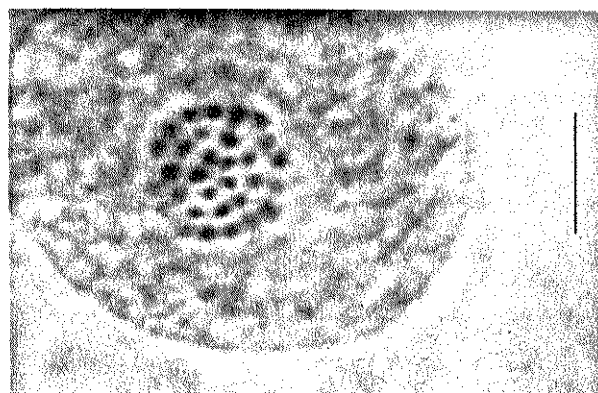
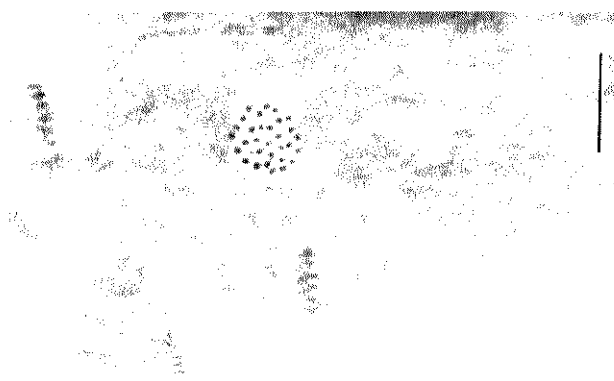
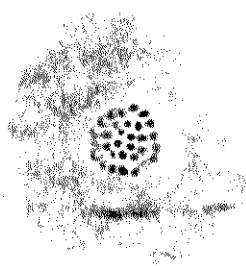
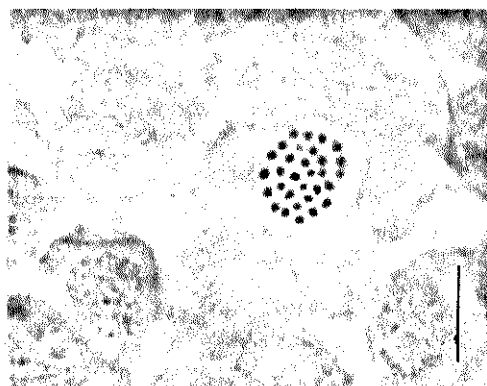


FIGURA 100

Predação de borboletas Actinote por aranhas.

(A-C) Teias de Nephila clavipes (L.) na serra do Japi, Jundiaí (SJAPI-SP) abril de 1986; (D) macho de A. canutia recém-eclodido predado ativamente por aranha tomisídea no brejo de São João das Palmeiras, Suzano (RBPAL-SP) em novembro de 1986; (E-F) adultos de Actinote carycina e A. genitrix, respectivamente, em teias de Nephila clavipes.



4. CONCLUSÕES.

1. Das populações de adultos de 13 espécies de Actinote do sul-sudeste do Brasil que puderam ser estudadas, 11 delas -- Actinote carycina, A. pyrrha, A. parapheles, A. melanisans, A. rhodope, A. genitrix, A. discrepans, A. alalia, A. surima, A. canutia e A. mamita -- apresentaram-se bivoltinas, com uma geração no verão e outra no outono. Duas espécies -- A. pellenea e A. notabilis -- comuns na região litorânea de São Paulo, podem ter respectivamente, até 8 e 3 gerações anuais, dependendo das condições climáticas do ano.

2. A espécie mais amplamente distribuída no sul-sudeste do Brasil foi A. pellenea, embora seja rara nas altitudes acima de 600 m.

3. São estenotópicas A. genitrix, A. rhodope e A. discrepans, que só são encontradas em ambientes florestados e com alta umidade embora junto com algumas das outras espécies que também são encontradas até em ambientes ruderais.

4. Em todas as espécies estudadas, mais de 90% da geração voa num período inferior a 30 dias.

5. Não há partição de habitat entre os adultos, mas parece existir uma assincronia entre as espécies ou grupos delas em um dado local, embora isso possa variar de ano para ano.

6. Em Actinote pellenea a média estimada da "sobrevivência real para adultos machos foi de 7 dias, sendo a mortalidade e/ou dispersão maiores entre indivíduos com até 2 dias de idade.

7. Para outras espécies, a longevidade máxima inferida para os adultos (nunca maior do que 30 dias) foi mais baixa que a observada em outros grupos de borboletas aposemáticas da Região Neotropical (BROWN & FRANCINI 1988b) e a observada para algumas espécies de acreíneos africanos (OWEN 1971; BALINSKY 1974; GUIBOT & PIERRE 1978).

8. Nas 12 espécies cujo ciclo de vida foi possível acompanhar, as plantas de alimento larval sempre foram da família Asteraceae.

9. Os adultos das espécies estudadas tendem a se concentrar próximos às fontes de néctar e/ou plantas de oviposição.

10. Nas famílias de larvas criadas em laboratório a razão-sexual dos adultos emergentes foi 1:1, mas na natureza os machos apresentaram-se mais abundantes na maioria das observações, indicando uma mortalidade diferencial ou uma dispersão nas fêmeas.

11. A protandria, com machos emergindo antes das fêmeas, foi a tática reprodutiva observada nas treze espécies estudadas.

12. As espécies de Actinote podem ser consideradas semélparas e r-estrategistas.

13. Em doze espécies estudadas o número médio de ovos por oviposição variou entre 200 e 300.

14. O estágio larval representa, em todas as espécies estudadas, mais de 80% do ciclo de vida.

15. Os locais que apresentaram maior diversidade em espécies de Actinote foram os situados nas Serras do Planalto Atlântico, onde existe uma grande variação qualitativa e quantitativa de recursos larvais e de adultos.

15. Alguns organismos mostraram-se potencialmente capazes de regular as populações de Actinote dependendo da densidade destas.

16. Todos os estágios das 13 espécies estudadas apresentaram-se cianogênicos.

17. Com os métodos utilizados, o glicosídeo cianogênico linamarina foi a única substância cianogênica detectada.

18. A seleção de parentesco seria a forma atuante em todos os estágios de Actinote na região estudada.

19. É possível que, devido as altas densidades de Actinote, algumas plantas utilizadas pelos adultos "criem" em torno de si

um espaço-livre-de-inimigos. As borboletas que estiverem nesta área terão pouca probabilidade de serem predadas ativamente.

20. A distribuição de polimorfismo sugere que a troca gênica entre colônias de A. pellenea é baixa, embora uma parte das fêmeas possa dispersar-se para longe de sua colônia natal. Neste caso, o efeito-do-fundador poderia ser uma alternativa para Actinote, dada à imprevisibilidade dos ambientes de borda colonizados por essas borboletas.

5. RESUMO.

Foram estudadas 13 espécies de Actinote da região de transição do Brasil subtropical: A. pellenea, A. carycina, A. pyrrha, A. notabilis, A. parapheles, A. discrepans, A. melanisans, A. rhodope, A. genitrix, A. surima, A. alalia, A. canutia e A. mamita.

São apresentadas chaves para identificação de adultos, larvas em primeiro e último estágio e pupas da maioria dessas espécies.

Onze dessas espécies -- Actinote carycina, A. pyrrha, A. parapheles, A. melanisans, A. rhodope, A. genitrix, A. discrepans, A. alalia, A. surima, A. canutia e A. mamita -- tiveram populações de adultos bivoltinas, com uma geração no verão e outra no outono. Duas espécies -- A. pellenea e A. notabilis -- comuns na região litorânea de São Paulo, podem ter até 8 e até 3 gerações anuais, respectivamente, dependendo das condições climáticas do ano e/ou do local. A. pellenea foi a espécie mais amplamente distribuída no sul-sudeste do Brasil, embora ela seja rara nas altitudes acima de 600 m. A. genitrix, A. rhodope e A. discrepans são estenotópicas sendo encontradas apenas em ambientes florestados e com alta umidade, junto com algumas das outras espécies que também são encontradas até em ambientes ruderais.

Em todas as espécies estudadas mais de 90% da geração de adultos voa num período inferior a 30 dias. Não há partição de habitat entre os adultos, mas parece existir uma assincronia entre as espécies ou grupos delas em um dado local, embora isso possa variar de ano para ano.

Em Actinote pellenea a média estimada da "sobrevivência real" para adultos machos foi de 7 dias, sendo a mortalidade e/ou dispersão maiores entre indivíduos com até 2 dias de idade. Para outras espécies observadas, a sobrevivência máxima inferida para os adultos nunca foi maior do que 30 dias, mais baixa que a

observada em outros grupos de borboletas aposemáticas da Região Neotropical (BROWN & FRANCINI 1988b) e a observada para algumas espécies de acreíneos africanos (OWEN 1971; BALINSKY 1974; GUIBOT & PIERRE 1978).

Nas 12 espécies acompanhadas por todo o ciclo de vida as plantas de alimento larval sempre foram da família Asteraceae. Os adultos tendem a se concentrar próximos a estas plantas tanto para buscar néctar quanto para colocar ovos.

Nas famílias de larvas criadas em laboratório a razão-sexual dos adultos emergentes foi 1:1. Na natureza os machos apresentaram-se mais abundantes que as fêmeas na maioria das observações, indicando uma mortalidade ou padrão de atividade diferencial ou uma dispersão nas fêmeas. A protandria foi a única tática reprodutiva observada. As espécies de Actinote podem ser consideradas semélparas e r-estrategistas. Em onze espécies estudadas o número médio de ovos por oviposição variou entre 200 e 300. O estágio larval representa, em todas as espécies estudadas, mais de 80% do ciclo de vida.

A maior diversidade em espécies de Actinote foi encontrada nas Serras do Planalto Atlântico, onde existe uma grande variação qualitativa e quantitativa dos recursos de larvas e de adultos.

Aranhas e moscas taquinídeas mostraram-se potencialmente capazes de regular as populações de Actinote dependendo da densidade destas.

Todos os estágios das 13 espécies estudadas apresentaram-se cianogênicos. Com os métodos utilizados, o glicosídeo cianogênico linamarina foi a única substância cianogênica detectada. Devido ao aposematismo e gregarismo, a seleção de parentesco deve ser atuante em todos os estágios de Actinote na região estudada.

Devido as altas densidades de Actinote, é possível que

algumas plantas utilizadas pelos adultos "criem" em torno de si um espaço-livre-de-inimigos. As borboletas que estiverem nesta área terão pouca probabilidade de serem predadas ativamente.

A distribuição de polimorfismo sugere que a troca gênica entre colônias de A. pellenea é baixa embora uma parte das fêmeas possa dispersar-se para longe de sua colônia natal. Neste caso, o efeito-do-fundador poderia ser uma importante alternativa para Actinote, dada a imprevisibilidade dos ambientes de borda colonizados por essas borboletas.

6. SUMMARY .

Thirteen species of Actinote from subtropical Brazil were studied: A. pellenea, A. carycina, A. pyrrha, A. notabilis, A. parapheles, A. discrepans, A. melanisans, A. rhodope, A. genitrix, A. surima, A. alalia, A. canutia and A. mamita. I present here identification keys for adults, first and last instar larvae and pupae of most species.

Eleven of these species presented bivoltinism in adult populations -- Actinote carycina, A. pyrrha, A. parapheles, A. melanisans, A. rhodope, A. genitrix, A. discrepans, A. alalia, A. surima, A. canutia and A. mamita -- with a generation in summer and ^{on}other in autumn. Two other species -- A. pellenea and A. notabilis -- which are common in the São Paulo coastal region, showed as many as eight and three annual generations, respectively, according to environmental conditions of the year and/or place. A. pellenea was the most widely distributed species in south-southeastern Brazil, although this species was rare above 600 m. of altitude.

A. genitrix, A. rhodope and A. discrepans are stenotopic, being found only in rainforest with high humidity, together with other species which can be found in open or disturbed environments.

In all species studied, more than 90% of the generation flies during less than 30 days. There is no habitat partitioning among adults, but there may exist an assynchrony between species or groups of them at a particular place. These phenomena may be modified from year to year.

In Actinote pellenea the estimated mean of "real survivorship" for adult males was 7 days and the mortality and/or dispersion greater in butterflies up to two days old. In other species the maximum survivorship inferred for imagines was never more than 30 days, lower than that observed in other groups of

aposematic butterflies from the Neotropical Region or in some species of African Acraeinae.

In twelve species whose life-cycle I observed the larval food-plants were in the family Asteraceae. The adults of Actinote tend to concentrate near these plants not only to drink nectar but also to lay eggs. In the clusters of sibling larvae reared in the laboratory the sex-ratio of the emergent adults was 1:1, but in the field the males were more abundant in the majority of observations. This indicates that there may exist a differentiated mortality, activity patterns or dispersal in the females. Protandry was the only reproductive tactic observed. The Actinote species may be considered semelparous and r-strategists. For the eleven species studied, the mean number of eggs laid per cluster was between 200 and 300. The larval stage represents, in all species studied more than 80% of the life-cycle.

The localities which showed highest diversity of Actinote species were located in mountainous plateaus where there is greatest qualitative and quantitative variation of the larval and adult resources.

Spiders and tachinid flies may be potential regulators of Actinote populations depending on density.

All stages of 13 species of Actinote were cyanogenic. The only substance associated with cyanogenesis was the cyanogenic glycoside linamarin. Due to aposematism and gregarism, kin selection should act on all stages of Actinote in the region studied.

Due to the high densities of Actinote, is possible that some plants used by the adults "form" around themselves an "enemy-free-space". The butterflies inside this area will have lower probability of being attacked by a non-specialized predator.

The distribution of polymorphism suggests that the gene flow between colonies of A. pellenaea is low, although some females may disperse far away from their native colony. In these situations the founder-effect may be important in Actinote, due to the imprevisibility of the border environments colonized ^{by} ~~for~~ these butterflies.

7. LITERATURA.

- AB'SABER, A. N. (1955) Contribuição à geomorfologia do litoral paulista. Rev. Bras. Geografia, 27(1):3-48.
- AB'SABER, A. N. (1965) A evolução geomorfológica in "A baixada Santista, aspectos geográficos" coord. A. de Azevedo. Cia Editora Nacional/EDUSP, SP, 1:49-66.
- ACKERY, P. R. (1984) Systematics and faunistic studies on butterflies in "The Biology of butterflies", edit. R. I. Vane-Wright & P. R. Ackery. Academic Press, London, pp. 3-21.
- ACKERY, P. R. (1988) Hostplants and classification: a review of Nymphalid butterflies. Biol. Journ. Linn. Soc., 33:95-203.
- AHMAD, S. (editor) (1983) Herbivorous insects. Host seeking behaviour and mechanisms. Academic Press, Orlando, Florida.
- ALMEIDA, R. F. [D'] (1922a) Notes sur quelques Lép. rhop. du Brésil. III. Les Actinote de Rio. Ann. Soc. ent. France, Paris, 91:229-235.
- ALMEIDA, R. F. [D'] (1922b) Mélanges lépidoptérologiques. Études sur les lépidoptères du Brésil. R. Friedländer & Sohn, Berlin.
- ALMEIDA, R. F. [D'] (1925) Quelques rectifications sur les Actinote de la partie orientale de l'Amérique du Sud (Lep. Rhop.). Ann. Soc. ent. France, Paris, 94:333-354.
- ALMEIDA, R. F. [D'] (1935a) Les Actinote de la partie orientale de l'Amérique du Sud. Ann. Acad. bras. Sci., R. Janeiro, 7:69-112.
- ALMEIDA, R. F. [D'] (1935b) Nota suplementar ao nosso artigo sobre o gênero Actinote Hübn.. Rev. Entomologia, RJ, 5:326-328.
- ALMEIDA, R. F. [D'] (1943) Algumas observações sobre o Actinote morio Oberthuer, 1917 (Lep. Heliconidae, Acraeinae). Papéis avulsos Dep. Zool., S. Paulo, 3(6):107-110.
- ALMEIDA, R. F. [D'] (1951) Uma nova espécie de Actinote do Sul do Brasil (Lep. Heliconiidae Acraeinae). Arq. Mus. Nac., RJ, 42:1-5.
- ALMEIDA, R. F. [D'] (1958) Ligeiras notas sobre alguns Actinote do sudeste do Brasil (Lep. rhop.). Bol. Mus. Nac., RJ, (NS), Zool., 178:1-7.
- ANGELY, J. (1970) Flora analítica e fitogeográfica do estado de São Paulo. Edições Phytton, SP., 5:893-1084.
- ARAUJO E SILVA, A. G. (editor) (1967-1968) Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Seus parasitas e predadores. Laboratório Central de Patologia Vegetal do Min. Agric., RJ.
- ATSATT, P. (1981) Lycaenid butterflies and ants: selection for enemy free space. Amer. Natur., 118(5):638-654.
- AZEVEDO, A. (Coord.) (1968) Brasil, a terra e o homem. I. As bases físicas. Cia. Editora Nacional, SP.

BALINSKY, B. I. (1974) Ten generations inbreeding of Acraea horta (L.) (Lepidoptera). J. ent. Soc. sth. Afr., 37(1):79-86.

BARROSO, G. M. (1947) Chave para determinação de gêneros indígenas e exóticos das Compositae no Brasil. Rodriguesia, 21:67-105.

BARROSO, G. M. (1950) Considerações sobre o gênero Eupatorium L.. Arch. Jardim Botânico, RJ, 10:13-116.

BARROSO, G. M. (1959) Mikaniae do Brasil. Arq. Jardim Botânico, RJ, 16:239-333.

BARROSO, G. M.; E. F. GUIMARÃES; C. L. F. ICHASO; C. G. COSTA & A. L. PEIXOTO (1978) Sistemática de angiospermas do Brasil. Volume 1. Livros Técnicos e Científicos S.A./ EDUSP, SP.

BARROSO, G. M.; A. L. PEIXOTO; C. L. F. ICHASO; C. G. COSTA; E. F. GUIMARÃES & H. C. LIMA (1984) Sistemática de angiospermas do Brasil. Volume 2. Imprensa Univ. da Univ. Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

BARROSO, G. M.; E. F. GUIMARÃES; C. L. F. ICHASO; C. G. COSTA & A. L. PEIXOTO (1986) Sistemática de angiospermas do Brasil. Volume 3. Imprensa Univ. da Univ. Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

BASE AÉREA DE SANTOS (1983) Dados climáticos de Vicente de Carvalho, Guarujá. Folha datilografada.

BASE AÉREA DE SANTOS (1984) Dados climáticos de Vicente de Carvalho, Guarujá. Folha datilografada.

BASE AÉREA DE SANTOS (1985) Dados climáticos de Vicente de Carvalho, Guarujá. Folha datilografada.

BEČAK, W. & J. PAULETE (1976) Técnicas de Citologia e Histologia. Livros Técnicos e Científicos Edit., Rio de Janeiro, 2 vols.

BENSON, W. W. (1971) Evidence for the evolution of unpalatability through kin selection in the Heliconiinae (Lepidoptera). Amer. Natur., 105:213-226.

BENSON, W. W. (1978) Resource partitioning in passion vine butterflies. Evolution, 32(3):493-518.

BENSON, W. W. & T. EMMEL (1973) Demography of gregariously roosting populations of the nymphaline butterfly Marpesia berania in Costa Rica. Ecology, 54(2):326-335.

BENSON, W. W., K. S. BROWN, JR. & L. E. GILBERT (1976) Coevolution of plants and herbivores: passion flower butterflies. Evolution, 29:659-680.

BIGARELLA, J. J. (1965) Subsídios para o estudo das variações do nível oceânico no quaternário brasileiro. An. Acad. Bras. Ci., 37 (supl):263-278.

BLAEDEL, W. J., D. B. EASTY, L. ANDERSON & T. R. FARRELL (1971) Potentiometric determination of Cyanide with an ion selective electrode. Application to cyanogenic glycosides in sudan grasses. Anal. Chem., 43(7):890-893.

- BLAS, L. (1955) Química toxicológica moderna. Aguillar, Madrid.
- BRAEKMAN, J. C., D. DALOZE & J. M. PASTEELS (1982) Cyanogenic and other glucosides in a Neo-Guinean bug Leptocoris isolata: possible precursors in its host-plant. Biochemical Systematics and Ecology, 10(4):355-364.
- BROWER, J. E. & J. H. ZAR. (1984) Field & laboratory methods for general ecology. Wm. C. Brown Publishers, Dubuque, XI + 226 pp..
- BROWN, K. S., Jr. (1972) The heliconians of Brazil (Lepidoptera: Nymphalidae). Part III. Ecology and Biology of Heliconius nattereri, a key primitive species near extinction, and comments on the evolutionary development of Heliconius and Eueides. Zoologica, N. Y., 57:41-69.
- BROWN, K. S., Jr. (1979) Ecologia geográfica e evolução nas florestas neotropicais. Tese de livre docência em ecologia, UNICAMP, Campinas.
- BROWN, K. S., Jr. (1981) The biology of Heliconius and related genera. Ann. Rev. Entomol., 26:427-456.
- BROWN, K. S., Jr. (1984a) Adult obtained pyrrolizidine alkaloids defend Ithomiine butterflies against a spider predator. Nature, London, 309(5970):707-709.
- BROWN, K. S., Jr. (1984b) Chemical ecology of dehydropyrrolizidine alkaloids in adult Ithomiinae (Lepidoptera: Nymphalidae). Rev. Bras. Biol., 44(4):435-460.
- BROWN, K. S., Jr. & W. W. BENSON (1974) Adaptive polymorphism associated with multiple Müllerian mimicry in Heliconius numata (Lep. Nymph.). Biotropica, 6(4):205-228.
- BROWN, K. S., Jr., A. J. DAMMAN & P. FEENY (1981) Troidine swallowtails (Lep. Papilionidae) in southeastern Brazil: natural history and foodplant relationships. J. Res. Lepid., 19(4):199-226.
- BROWN, K. S., Jr. & FRANCINI, R. B. (1987) Padrões de defesa química em borboletas cujas larvas vivem em plantas tóxicas: linamarina em acraeinae americanos. Resumos da IX Reunião Anual sobre evolução, sistemática e ecologia micromoleculares, Ribeirão Preto.
- BROWN, K. S., Jr. & FRANCINI, R. B. (1988a) Patterns of chemical defense in aposematic butterflies whose larvae feed on toxic plants: Linamarin synthesized by American Acraeinae. Mona Symposium, natural products & Medicinal chemistry, Mona, Jamaica.
- BROWN, K. S., Jr. & FRANCINI, R. B. (1988b) Cianogênese em acraeinae americanos (Lepidoptera: Nymphalidae) e padrões de defesa química em lepidópteros aposemáticos. Resumos do XV Congresso Brasileiro de Zoologia, Curitiba.
- BROWN, K. S., Jr. & O. H. H. MIELKE (1968) Lepidoptera of the Central Brazil Plateau. III. Partial list for the Belo Horizonte area showing the character of the southeastern "blend zone". J. Lepid. Soc., 22(3):147-157.

BROWN, K. S., Jr., J. R. TRIGO, R. B. FRANCINI, A. B. B. MORAIS & P. C. MOTTA (1988) Aposematic insects on toxic host plants: coevolutionary patterns at a chemically unstable interface in "Evolutionary Ecology of tropical Herbivores", edit. P. W. Price, W. W. Benson, G. W. Fernandes & T. M. Lewinshon.

BRUSSARD, P. F. (1971) Field techniques for investigations of population structure in a "ubiquitous" butterfly. J. Lep. Soc., 25:22-29.

BURMEISTER, H. (1878-79) Description physique de la République Argentine. Lépidoptères.

BURMEISTER, H. (1879) Briefliche mittheilungen. Stett. Ent. Zeitt., 40(1-3):194-195.

CHEW, F. S. (1977) Coevolution of pierid butterflies and their cruciferous foodplants. II. The distribution of eggs on potential foodplants. Evolution, 31:568-579.

CHEW, F. S. (1979) Community ecology and Pieris-crucifer coevolution. Jl. N. Y. ent. Soc., 87(2):128-134.

CHEW, F. S. (1980) Foodplant preferences of Pieris catterpillars (Lepidoptera). Oecologia, 46:347-353.

CHEW, F. S. (1981) Coexistence and local extinction in two Pierid butterflies. Amer. Natur., 118(5):655-672.

CONN, E. E. (1979) Cyanide and cyanogenic glycosides in "Herbivores. Their interaction with secondary plant metabolites" edit. G. A. Rosenthal & D. H. Janzen. Academic Press, NY., pp.387-412.

COSTA-LIMA, A. (1968) Catálogo dos insetos que vivem em plantas cultivadas do Brasil. Imprensa Nacional, RJ.

COURTNEY, S. P. (1981) Coevolution of pierid butterflies and their cruciferous foodplants. III. Anthocharis cardamines survival, development and oviposition on different hostplants. Oecologia, 51:91-96.

COURTNEY, S. P. (1982a) Coevolution of pierid butterflies and their cruciferous foodplants. IV. Crucifer apparency and Anthocharis cardamines oviposition. Oecologia, 52:258-265.

COURTNEY, S. P. (1982b) Coevolution of pierid butterflies and their cruciferous foodplants. V. Habitat selection, community structure and speciation. Oecologia, 54(1):101-107.

COURTNEY, S. P. (1984a) Habitat versus foodplant selection in "The Biology of Butterflies", edit. R. I. Vane-Wright & P. R. Ackery. Academic Press, London.

COURTNEY, S. P. (1984b) The evolution of egg clustering by butterflies and other insects. Amer. Natur., 123(2):276-281.

CULVENOR, C. C. J. (1978) Pyrrolizidine alkaloids: occurrence and systematic importance in Angiosperms. Bot. Notiser., 131:473-486.

CRANE, J. (1955) Imaginal behavior of a Trinidad butterfly, Heliconius erato hydra Hewitson, with especial reference to the social use of color. Zoologica, N. Y., 40:167-196.

- DAVIS, R. H. & A. NAHRSTEDT (1979) Linamarin and lotaustralin as the source of cyanide in Zygaena filipendulae L. (Lepidoptera). Comp. Bioch. Physiol., 64B:395-397.
- DAVIS, R. H. & A. NAHRSTEDT (1985) Cyanogenesis in insects in "Comprehensive insect physiology, biochemistry and pharmacology", edit. G. A. Kerkut & L. I. Gilbert. Pergamon Press, London, 11:635-654.
- DETHIER, V. G. (1959) Egg-laying habits of lepidoptera in relation to available food. Canadian Ent., 91:554-561.
- DOWDESWELL, W. H. (1971) Ecological genetics and biology teaching in "Ecological genetics and evolution. Essays in honour of E. B. Ford", edit. R. Creed. Blackwell Sci. Publ., Oxford, pp. 363-378.
- DUFFEY, S. S. (1981) Cyanide in arthropods in "Cyanide biology", edit. B. Vennesland, E. E. Conn, C. J. Knowles, J. Westey & F. Wissing. Academic Press, pp.385-414.
- EBERT, H. (1969) On the frequency of butterflies in Eastern Brazil, with a list of the butterfly fauna of Poços de Caldas, Minas Gerais. J. Lepid. Soc., 23(3):1-48.
- EHRlich, A. H. & P. R. EHRlich (1978) Reproductive strategies in the butterflies. I. Mating frequency, plugging and egg number. Journal Kansas Ent. Soc., 51(4):666-697.
- EHRlich, P. R. (1958) The comparative morphology, phylogeny and higher classification of butterflies. Kansas Univ. Sci. Bull., 39:305-370.
- EHRlich, P. R. & L. E. GILBERT (1973) Population structure and dynamics of the tropical butterfly Heliconius ethilla. Biotropica, 5(2):69-82.
- EHRlich, P. R. & P. H. RAVEN (1964) Butterflies and plants: a study in coevolution. Evolution, 18:586-608.
- EHRlich, P. R., A. L. LAUNER & D. D. MURPHY (1984) Can sex-ratio be defined or determined? The case of a population of checkerspot butterflies. Amer. Natur., 124(4):527-539.
- ELTRINGHAM, H. H. (1912) A monograph of the African species of the genus Acraea Fab., with a supplement on those of the oriental region. Trans. ent. Soc., London, 1912:1-374.
- ELTRINGHAM, H. H. & K. JORDAN (1913) Nymphalidae: subfam. Acraeinae in "Lepidopterorum Catalogus", edit. H. Wagner. W. Junk, Berlin, 11:1-65.
- EMDEN, H. F. (editor) (1973) Insect/plant relationship. The royal Entomological Society/ Blackwell Sci. Publ., London.
- EWING, G. W. (1972) Instrumental methods of chemical analysis. McGraw-Hill-Kogakusha, Tokio.
- FEENY, P., L. ROSENBERG & M. CARTER (1983) Chemical aspects of oviposition behaviour in butterflies in "Herbivorous insects", edit. S. Ahmad. Academic Press, Orlando, pp. 321-353.
- FEIGL, F. & V. ANGER (1972) Spot tests in organic analysis. Elsevier Publishing Co., N.Y..

- FEIGL, F. & V. ANGER (1973) Spot tests in inorganic analysis. Elsevier Publishing Co., N.Y..
- FISHER, R. A. & F. YATES (1971) Tabelas estatísticas para pesquisa em biologia, medicina e agricultura. Editora Polígono/EDUSP, SP.
- FORD, E. B. (1940) Polymorphism and taxonomy in "The new systematics", edit. J. Huxley. Claredon Press, Oxford.
- FORD, E. B. (1964) Ecological genetics. Methuen, London.
- FORD, E. B. (1980) Genética e adaptação. Edit. Pedagógica e Universitária/EDUSP, SP.
- FRANCINI, R. B. (1985) Ecologia de populações de Actinote do litoral de S. Paulo (Lepidoptera, Nymphalidae). Resumos do XIII Congr. Bras. Zoologia, Campinas.
- GALL, L. F. (1985) Measuring the size of lepidopteran populations. J. Res. Lepid., 24(2):97-116.
- GILBERT, L. E. & P. H. RAVEN (editores) (1975) Coevolution of animals and plants. Univ. Texas Press, Austin.
- GOSSARD, T. W. & R. E. JONES (1977) The effects of age and weather on egg-laying in Pieris rapae. J. appl. Ecol., 14:65-71.
- GUIBOT, R. & J. PIERRE (1978) Étude comparative des premiers états de deux espèces-jumelles de lépidoptères Acraeides: Acraea encedon L. et A. encedana J. Pierre. Bull. Soc. ent. France, 83:163-170.
- HAASE, E. (1893) Untersuchungen ueber die Mimicry. Bibliotheca Zoologica. Original -- Abhandlungen aus dem Gesamtgebiete der Zoologie. Stuttgart, 8(1):1-120.
- HANSON, F. E. (1983) The behavioural and neurophysiological basis of foodplant selection by lepidopterous larvae in "Herbivorous insects", edit. S. Ahmad. Academic Press, Orlando.
- HOLDREN, C. E. & P. R. EHRLICH (1982) Ecological determinants of food plant choice in the checkerspot butterfly Euphydryas editha in Colorado. Oecologia, 52:417-423.
- HORWITZ, W. (editor) (1965) Official methods of analysis of the Association of Official Agricultural Chemists. A.O.A.C., Washington.
- HOVANITZ, W. & V. C. S. CHANG (1963) Ovipositional preference tests with Pieris. J. Res. Lepid., 2:185-200.
- HOVANITZ, W. & V. C. S. CHANG (1964) Adult oviposition responses in Pieris rapae. J. Res. Lepid., 3:159-172.
- IBGE (1972) Carta do Brasil ao milionésimo. Atlas. Fundação IBGE, RJ, 46 mapas em escala 1:1.000.000.
- IBGE (1983) Atlas geográfico. FENAME/IBGE, RJ.
- ILSE, D. (1937) New observations on responses to colours in egg-laying butterflies. Nature, 140:544-545.

- JAENICKE, J. (1978) On optimal oviposition behaviour in phytophagous insects. Theor. Popul. Biol., 14:350-356.
- JOLY, A. B. (1970) Conheça a vegetação brasileira. Edit. Polígono/EDUSP, SP.
- JONES, D. A., J. PARSONS & M. ROTHSCCHILD (1962) Release of hydrocyanic acid from crushed tissues of all stages in the life-cycle of species of the Zygaeninae (Lepidoptera). Nature, London, 193:52-53.
- JONES, R.E. (1977) Movement patterns and egg distribution in cabbage butterflies. J. Anim. Ecol., 46:195-212.
- JONES, R. E., J. R. HART & G. D. BULL (1982) Temperature, size and egg production in the cabbage butterfly Pieris rapae L.. Aust. J. Zool., 30:223-232.
- JORDAN, K. (1910) New forms of the Acraeinae genera Planema and Actinote. Nov. Zool., Tring, 17:462-469.
- JORDAN, K. (1913a) Acraeinae in "Gross-Schmetterlinge der Erde, Fauna Americana", edit. A. Seitz. Stuttgart, 5:601-615.
- JORDAN, K. (1913b) Diagnosis of some American Acraeinae. Entomologist, London, 46:32-33.
- JORDAN, K. & H. H. ELTRINGHAM (1916) Lepidoptera Rhopalocera, Fam. Nymphalidae, subfam. Acraeinae in "Genera Insectorum", edit. P. Wytsman. Martinus Nijhoff, La Haye, 169:1-81.
- KERSHAW, K. A. (1964) Quantitative and dynamic ecology. Edward Arnold, London, 185 pp.
- LANBERT, J. L., J. RAMASAMY & J. V. PAULKSTELIS (1975) Stable reagents for the colorimetric determination of Cyanide by modified König reactions. Anal. Chem., 47(6):916-918.
- LANGERON, M. (1949) Précis de microscopie. Mason et Cie., Paris.
- LEITÃO-FILHO, H. F., C. ARANHA & O. BACCHI (1972) Plantas invasoras de culturas. Volume 1. Inst. Campineiro de Ensino Agrícola, Campinas.
- LÖFGREN, A. (1897) Flora paulista. I. Família Compositae. Bol. Comm. Geog. Geol., SP, 12:1-496.
- MACKAY, D. A. & M. C. SINGER (1982) The basis of an apparent preference for isolated host plants by ovipositing Euphydryas libye butterflies. Ecol. Entomol., 7:299-303.
- MARE, R. A. [de 1a] (1984) Dinâmica populacional e efeitos de endocruzamento em Heliconius erato phyllis. Dissertação de mestrado, Univ. Fed. do Rio Grande do Sul, P. Alegre.
- MARSHALL, G. A. K. (1902) Five year's observations and experiments on the Bionomics of South African Insects. Trans. Ent. Soc., Lond., 1902:287-584.
- MAYR, E. (1970) Principles of systematic zoology. McGraw Hill Book Co, Bombay.

MIELKE, O. H. H & M. CASAGRANDE (1986) Sobre os tipos da ordem Lepidoptera depositados em museus brasileiros. III. Nymphalidae (Danainae, Brassolinae, Morphinae, Satyrinae, Nymphalinae e Acraeinae), descritos por R. F. D'Almeida. Rev. Bras. Ent., 30(1):141-152.

MONTE, O. (1934) Borboletas que vivem em plantas cultivadas. Sec. Agric. Minas Gerais, Ser. Agrícola, 21:1-219.

MÜLLER, F. (1876) Einige Worte über Leptalis. Jenaische Zeits., 10:1-12.

MÜLLER, F. (1877) Ueber Haarpinsel, Filzflecke und ähnliche Gebilde auf dem Flügeln männlicher Schmetterlinge. Jenaische Zeits., 11:99-114.

MÜLLER, F. (1877-1878) Beobachtungen an Brazilianischen Schmetterlingen. 5. Acraea und die Maracujafalter als Raupen, Puppen und Schmetterlinge. Kosmos, 2:218-224.

MÜLLER, F. (1878a) Ueber die Vorteile der Mimicry bei Schmetterlingen. Zool. Anz., 1:54-55.

MÜLLER, F. (1878b) Notes on Brazilian entomology. Trans. Ent. Soc., London, 3(1878):211-223.

MÜLLER, F. (1878c) Pflanzengattungen, an denen mir bekannte Tagfalterraupen leben. Stett. Ent. Zeit., 39:296.

MÜLLER, F. (1879) On a remarkable case of mimicry of Eueides pavana with Acraea thalia. Trans. Ent. Soc. Lond., 1879:2.

MÜLLER, F. (1886) Sudamerikanische Nymphalidenraupen. Versuch einen natürlichen Systems der Nymphaliden. Zool. J. B., Syst., 1:417-418, est. 12-15.

NAHRSTEDT, A. (1985a) Biosynthesis and quantitative relationships of the cyanogenic glucosides linamarin and lotaustralin in genera of the Heliconiini (Insecta: Lepidoptera). Comp. Biochem. Physiol., 82B(4):745-749.

NAHRSTEDT, A. (1985b) Cyanogenic compounds as protecting agents for organisms. Pl. Syst. Evol., 150:35-47.

NAHRSTEDT, A. & R. H. DAVIS (1981) The occurrence of the cyanoglucosides, linamarin and lotaustralin, in Acraea and Heliconius butterflies. Comp. Biochem. Physiol., 68B:575-577.

NAHRSTEDT, A. & R. H. DAVIS (1983) Occurrence, variation and biosynthesis of the cyanogenic glucosides linamarin and lotaustralin in species of Heliconiini (Insecta: Lepidoptera). Comp. Biochem. Physiol., 75B(1):65-73.

NIMER, E. (1972) Climatologia da região sudeste do Brasil. Introdução à climatologia dinâmica. Rev. Bras. Geografia, RJ, 34(1):3-48.

OBERTHÜR, C. (1917) Le genre Actinote in "Études de Lepidopterologie Comparée.", 14:77-126.

ORFILA, R. N. (1964) Una plaga nueva para la Argentina: "la isoca espinosa del girasol", Actinote pellenea pellenea Hübner (Lep. Acraeidae). Idia, B. Aires, 193:41-48.

OWEN, D. F. (1970) Inheritance of sex-ratio in the butterfly Acraea encedon. Nature, 225:662-663.

OWEN, D. F. (1971) Tropical butterflies. Clarendon Press, Oxford.

OWEN, D. F. & D. O. CHANTER (1969) Population biology of tropical African butterflies. Sex-ratio and genetic variation in Acraea encedon. J. Zool., London, 157(1969):345-374.

PECSOK, R. L. & L. D. SHIELDS (1969) Modern methods of chemical analysis. Wiley International Edit., NY.

PETERSON, A. (1948) The catalogue of insect larvae. J. W. Edwards, Ann Arbor, Michigan.

PENZ, C. M. (1983) A critical evaluation of a taxonomic problem: the southeastern Brazilian Actinote Hübner, 1819 (Lep., Nymph., Acraeinae). Dissertação de bacharelado, Univ. Fed. Rio Grande do Sul, Porto Alegre.

PIANKA, E. R. (1978) Evolutionary ecology. Harper & Row, N.Y.

PIERRE, J. (1976) Polymorphisme et mimétisme chez deux espèces jumelles, Acraea encedon et Acraea encedana. (Lep. Acraeidae). Ann. Soc. ent. Fr. (N.S.), 12(4):621-638.

PIERRE, J. (1983) Systématique évolutive, cladistique et mimétisme chez les lépidoptères du genre Acraea. Tese de doutorado, Univ. Paris, 138 pp.

PINHEIRO, C. E. G. (1987) Dinâmica populacional e áreas de vida de Heliconius erato e Heliconius ethilla (Lepidoptera, Nymphalidae) em Campinas, SP. Dissertação de mestrado, UNICAMP, Campinas.

POSEY, D. A. (1986) Etnoentomologia das tribos indígenas da amazonia. Suma Etnobiológica Brasileira, 1:251-271.

POTTS, R. W. L. (1943) Systematic notes concerning American Acraeinae. I. (Lep. Nymphalidae). Pan Pacific Ent., S. Francisco, 19:31-32.

POTTS, R. W. L. (1944) Systematic notes concerning American Acraeinae. II. (Lep. Nymphalidae). Pan Pacific Ent., S. Francisco, 20:31-34.

RAUSHER, M. D. (1979) Egg recognition: its advantage to a butterfly. Anim. Behav., 27:1034-1040.

RAUSHER, M. D. (1980) Host abundance, juvenile survival and oviposition preferences in Battus philenor. Evolution, 34(2):342-355.

RAUSHER, M. D. (1981) Host selection by Battus philenor butterflies: the role of predation nutrition and plant density. Ecol. Monogr., 51(1):1-20.

RAUSHER, M. D. (1982) Population differentiation in Euphydryas editha butterflies: larval adaptations to different hosts. Evolution, 36(3):581-590.

ROBINS, D. J. (1982) The pyrrolizidine alkaloids. Fortschritte Chem.organ., NS, 41(1982):115-203.

ROBINSON, B. L. & R. M. KING

(1977) Eupatoriae -- systematic review in "The biology and chemistry of the Compositae", edit. J. B. Harborne & B. L. Turner. Academic Press, London, 2:437-486.

ROTHSCHILD, M. (1971) Speculations about mimicry with Henry Ford in "Ecological Genetics and Evolution: Essays in honour of E. B. Ford", edit. R. Creed.

Blackwell Sci. Publ., Oxford, pp. 202-223.

ROTHSCHILD, M. (1973) Secondary plant substances and warning colouration in insects in "Insect Plant relationship", edit. H. F. Emden. Symp. R. ent. Soc., London, 6:59-83.

ROTHSCHILD, M. (1976) Acraea andromache reared on a acyanogenic strain of Passiflora coerulea. Note of an exhibit. Proc. Royal Ent. Soc., London, 40:35.

ROTHSCHILD, M. (1981) The mimicroats must move with the times. Biol. J. Linn. Soc., 16:21-23.

ROTHSCHILD, M., R. J. NASH & E. A. BELL (no prelo) Cycasin in the endangered butterfly Eumaeus atala floridana. Phytochemistry, 25:1-2.

SCHOONHOVEN, L. M. (1973) Plant recognition by lepidopterous larvae in "Insect/plant relationship", edit. H. F. Emden. Blackwell Sci. Publ., London.

SCOTT, J. A. (1973) Mating of butterflies. J. Res. Lepid., 11:99-127.

SCOTT, J. A. (1985) The phylogeny of butterflies (Papilionoidea and Hesperioidea). J. Res. Lepid., 23(4):241-281.

SCRIBER, J. M. (1984) Nitrogen nutrition of plants and insect invasion in "Nitrogen in crop production", edit. D. Hawk. Am. Soc. Agron., Madison, Wisconsin.

SEIGLER, D. S. (1977) The naturally occurring cyanogenic glycosides. Prog. Phytochem., 4:83-120.

SEVERIN, H. H. P., H. C. SEVERIN & W. HARTUNG. (1915) The stimuli which cause the eggs of the leaf-ovipositing Tachinidae to hatch. Psyche, 1915:132-137.

SHAPIRO, A. M. (1981) The pierid red-egg syndrome. Amer. Natur., 117(3):276-294.

SINGER, M. C. (1971) Evolution of food-plant preference in the butterfly Euphydryas editha. Evolution, 25(2):383-389.

SINGER, M. C. (1982) Quantification of host preferences by manipulation of oviposition behaviour in the butterfly, Euphydryas editha. Oecologia, 52:224-229.

SINGER, M. C. (1984) Butterfly-hostplant relationships: host quality, adult choice and larval success in "The Biology of butterflies", edit., R. I. Vane-Wright & P. R. Ackery. Academic Press, London.

SMILEY, J. T. (1978) Plant chemistry and the evolution of host specificity: new evidence from Heliconius and Passiflora. Science, 201:745-747.

SNEDECOR, G. W. & W. G. COCHRAN (1976) Statistical methods.
The Iowa State Univ. Press., Ames, Iowa.

SOKAL, R. R. & F. J. ROHLF (1969) Biometry.
W. H. Freeman, S. Francisco.

SONDHEIMER, E & J. B. SIMEONE (editores) (1970) Chemical ecology. Academic Press, NY.

SOUTHWOOD, T. R. E. (1978) Ecological methods. With particular reference to the study of insect populations. Methuen, London.

STAMP, N. E. (1980) Egg deposition patterns in butterflies: why do some species cluster their eggs rather than deposit them singly ? Am. Nat., 115:367-380.

STANTON, M. L. (1982) Searching in a patchy environment: foodplant selection by Colias philodice butterflies. Ecology, 63(3):839-853.

TRIGO, J. R. (1987) Ecologia química da interação Ithomiinae (Lepidoptera: Nymphalidae) / Echitoideae (Angiospermae: Apocynaceae). Dissertação de mestrado, UNICAMP, Campinas.

TURNER, J. R. G. (1971) Studies of Mullerian mimicry and its evolution in burnet moths and heliconid butterflies in "Ecological genetics and evolution. Essays in honour of E. B. Ford". Blackwell Scient. Publ., Oxford, pp.224-259.

VANE-WRIGHT, R. I. & P. R. ACKERY (Editores) (1984) The biology of butterflies. Academic Press, London.

VASCONCELLOS-NETO, J. (1980) Dinâmica de populações de ithomiinae (Lep. Nymphalidae) em Sumaré, SP. Dissertação de mestrado, UNICAMP, Campinas.

WALTER, H. & H. LIETH (1960) Klimadiagram Weltatlas. Gustav Fischer Verlag, Jena.

WIKLUND, C. (1977) Oviposition, feeding and spatial separation of breeding and foraging habitats in a population of Leptidea sinapis (Lepid.). Oikos, 28:56-68.

WIKLUND, C. (1981) Generalist vs specialist oviposition behaviour in Papilio machaon and functional aspects on the hierarchy of oviposition preferences. Oikos, 36:163-170.

WIKLUND, C. & T. FAGERSTRØM (1977) Why do males emerge before females ? A hypothesis to explain the incidence of protandry in butterflies. Oecologia, 31:153-158.

WILLIAMS, K. S. & L. E. GILBERT (1981) Insects as selective agents on plant vegetative morphology: egg mimicry reduces egg laying by butterflies. Science, 212:467-469.

WILLIAMS, K. S., D. E. LINCOLN & P. R. EHRLICH (1983) The coevolution of Euphydryas chalcedona butterflies and their larval host plants. II. Maternal and host plant effects on larval growth, development, and food-use efficiency. Oecologia, 56:330-335.

WITTHOHN, K. & C.M.NAUMANN (1987) Cyanogenesis -- a general phenomenon in the lepidoptera ? J. Chem. Ecology, 13(8):1789-1809.