

Flávia Pellegatti-Franco

**ESTUDO DA HISTÓRIA NATURAL DO GRILO CAVERNÍCOLA *STRINATIA*
BREVIPENNIS (ENSIFERA: PHALANGOPSIDAE) EM LABORATÓRIO.**

Orientador: Prof. Dr. Pedro Gnaspini

**Dissertação apresentada ao Instituto de Biociências da
Universidade de São Paulo como parte dos requisitos
necessários à obtenção do título de Mestre em Zoologia**

São Paulo

- 1997 -

Dedico esta dissertação à minha mãe,
irmãos, ao Toninho e, em especial, à
memória de meu **PAI**.

AGRADECIMENTOS

Ao companheiro Toninho pelo apoio e muita compreensão;

Aos meus familiares pelo grande incentivo;

Ao Prof. Pedro Gnaspini pela orientação e paciência;

À Fundação Florestal (SP) pela autorização para visitar e coletar material no PEI;

À FAPESP, pela bolsa de estudo (processo 95/8827-1) e pela reserva técnica (processo 1996/8679-5);

Ao Prof Francisco de Assis G. de Mello pela enorme colaboração e identificação de grilos;

Ao Prof. Vanin pela autorização do uso do estereomicroscópio;

Aos membros da banca de meu exame de qualificação, Dr. Sérgio Vanin e Dr. Ricardo Pinto da Rocha;

Ao pessoal que assistiu a prévia do meu exame de qualificação: Soninha, Flávio, Renata e Lina;

Ao pessoal do PEI, em especial o Zé Floido, o Eliseu, o Luis, o Jair e a Rita pelo auxílio e amizade durante trabalho de campo;

À Biblioteca do IB, pelo auxílio;

À Ana Lúcia por receber-me em sua casa (em Botucatu) durante contato com pesquisador;

À Soninha pelas inúmeras ajudas com o Excel e companheira de viagem de campo;

Ao Flávio e Cristiano pelas coletas de material em campo;

À Dirce Maria por me acompanhar em trabalho de Campo;

À secretaria da Zoologia, principalmente à Abigail, pelos materiais concedidos;

Aos técnicos da Zoologia, em especial o Domingos por tantos pedidos atendidos;

A todos que, de alguma forma, colaboraram com este trabalho.

RESUMO

Este estudo foi realizado em laboratório entre fevereiro de 1995 e dezembro de 1997. Os grilos (*Strinatia brevipennis*) foram coletados de diversas cavernas do Parque Estadual Intervales, no Vale do Ribeira, SP, e mantidos no porão do Edifício Ernesto Marcus, Departamento de Zoologia do IBUSP para estudo da história natural da espécie.

Outra espécie de grilos (*Endecous itatibensis*) foi acompanhada devido a uma coleta acidental da mesma. As duas espécies foram mantidas separadamente, uma vez que a primeira não sobrevive em contato com a segunda.

A reprodução de *S. brevipennis* ocorreu com sucesso em caixas de isopor, principalmente no verão. A reprodução de *E. itatibensis*, por outro lado, ocorreu apenas entre indivíduos mantidos livremente na câmara de criação, onde observou-se grande sucesso reprodutivo, com várias gerações e uma grande população proveniente de apenas uma fêmea.

O período embrionário médio de *S. brevipennis* foi de 56 dias. O desenvolvimento pós-embrionário também foi acompanhado, onde observou-se provável variação no número de mudas (10 ou 11) antes de tornarem-se adultos.

A identificação de macho e fêmea é facilmente observada nos três últimos instares ninfais e nos adultos através do surgimento do ovipositor (para ambas espécies) nas fêmeas, e das tégminas no último instar ninfal para *S. brevipennis* e no penúltimo para *E. itatibensis* nos machos. As fêmeas são ápteras nas duas espécies estudadas.

A caracterização morfométrica mostra que os primeiros estágios da vida podem se confundir quanto às dimensões corporais para *S. brevipennis*. Nos últimos instares e adultos a caracterização torna-se mais facilitada através das medidas do comprimento do fêmur e da tíbia da perna III, e dos dimorfismos sexuais.

ABSTRACT

This study was conducted in laboratory between February 1995 and December 1997. The crickets (*Strinatia brevipennis*) have been collected in several caves from Parque Estadual Intervales, Ribeira Valley, São Paulo state. They were kept in a room in the basement of Edifício Ernesto Marcus, Departamento de Aologia IBUSP, to develop a study focusing their natural history.

Another species of crickets (*Endecous itatibensis*) was studied due to an accidental collection. The two species were maintained in different compartments because the first did not survive when in direct contact with the second.

Reproduction of *S. brevipennis* was successful inside boxes, mainly during summer. Reproduction of *E. itatibensis* was only successful when animals were kept freely inside the compartment, where a large reproductive success for several generations was originated from a single female.

S. brevipennis showed a mean period of embryonic development of 56 days. Post-embryonic development showed a variation of 10-11 molting events to achieve adulthood.

Telling males from females is an easy task during the last three nymphal stages and among adults because of the development of ovipositor among females of both species; and development of mesothoracic wings during the last nymphal stage of *S. brevipennis* or the penultimate nymphal stage of *E. itatibensis* among males. Females are wingless in both species.

Morphometric characterization showed that the first nymphal stages are hardly told from each other. Last stages and adults can be distinguished both from sexual dimorphisms and length of femur and tibia of leg III.

ÍNDICE

DEDICATÓRIA	i
AGRADECIMENTOS	ii
RESUMO	iii
ABSTRACT	iv
ÍNDICE	v
INTRODUÇÃO	1
MATERIAIS E MÉTODOS	6
Espécies Estudadas	6
Área de Estudo	6
Coleta e Transporte de <i>S. brevipennis</i>	8
Manutenção em Laboratório	9
Marcação	10
Observação do Comportamento Reprodutivo e do Desenvolvimento Pós-Embrionário ..	12
Caracterização Morfométrica	12
BREVE HISTÓRICO DA MANUTENÇÃO E ESTUDO NO LABORATÓRIO	13
ALIMENTAÇÃO E CANIBALISMO	15
REPRODUÇÃO E DESENVOLVIMENTO DE <i>STRINATIA BREVIPENNIS</i>	16
.....	
Comportamento Reprodutivo de	16
Oviposições, Nascimentos e Desenvolvimento Embrionário de <i>S. brevipennis</i>	20
Comparação entre Eclósões em Diferentes Substratos	20
Sucesso Reprodutivo <i>S. brevipennis</i>	27
Período de Desenvolvimento Embrionário de <i>S. brevipennis</i>	30
Desenvolvimento Pós-Embrionário de <i>S. brevipennis</i>	30

Caracterização Morfométrica do Desenvolvimento Pós-Embrionário de <i>S. brevipennis</i>	32
REPRODUÇÃO E DESENVOLVIMENTO DE <i>ENDECOUS ITATIBENSIS</i> 44	44
.....	
Comportamento Reprodutivo de <i>E. itatibensis</i>	44
Oviposições, Nascimentos e Desenvolvimentos Embrionário de <i>E. itatibensis</i>	44
Desenvolvimento Pós- Embrionário de <i>E. itatibensis</i>	48
Caracterização Morfométrica do Desenvolvimento Pós-Embrionário de <i>E. itatibensis</i> .	50
<i>STRINATIA</i> <i>BREVIPENNIS</i> X <i>ENDECOUS</i> <i>ITATIBENSIS</i> 56	56
.....	
CONCLUSÕES GERAIS	59
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	61

INTRODUÇÃO

Insetos são os animais terrestres mais abundantes e bem sucedidos, tendo-se adaptado aos ambientes mais variados. Dentre eles, os Ensifera representam um grande grupo, que inclui os "grilos" e as "esperanças". Possuem comunicação acústica e grande abundância, o que os torna bastante conspícuos e, com isso, objetos de estudo de diversos trabalhos de biologia. Os Ensifera originaram-se no Carbonífero, a 300 milhões de anos atrás (SHAROV, 1971), e estão representados atualmente por mais de 2600 espécies.

Podem variar de 100% herbívoros até grandes predadores; porém, a maioria é onívora (HUBER *et al.*, 1989). Assim como outros insetos hemimetábolos, desenvolvem-se desde o nascimento até a vida adulta por uma série de ínstar terminados por mudas. O número de mudas varia de 5 a 14 nas diversas famílias, podendo variar, inclusive, na mesma espécie (FUZEAU-BRAESH, 1975). A reprodução é sexuada e o pareamento é geralmente iniciado por chamado através do canto. Entretanto, em muitos gêneros ou famílias que formam pares acusticamente, existem algumas espécies com machos que não produzem som para chamar fêmeas. Estes podem apresentar comportamento agressivo e de corte altamente desenvolvidos, com utilização de sons, ou podem ser totalmente mudos (OTTE, 1977). Nas espécies mudas os machos podem possuir asas dianteiras com ou sem dentes estridulatórios, ou não possuírem asas.

Na maioria dos grilos, a fêmea posiciona-se sobre o dorso do macho durante a cópula (ALEXANDER, 1964). Em algumas espécies, entretanto, macho e fêmea posicionam-se opostamente, com as porções terminais em contato, permanecendo unidos pela porção terminal do abdômen (ALEXANDER & OTTE, 1967). A inseminação ocorre com a utilização de espermatóforos (HUBER *et al.*, 1989). A duração da cópula é muito variada entre as espécies e está relacionada ao tipo de produção do espermatóforo (KHALIFA, 1950; GABBUTT, 1954; MAYS, 1971; LOHER & RENICE, 1978; WALKER, 1984; SAKALUK, 1987). A postura de ovos inicia logo após a fêmea ter copulado (BOLDYREV, 1928). Um bom substrato para postura deve satisfazer várias condições, tais como oferecer proteção aos ovos, condições ótimas para seu desenvolvimento e material nutritivo suficiente para o jovem emergir (HUBER *et al.*, 1989). A maioria dos grilos (incluindo os Phalangopsidae) faz postura de ovos no solo, e possui ovipositor com uma haste longa e fina e uma ponta afiada em forma de lança. A fêmea testa a superfície do substrato com as peças bucais e através de batidas com o ovipositor. Quando a superfície está úmida, o ovipositor é inserido (DESTEPHANO *et al.*, 1982). Entretanto, a postura só será iniciada quando o ovipositor detectar maior umidade no interior do substrato; isto é, se a parte inferior do substrato estiver mais seca que a superficial, a postura não ocorrerá (AI & SASA, 1977; OHSAKI & AI, 1979). A inserção do ovipositor no solo é feita erguendo-se o corpo da fêmea com auxílio

das pernas posteriores (HUBER *et al.*, 1989). Alguns grilos ovipõem em matéria vegetal macia (Trigonidiidae) e possuem ovipositor com margem serreada, em forma de foice (INGRISCH, 1977). Os Oecanthidae fazem postura de ovos em matéria vegetal dura, como cascas de árvores ou arbustos (FULTON, 1915).

Dentre os diferentes tipos de ambientes em que são encontrados em todo o mundo, os grilos constituem um componente freqüente da fauna cavernícola. São citados em quase todos os trabalhos de levantamento faunístico, ao nível mundial, e estão representados por duas grandes famílias com distribuições geográficas diferentes. Os Rhabdophoridae (Gryllacridoidea) possuem distribuição principalmente tropical, tendo, porém, alguns representantes, considerados relictos, na fauna de florestas úmidas da Europa, América do Norte e Nova Zelândia (RAMPINI *et al.*, 1983). Os Phalangopsidae (Grylloidea) têm distribuição mundial, sendo particularmente diversificados em regiões neotropicais (DESUTTER-GRANDCOLAS, 1992a).

Por serem os mais comuns no Hemisfério Norte, onde os estudos com organismos cavernícolas são muito desenvolvidos, os Rhabdophoridae hipógeos têm sido amplamente estudados por vários autores. Dessa forma, desenvolveram-se trabalhos referentes a diversos aspectos de biologia, tais como: diferenças estruturais relacionadas com a idade dos indivíduos (DI RUSSO *et al.*, 1987; CARCHINI, DI RUSSO & SBORDONI, 1989, 1991), itens alimentares observados através de análise de conteúdo fecal (DI RUSSO *et al.*, 1991), ciclos de vida (TAUBER *et al.*, 1986; DI RUSSO *et al.*, 1987; MASAKI & WALKER, 1987; DI RUSSO, CARCHINI & SBORDONI, 1994), maturação de gônadas e comportamento copulatório (BENNET-CLARK, 1970, 1975; CADE, 1975, 1979, 1980; INGRISCH, 1977; CYR *et al.*, 1991; WALKER & WHITESELL, 1982; EVANS, 1983; CADE & WYATT, 1984; SAKALUK, 1987), desenvolvimento embrionário (BOUDOU-SALTET, 1980), mecanismos partenogenéticos (LAMB & WILLEY, 1989), biologia e ecologia (PARK & REICHLE, 1963; CAPOLONGO, 1965, 1966; NORTON, 1978; STUDIER & LAVOIE, 1990; CARCHINI, DI RUSSO & RAMPINI, 1991; STUDIER *et al.*, 1991), adaptação e especiação (ALLEGRUCCI *et al.*, 1987), genética (SBORDONI *et al.*, 1981, 1985, 1987), citogenética (DI RUSSO, VENANZETTI *et al.*, 1994), bioenergética e metabolismo (STUDIER, LAVOIE *et al.*, 1986, 1987; STUDIER, WARES *et al.*, 1987; STUDIER & LAVOIE, 1990), e ritmos biológicos (REICHLE, 1963; KASTBERGER, 1984).

Por outro lado, embora os Phalangopsidae sejam a família de Grylloidea mais diversificada e representativa da fauna neotropical (DESUTTER-GRANDCOLAS, 1992b), poucos são os trabalhos de biologia utilizando grilos cavernícolas dessa família. A maior parte restringe-se a citações em levantamentos faunísticos. Raros são aqueles que tratam de aspectos mais abrangentes, tais como sobre órgãos produtores de som (SINHA, 1979), sobre sistemática, filogenia e evolução

de cavernícolas (DESUTTER-GRANDCOLAS, 1993) e sobre comportamento reprodutivo (ALEXANDER, 1964; ALEXANDER & OTTE, 1967; DAMBACH & LICHTENSTEIN, 1978; BOAKE, 1984).

Nas cavernas brasileiras, foram registradas espécies de grilos pertencentes a quatro gêneros, todos Phalangopsidae (PINTO-DA-ROCHA, 1995): *Endecous*, coletado na Bahia, Ceará, Goiás, Mato Grosso, Pará, Paraná e São Paulo; *Phalangopsis*, em Minas Gerais e Pará; *Strinatia*, gênero monotípico, representado pela espécie *Strinatia brevipennis* Chopard (1970), registrado somente no Vale do Ribeira (SP/PR); e *Eidmanacris*, restrito às cavernas areníticas do Amazonas e de São Paulo. *Eidmanacris* havia sido registrado em diversas cavernas brasileiras; no entanto, como discutem GNASPINI & TRAJANO (1994), os grilos do Vale do Ribeira são na realidade *Strinatia brevipennis*.

Na condição de animais cavernícolas, deve-se lembrar que essas espécies estão condicionadas a características físicas especiais. Cavernas são totalmente desprovidas de luz e, conseqüentemente, não ocorre o desenvolvimento de organismos fotossintetizantes. Dessa forma, os recursos alimentares no meio hipógeo são quase exclusivamente importados do meio epígeo. A matéria orgânica chega ao interior das grutas por sumidouros, enxurradas, por animais que entram e saem das cavernas trazendo alimento do meio externo, e animais mortos, tanto acidentais quanto cavernícolas. O ecossistema cavernícola pode apresentar quatro zonas com diferentes características físicas (HOWARTH, 1979): (1) zona de entrada, ecótono entre os ambientes epígeo e hipógeo; (2) zona de penumbra, na qual a intensidade luminosa começa a diminuir progressivamente em direção ao interior da caverna; (3) zona de transição, onde o escuro é completo, porém ainda existe variação de temperatura; e (4) zona profunda, com escuro total e ambiente estável, com temperatura constante. Além disso, a umidade relativa do ar tende a ser alta, muitas vezes próxima ou igual à de saturação.

A fauna associada ao ambiente cavernícola é geralmente classificada em três categorias, de acordo com sua relação ecológico-evolutiva com o meio hipógeo (BARR, 1968). (1) Os troglóbios, animais restritos ao meio subterrâneo, são organismos que podem apresentar modificações relacionadas ao meio hipógeo, como redução total ou parcial dos olhos e pigmentação melânica, órgãos sensoriais mais desenvolvidos, adelgadamento da cutícula, e freqüentemente uma redução nas atividades metabólicas. (2) Os troglófilos são capazes de completar seus ciclos vitais tanto no meio epígeo como no hipógeo, podendo haver alguns representantes que transitem entre os dois ambientes, mantendo o fluxo gênico entre as populações. (3) Os troglóxenos são animais cavernícolas que podem permanecer por algum tempo no interior das grutas, mas precisam sair para o meio epígeo para completar suas atividades vitais, relacionadas principalmente com alimentação e reprodução.

S. brevipennis e *Endecous* spp. são troglófilos que podem ser encontrados desde a zona de entrada, até a mais profunda, variando sua distribuição hipógea nas diferentes regiões, sendo os últimos comuns em grutas de todo o Brasil (PINTO-DA-ROCHA, 1995). Segundo DESUTTER-GRANDCOLAS (1995), *Endecous* spp. são comuns também em outras cavernas neotropicais. TRAJANO & GNASPINI-NETTO (1991) discutiram as variações na distribuição de *Strinatia* e *Endecous* no Vale do Ribeira. Na maioria das grutas da região do Vale de Rio Betari, no Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), *Endecous* sp. ocorre por toda a caverna e *S. brevipennis* está restrita à região de entrada. No entanto, em outras cavernas, como é o caso das localizadas no Parque Estadual Intervales (PEI), *Endecous* sp. não está presente, e *S. brevipennis* acaba ocupando todo o ambiente cavernícola. Esses autores sugerem a possibilidade de que *S. brevipennis* seja menos eficiente na colonização de cavernas que *Endecous* sp., sendo excluídas das grutas onde estes últimos ocorrem. Entretanto, as relações ecológicas existentes entre os dois gêneros ainda não são muito claras.

Uma relação ecológica semelhante à encontrada para *S. brevipennis* e *Endecous* sp. foi observada em opiliões (GNASPINI, 1996). Segundo o autor, na ausência de *Goniosoma spelaeum*, espécie cavernícola amplamente distribuída em várias cavernas no Vale do Ribeira, algumas cavernas foram ocupadas por *G. proximum*, espécie amplamente observada no ambiente epígeo da região, mas nunca no hipógeo, salvo essas exceções. Entretanto, essas relações também não são claras.

Diferentes tipos de ciclos de vida têm sido observados em espécies de grilos cavernícolas pertencentes à família Rhabdophoridae, na Itália (CARCHINI, DI RUSSO & SBORDONI, 1989; CARCHINI, DI RUSSO & RAMPINI, 1991). Comparações entre populações de grilos de cavernas e populações de cavidades artificiais (construídas pelo homem), mostraram que há dois tipos distintos de ciclos de vida: 1) homodinâmico, com desenvolvimentos embrionário e pós-embrionário e períodos reprodutivos ocorrendo continuamente, e 2) heterodinâmico, com desenvolvimentos embrionário e pós-embrionário regulados por diapausas, e períodos reprodutivos restritos, afetados pela sazonalidade ambiental (CARCHINI, DI RUSSO & SBORDONI, 1991; DI RUSSO, CARCHINI & SBORDONI, 1994). Os autores compararam populações do gênero *Dolichopoda* encontradas em cavernas com populações do mesmo gênero de cavidades artificiais. Segundo esses autores, as espécies homodinâmicas mostram ausência de sincronismo sazonal entre indivíduos, tanto que, em qualquer época do ano, a frequência de idade é constante (distribuição multimodal). Esse tipo de ciclo de vida ocorre em áreas com regimes climáticos estáveis, com ausência de influências sazonais, assim como o ambiente de cavernas. Assemelha-se ao tipo de ciclo encontrado para espécies epígeas de regiões tropicais. Já as espécies heterodinâmicas são marcadas por sincronismo entre indivíduos em crescimento e período reprodutivo. Assim, a

variação de idade entre indivíduos é limitada (distribuição unimodal), isto é, a maioria dos indivíduos encontrados na população é adulta em determinados períodos e jovem em outras épocas do ano. Esse tipo de ciclo de vida ocorre em áreas com regimes climáticos instáveis, assim como o ambiente de cavidades artificiais italianas, e é fortemente afetado pela sazonalidade, o que é comum entre as espécies epígeas de regiões temperadas. O efeito sincronizante nos ciclos de vida dos grilos dessas regiões resulta em gerações bastante discretas, com poucos indivíduos. Essas gerações podem ser anuais (univoltinas), semestrais (bivoltinas) ou bianuais (semivoltinas). Espécies semivoltinas hibernam em um inverno na forma juvenil e no inverno seguinte como adultos ou ovos (MASAKI & WALKER, 1987). O controle de sazonalidade em grilos ocorre por mecanismos fisiológicos que se baseiam nas principais mudanças sazonais de fotoperíodos e temperaturas (TAUBER *et al.*, 1986).

S. brevipennis foi escolhida para o desenvolvimento deste trabalho por ser uma das espécies mais abundantes no Vale do Ribeira. Da literatura, é a única encontrada isoladamente de outros grilos no meio cavernícola, o que ocorre em cavernas do PEI (TRAJANO & GNASPINI-NETTO, 1991). Além disso, apesar da abundância da espécie e de sua importância no ambiente cavernícola, pouca atenção foi dada a ela até o momento.

Dessa forma, o principal objetivo deste trabalho foi acompanhar a história natural de *S. brevipennis* (espécie cavernícola) e de *E. itatibensis* (espécie epígea) em laboratório, com ênfase na primeira. Para isto, procurou-se observar o comportamento de cópula e postura de ovos, bem como um acompanhamento do desenvolvimento pós-embrionário, incluindo número, duração e caracterização morfométrica de cada estágio.

MATERIAIS E MÉTODOS

Espécies Estudadas

O estudo em laboratório envolveu a manutenção e observação de exemplares da espécie cavernícola *Strinatia brevipennis* Chopard, 1970, prioritariamente, e, como complemento, da espécie epígea *Endecous itatibensis* (Rehn, 1918).

Área de Estudo

O material utilizado de *S. brevipennis* foi coletado em dez cavernas calcárias distintas, todas localizadas no Parque Estadual Intervales (Figura 1). Essa espécie ocorre em toda a extensão dessas grutas, desde a zona de entrada até a mais profunda. Exceto quando indicado, as coletas foram efetuadas por toda a gruta.

A seguir serão apresentados uma breve descrição de cada gruta, seu código no Cadastro Nacional de Cavidades Naturais da Sociedade Brasileira de Espeleologia (SBE, 1991), e suas coordenadas geográficas.

- Gruta Colorida (SP - 129, 24° 16' 13" S, 48° 25' 09" W) - 1000m topografados até o momento; é percorrida em grande extensão pelo Ribeirão Água Comprida; possui duas entradas opostas. Coletas próximo de uma das entradas.

- Gruta da Santa (SP - 209, 24° 15' 56" S, 48° 26' 13" W) - 49m de desenvolvimento de galeria seca. Coletas na região mais profunda da gruta.

- Gruta do Tatu (SP - 233, 24° 16' 05" S, 48° 25' 03" W) - 32m de desenvolvimento, constituídos por uma galeria de rio (afluente do rio que passa na gruta Colorida) e uma galeria seca; possui três entradas.

- Toca dos Meninos (SP - 235, 24° 15' 47" S, 48° 24' 58" W) - 41m de desenvolvimento de galeria seca; possui duas entradas opostas.

- Gruta do Fogo (SP - 236, 24° 15' 49" S, 48° 25' 49" W) - 163m de desenvolvimento de galeria; é percorrida por um pequeno rio (provavelmente uma nascente do Ribeirão Água Comprida) somente em sua porção distal. Coletas na região mediana da gruta, próximo de blocos desmoronados.

- Gruta da Mãozinha (SP - 238, 24° 16' 10" S, 48° 26' 55" W) - 54m de desenvolvimento de galeria seca; localiza-se acima do sumidouro da Gruta do Fendão.

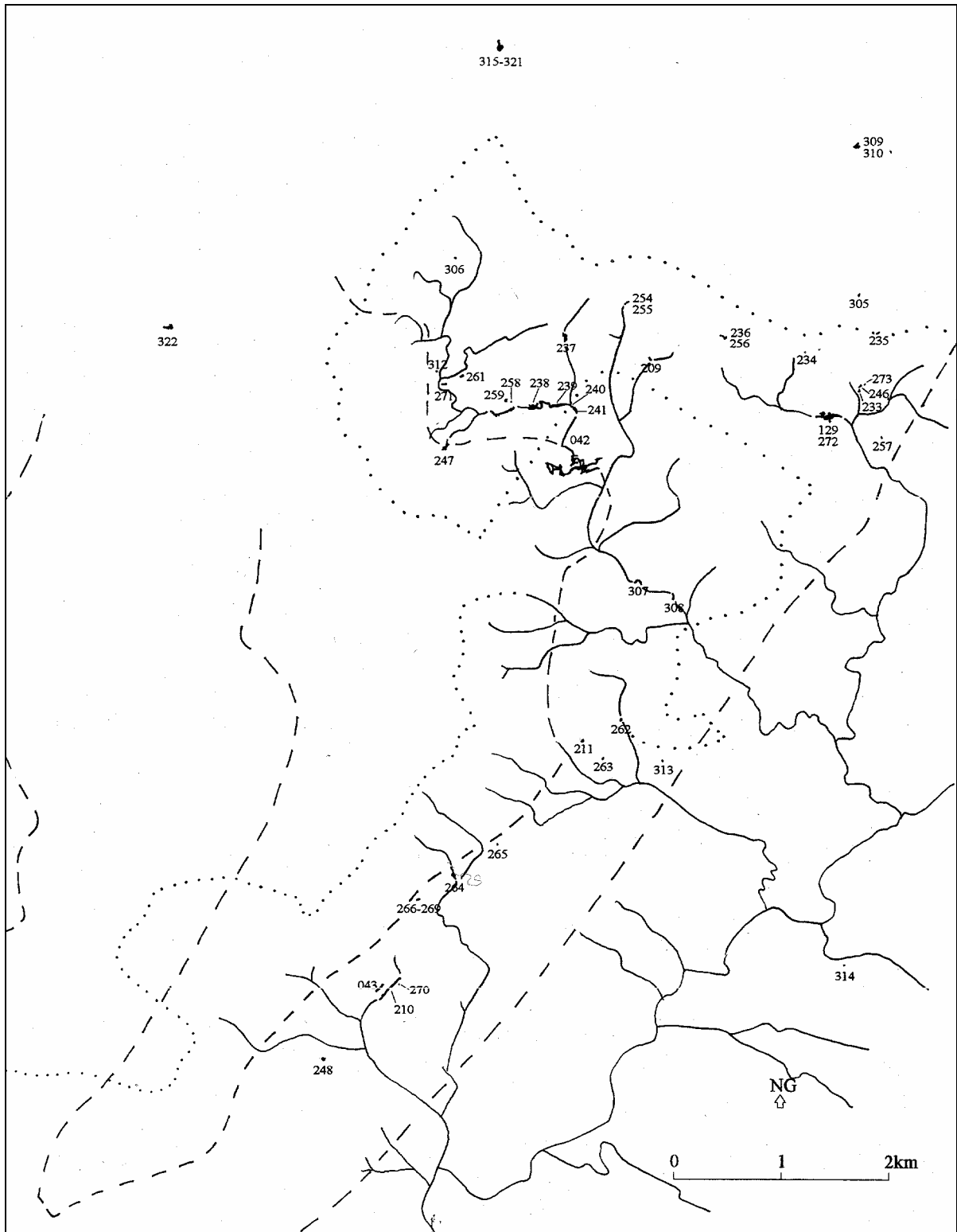


Figura 1 - Mapa hidrográfico com localização das cavernas no Parque Estadual Intervalas (PEI). Modificado de TRAJANO & GNASPINI (no prelo); = limite do PEI; ----- = limite da lente calcária. As cavernas estão indicadas pelo código no Cadastro Nacional das Cavidades Naturais da Sociedade Brasileira de Espeleologia (SBE, 1991) - ver texto para nomes e descrições.

- Gruta do Fendão (SP - 239, 24° 16' 11" S, 48° 26' 55" W) - 1120m de desenvolvimento, dos quais aproximadamente 400m são percorridos pelo Rio Bocaina; possui várias entradas. Coletas na Galeria das Pérolas, que é superior e seca e comunica-se com o rio através de um abismo.

- Gruta da Barra Bonita (SP - 271, 24° 16' 03" S, 48° 27' 24" W) - 162m de desenvolvimento; é percorrida em quase toda sua extensão por um pequeno afluente do Rio Bocaina; possui duas entradas opostas. Coletas próximo das entradas.

- Gruta do Fóssil Desconhecido (SP - 246, 24° 16' 04" S, 48° 25' 03" W) - 67m de desenvolvimento, com um pequeno lago na entrada.

- Toca Detrás (SP - 273, 24° 16' 04" S, 48° 25' 00" W) - 25m de desenvolvimento de cavidade seca. Coletas em espeleotemas (cortinas) na região mais profunda da gruta.

O material de *E. itatibensis* é proveniente de uma contaminação, como será descrito no item “Breve Histórico da Manutenção e Estudo no laboratório”.

Coleta e Transporte de *S. brevipennis*

As coletas foram feitas em seis viagens: em fevereiro de 1995, nas Grutas da Santa, do Fogo e na Toca dos Meninos (F. Pellegatti-Franco & S. Hoenen - 5 machos e 4 fêmeas); em agosto de 1995, na Galeria das Pérolas (Gruta do Fendão - F. Pellegatti-Franco & P. Gnaspini - 4 machos e 10 fêmeas); em abril de 1996, nas Grutas Colorida, da Barra Bonita e na Toca dos Meninos (F. Pellegatti-Franco, P. Gnaspini & S. Hoenen - 5 machos adultos, 3 fêmeas adultas e 11 fêmeas subadultas); em setembro de 1996, nas Grutas Colorida, da Santa, da Mãozinha, do Fóssil Desconhecido e nas Tocas dos Meninos e Detrás (F. Pellegatti-Franco & D. M. Pellegatti-Franco - 5 machos e 18 fêmeas); em março de 1997, na Galeria das Pérolas e na Gruta do Tatu (S. Hoenen & P. Gnaspini - 12 machos adultos, 2 machos subadultos, 11 fêmeas adultas e 6 fêmeas subadultas).

Os exemplares foram capturados vivos e colocados individualmente em frascos de plástico fechados (dimensões: 9cm de comprimento x 6cm de largura x 3cm de altura). Cada frasco foi suprido com um pedaço de papel higiênico úmido, colocado no fundo, para manter a umidade relativa próxima de 100%, e aveia em flocos para servir de alimento durante o transporte. Os frascos foram colocados em uma caixa de isopor contendo gelo, visando manter a temperatura baixa o suficiente para diminuir o metabolismo dos animais. Isso implica na diminuição da atividade, evitando a ocorrência de danos, como sugerem LAMB & WILLEY (1987). Entre os

frascos contendo grilos e o gelo, foram colocados alguns frascos vazios para que ocorresse a separação entre os animais e o gelo, evitando o congelamento e conseqüente morte.

Os indivíduos foram escolhidos de acordo com o tamanho, na tentativa de capturar apenas adultos e ninfas em último estágio. O sexo pode ser facilmente identificado a partir de determinada idade devido à presença de um grande ovipositor entre os cercos abdominais das fêmeas e das asas reduzidas dos machos (ver Figuras 3 e 5, págs 11 e 18). As fêmeas dessa espécie são ápteras.

Houve uma preferência para coletar um maior número de fêmeas que de machos devido à probabilidade de coletar fêmeas previamente ovígeras (que poderiam proceder à postura de ovos após curto tempo no laboratório), e ao fato de que cada macho pode copular com várias fêmeas, aumentando a probabilidade de nascimentos no laboratório.

Manutenção em Laboratório

Os animais foram mantidos no laboratório localizado no Departamento de Zoologia do Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, em uma câmara escura que tenta reproduzir as condições do ambiente cavernícola. Esta (Figura 2) foi construída no porão do Edifício Ernesto Marcus para desenvolver trabalho anterior sobre opiliões (GNASPINI, 1993). A câmara foi construída nos fundos de uma sala de aproximadamente 4m x 2m, ocupando aproximadamente metade desse espaço (2m x 2m). Blocos de cimento dividem a câmara longitudinalmente, em duas iguais, fechadas, à frente, acima por parede e abaixo por portas. Uma porta abre-se para cada câmara, sendo vedada com espuma em suas laterais impedindo a entrada de luz e de outros animais, que poderiam interferir no experimento. Como substrato foi utilizada uma camada de aproximadamente 10 cm de areia em cada câmara, para que as fêmeas pudessem depositar seus ovos. A areia foi umedecida, inicialmente, uma vez por semana para manter a umidade relativa próxima de 100%, como ocorre no ambiente natural desses organismos, passando a ser umedecida apenas uma vez por mês no decorrer dos experimentos devido ao excessivo acúmulo de fungos no interior das câmaras no início do estudo. *S. brevipennis* foi mantida na câmara II e *E. itatibensis* na câmara I.

Alguns indivíduos foram mantidos soltos no compartimento, para proliferarem livremente, enquanto outros foram mantidos, isoladamente ou em grupos, em caixas de isopor com capacidade de 12 litros cada. A parte central da tampa das caixas foi removida e substituída por tela por onde se podia observar os animais. Além disso, a tela permitia a renovação do ar no interior dos recipientes. Esses organismos mantidos em caixas isoladas foram utilizados nos estudos comportamentais de corte e cópula e acompanhamento de postura de ovos e eclosão.

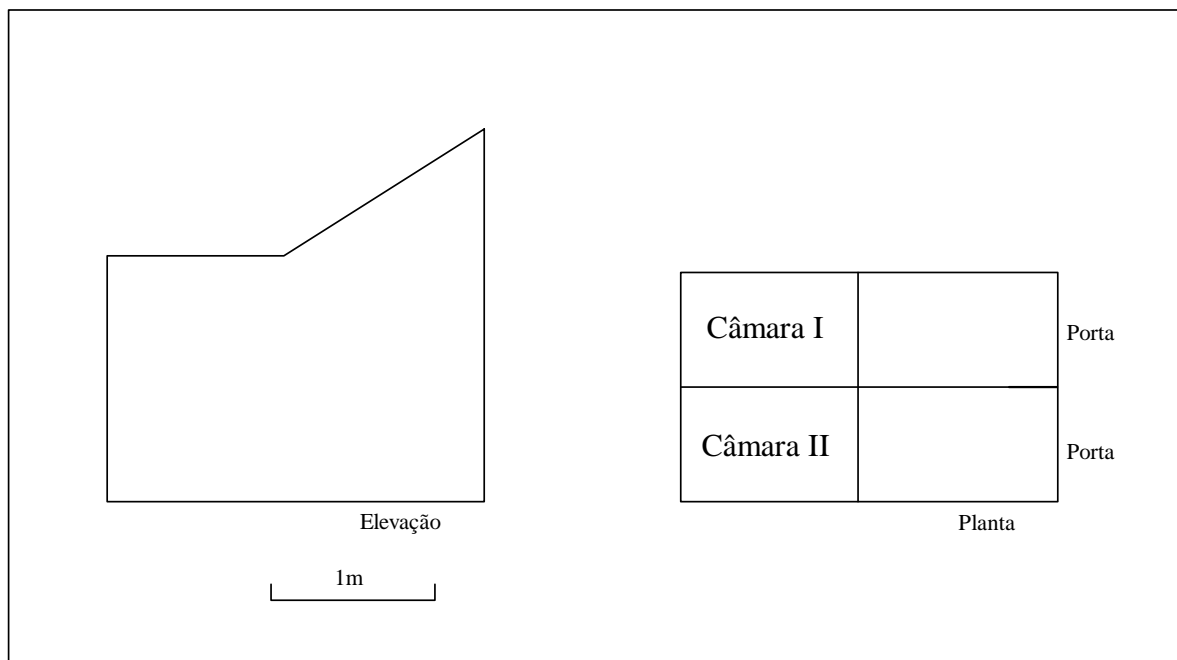


Figura 2 - Elevação e planta do compartimento utilizado para criação de grilos, construído no porão do Edifício Ernesto Marcus, Departamento de Zoologia do Instituto de Biociências - USP.

Os animais (tanto os separados em caixas quanto os livres) foram supridos com alimentação constante e abundante. A base da alimentação foi ração de peixe, podendo ser acompanhada de aveia, legumes e verduras cruas. Para complementação de proteínas, necessárias principalmente durante as mudas, um pedaço de queijo foi dissolvido na água fornecida aos animais, segundo proposta de LAMB & WILLEY (1987).

A cada muda, parte do material foi fixada em álcool a 70% para estudos de morfometria, e parte foi mantida viva e marcada para estudos de desenvolvimento pós-embrionário e comportamento.

Marcação

A cada muda, alguns exemplares foram marcados com tinta para aerodelismo, visando auxiliar na detecção da ocorrência de muda, evidenciada pela perda da marca. Outros foram marcados para permitir identificação individual em estudos do comportamento. Os exemplares jovens mais desenvolvidos e os adultos tiveram marcas individuais através de combinações de cores feitas na região dorsal do animal, englobando o tórax e a parte proximal do abdômen (Figura 3). Os jovens menores receberam uma gota de tinta na região dorsal, com utilização de um estilete de ponta fina.



Figura 3 - Foto de uma fêmea adulta de *S. brevipennis*, mostrando as marcas feitas em combinações de cores e indicações das partes do corpo submetidas às medidas para caracterização morfométrica. la = largura da cabeça; c = comprimento da cabeça; pr = pronoto; fe1, fe2 e fe3 = fêmur das pernas I, II e III; ti1, ti2 e ti3 = tíbia das pernas I, II e III; ta1, ta2 e ta3 = tarso das pernas I, II e III; ce = cerco abdominal; ov = ovipositor.

Observações do Comportamento Reprodutivo e do Desenvolvimento Pós-Embrionário

Na tentativa de observar o comportamento reprodutivo (corte e cópula), machos e fêmeas foram mantidos em caixas de isopor separados por longos períodos, e, posteriormente, agrupados em casais em recipientes com espaço restrito. Neste, foi colocada uma placa de Petri com substrato (algodão, areia ou vermiculita) para receber a postura dos ovos. Essas variações de substrato visaram testar qual permitiria a maior quantidade percentual de nascimentos durante os experimentos. No caso de *E. itatibensis*, foram distribuídas placas contendo vermiculita na câmara I, mantidas por algum tempo para obtenção de posturas de ovos.

As placas de Petri com ovos foram mantidas em caixas de isopor separadas para aguardar eclosão. Ovos colocados em algodão foram mantidos no mesmo substrato ou transferidos para placas com areia.

O número de ovos encontrados em cada postura foi contado e denominado, neste trabalho, de “esforço reprodutivo”. A quantidade percentual de eclosões observada de cada postura foi calculada e denominada “rendimento reprodutivo”.

A partir dos emergidos dos ovos, a cada muda, jovens foram mantidos em caixas contendo, no máximo, cinco indivíduos, nascidos no mesmo dia e provenientes da mesma postura.

Caracterização Morfométrica

Visando efetuar um estudo detalhado, o material fixado em álcool a 70 % foi medido em laboratório, com um paquímetro de 6 polegadas (Mitutoyo) e, no caso dos indivíduos menores, sob estereomicroscópio (Wild M5A) contendo uma ocular com escala milimétrica. Foram efetuadas, sempre que possível, medidas de comprimento de fêmur, tíbia e tarso de cada perna (pernas I, II e III); cercos abdominais; pronoto; asa; ovipositor; e comprimento e largura da cabeça (Figura 3) em vários indivíduos de cada estágio pós-embrionário. Os apêndices utilizados para as medidas foram preferencialmente os do lado esquerdo dos animais.

As medidas do corpo total dos animais não foram feitas, devido ao abdômen ser uma estrutura variável em tamanho, de acordo com a quantidade de alimento ingerida por cada exemplar.

BREVE HISTÓRICO DA MANUTENÇÃO E ESTUDO NO LABORATÓRIO

Com a finalidade de testar o método de marcar grilos cavernícolas com tinta para aerodelismo, 9 exemplares (5 machos e 4 fêmeas) foram coletados nas Grutas da Santa, do Fogo e na Toca dos Meninos, em fevereiro de 1995.

Apenas uma semana após a chegada dos grilos ao laboratório, um indivíduo jovem foi encontrado, e, em apenas 5 meses, a população habitando o laboratório totalizava 200 grilos, incluindo desde ninfas de primeiro estágio, até indivíduos adultos nascidos no laboratório, além de alguns exemplares sobreviventes coletados nas cavernas.

Notou-se, no entanto, uma variação de coloração nos indivíduos do laboratório, admitindo-se a presença de duas espécies. Assim, esses indivíduos foram fixados em álcool a 70% e foi planejada nova coleta, em uma única gruta, para garantir tratar-se de uma só espécie. Posteriormente, notou-se que a segunda espécie pertencia ao gênero *Endecous*, não registrado até o momento nas cavernas do PEI (TRAJANO & GNASPINI-NETTO, 1991; GNASPINI & TRAJANO, 1994). Com isso, nessa nova coleta várias grutas foram visitadas (incluindo as três de onde foi coletado o material da primeira viagem) e os exemplares cuidadosamente examinados para verificar a presença de *Endecous* sp. No entanto, isso não ocorreu; ou seja, corroborou-se a idéia de que somente *S. brevipennis* está presente nessas grutas. Inclusive, essa espécie de *Endecous* também não foi coletada fora das grutas do PEI nas viagens subseqüentes.

Para proceder à identificação da espécie de *Endecous* no laboratório, quatro casais de animais foram levados vivos para o Instituto de Biologia da UNESP, Campus de Botucatu em novembro de 1996 para exame pelo Dr. F. A. G. Mello. Comparando-se o canto e a genitália do macho, a espécie foi identificada como *Endecous itatibensis* (Rehn, 1918).

Através de análise do material fixado em álcool a 70%, foi possível notar que (1) os primeiros indivíduos nascidos no laboratório eram de *E. itatibensis*, sendo esta, então, a espécie com, aparentemente, “um ritmo reprodutivo acelerado”; (2) na verdade, a reprodução de *S. brevipennis* foi quase nula no período experimental, pois havia poucos indivíduos dessa espécie no material fixado; (3) não havia indivíduos de *E. itatibensis* dentre os coletados nas grutas, ou seja, dentre os coletados no laboratório após a primeira viagem o(s) indivíduo(s) que deu (deram) origem à população do laboratório foi (foram) perdido(s) (isto é, morreu (morreram) e deve(m) ter sido comido(s) por outros animais).

E. itatibensis já foi registrada em Itatiba, Botucatu, grande São Paulo e Tapiraí (F. A. G. Mello, com. pess.). Dessa forma, a contaminação ocorreu de duas formas alternativas: ou pelo menos uma fêmea ovada dessa espécie foi capturada em uma das três grutas (Fogo, Santa ou

Meninos) e ao chegar ao laboratório realizou postura imediatamente, e seus ovos tiveram um desenvolvimento embrionário muito rápido (uma semana); ou uma fêmea, vinda do entorno do Edifício Ernesto Marcus, invadiu a câmara I do laboratório, efetuando sua postura um pouco antes do início deste estudo, uma vez que o tempo de eclosão observado nesse período foi muito curto comparado ao registrado posteriormente (ver item “Oviposições, Nascimentos e Desenvolvimento Embrionário de *E. itatibensis*”). Assim, sua ocorrência na região do Parque Estadual Intervales ainda não foi confirmada.

Uma vez que *E. itatibensis* dominou totalmente o ambiente do laboratório, pode ser que o desaparecimento total de *S. brevipennis* estivesse relacionado com a presença da outra espécie, pois as relações ecológicas existentes entre espécies desses gêneros não são muito claras, como tratado anteriormente. Assim, para evitar o contato entre os dois gêneros, cada espécie foi mantida em cada câmara. Para tal: (1) foi adicionada massa corrida na parede que separa as duas câmaras escuras para que todas as frestas fossem bem vedadas e trocadas as portas e suas vedações; (2) toda a areia contida como substrato na câmara II foi removida e levada para uma estufa a 50°C durante aproximadamente 106 horas, para matar os ovos de *E. itatibensis* que possivelmente já estivessem no substrato (o que se mostrou eficiente); e (3) essa areia foi recolocada na câmara II, umedecida, e indivíduos de *S. brevipennis*, coletados na terceira viagem, acondicionados nessa câmara. *E. itatibensis* continuou sendo mantida na câmara I.

Dessa forma, além do estudo de *S. brevipennis*, planejado inicialmente, o presente trabalho também incluiu eventuais observações sobre *E. itatibensis*.

Deve-se ressaltar que, durante a viagem realizada em setembro de 1996 para verificação da ocorrência de *E. itatibensis* no PEI, foram coletados 2 exemplares de uma terceira espécie de grilos na Toca dos Meninos. Esses exemplares foram fixados e enviados a F. A. G. Mello que os identificou como pertencentes a uma espécie de *Eidmanacris*, gênero não registrado anteriormente na região. Devido à pequena extensão da Toca dos Meninos, essa coleta deve ser encarada como um registro acidental do gênero em cavernas do Vale do Ribeira.

ALIMENTAÇÃO E CANIBALISMO

Foram observados, em algumas ocasiões, indivíduos alimentando-se de ração e dos legumes oferecidos no laboratório. Tanto *S. brevipennis* como *E. itatibensis* utilizam os palpos labiais e maxilares para a manipulação dos alimentos, mastigando, então, com as mandíbulas.

Em várias ocasiões foram encontrados indivíduos de ambas as espécies parcialmente comidos; em outras, indivíduos desapareceram das caixas de criação. Assim, conclui-se que foram comidos pelos coespecíficos. Quanto a *S. brevipennis*, não se pode afirmar se os indivíduos foram comidos após mortos ou se foram predados. No caso de *E. itatibensis* foi observada a predação de um animal moribundo. Além disso, diversos animais mortos foram encontrados intactos com os demais, indicando que estes aparentemente não se interessam em se alimentar daqueles. Isso ocorreu também com *S. brevipennis*. Assim, pelo menos no caso de *E. itatibensis*, a utilização de coespecíficos como alimento deve estar mais relacionada com o canibalismo do que com a saprofagia.

REPRODUÇÃO E DESENVOLVIMENTO DE *STRINATIA BREVIPENNIS*

Comportamento Reprodutivo de *S. brevipennis*

A corte e a cópula não foram observadas em casais isolados em caixas, nem nos mantidos juntos, nem nos mantidos isolados por muito tempo e agrupados posteriormente. O comportamento copulatório foi observado apenas entre indivíduos mantidos soltos na câmara II do laboratório, porém, somente após ter iniciado. A Figura 4 mostra um casal de *S. brevipennis* copulando. A fêmea posiciona-se sobre o dorso do macho e alimenta-se de uma substância produzida em uma glândula localizada na base das tégminas reduzidas do mesmo, as quais permanecem levantadas. Ao final da cópula (com duração de aproximadamente 1 hora), quando a fêmea abandona o macho, este raspa a porção final do abdômen no substrato para que o espermátóforo (Figura 5) se solte da mesma. Em seguida ele procura o espermátóforo no substrato, alimentando-se desse. Esse processo assemelha-se ao descrito para o gênero *Amphiacusta* (outro Phalangopsidae), descrito por ALEXANDER & OTTE (1967).

Na maioria das espécies de grilos, a fêmea posiciona-se sobre o dorso do macho durante a cópula (ALEXANDER, 1964). Entretanto, nem sempre ocorre produção da secreção glandular na base das tégminas, como ocorre com os Phalangopsidae. Em algumas espécies de Gryllidae, a fêmea posiciona-se sobre o dorso do macho e este permanece com as asas em posição de repouso devido à ausência das referidas glândulas. Em outras espécies de Gryllidae, entretanto, macho e fêmea posicionam-se opostamente, com as porções terminais em contato, permanecendo unidos pela porção terminal do abdômen (ALEXANDER & OTTE 1967). ALEXANDER & BROWN (1963, *apud* MELLO, 1994) sugeriram que a posição de cópula com a fêmea sobre o macho é primitiva e pode haver uma relação entre o surgimento das estruturas precursoras da asa e o comportamento de corte, uma vez que glândulas e outros aparatos para atrair fêmeas são de ocorrência quase universal no dorso de machos que copulam sob fêmeas. As prováveis mudanças evolutivas na posição do corpo e genitália de macho e fêmea durante o pareamento acompanham as seqüências descritas na Figura 6, segundo ALEXANDER & OTTE (1967).

Também nos grilos em geral, a inseminação sempre ocorre com a utilização de espermátóforos, os quais podem ser introduzidos na genitália da fêmea para transferência do material genético após a cópula, ou podem permanecer presos ao macho, ocorrendo a transferência durante a cópula (HUBER *et al.*, 1989). A duração da cópula varia de acordo com o tipo de inseminação, isto é, durações de poucos segundos são freqüentes em espécies nas quais o espermátóforo é introduzido e preso na fêmea, como ocorre com muitas espécies de Gryllidae (KHALIFA, 1950; GABBUTT, 1954; MAYS, 1971), e de poucos minutos a mais de uma hora



Figura 4 - Foto de um casal de *S. brevipennis* copulando na câmara II. Observar que a fêmea localiza-se sobre o macho. A seta indica o espermatóforo do macho.



Figura 5 - Foto de um indivíduo macho adulto de *S. brevipennis* (observar as tégminas reduzidas), imediatamente após a cópula, com o espermatóforo (seta) ainda preso na porção final do abdômen.

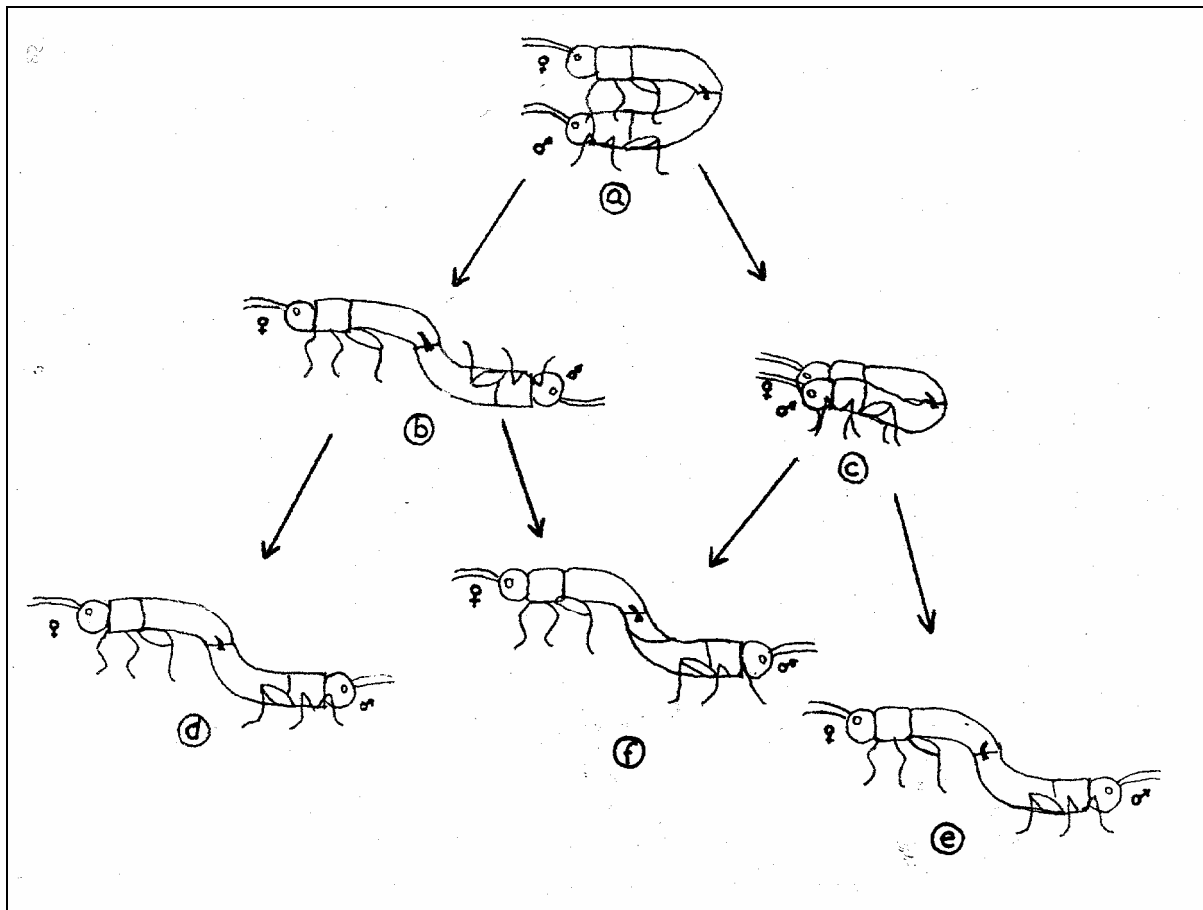


Figura 6 - Representação diagramática das prováveis mudanças evolutivas do posicionamento do corpo e genitália, de macho e fêmea de Ensifera durante o acasalamento: (a) posição mais comum, e provavelmente primitiva, onde fêmea posiciona-se sobre o macho; (b) posição evidentemente derivada da situação (a) por um giro vertical do macho; (c) similar a (a), com macho e fêmea posicionando-se lateralmente; (d) e (e) posições derivadas com rotação da genitália de um dos dois sexos (ou de ambos); e (f) posição provavelmente derivada através de um giro do corpo do macho. Essas posições são conhecidas por ocorrerem entre os grupos de Ensifera da seguinte forma: Gryllacrididoidea (a), (a-c-f), (f); Tettigonoidea (a), (b), (f), (a-b), (a-b-f); Grylloidea (a), (b), (a-b-d), (a-c-e). Modificado de ALEXANDER & OTTE (1967).

em espécies em que o espermátóforo permanece preso ao macho, como observado em Gryllotalpidae, Phalangopsidae e em alguns Gryllidae (BOLDYREV, 1928; DAMBACH & LICHTENSTEIN, 1978). Essa diferença, no segundo tipo de inseminação, é devida à presença ou não de secreção glandular na base das tégminas dos machos (HUBER *et al.*, 1989). Nos casos em que o macho permanece com o espermátóforo, após a cópula, ele raspa a porção terminal do abdômen para separá-lo de seu corpo e, raramente, alimenta-se dele (HUBER *et al.*, 1989). Nos casos em que o macho transfere o espermátóforo para a fêmea, ele é consumido por ela após seu esvaziamento (ALEXANDER & OTTE, 1967).

Oviposições, Nascimentos e Desenvolvimento Embrionário de *S. brevipennis*

Dos animais coletados na segunda viagem, vários ovos foram encontrados, tanto em algodão como em areia em agosto/setembro de 1995. Esses ovos permaneceram intactos, aguardando eclosão. Da única caixa contendo areia, surgiram 54 jovens (entre 24 de outubro e 28 de novembro de 1995). Nas três caixas contendo algodão, não ocorreu eclosão. Apesar do sucesso previamente observado em areia, continuou-se a utilizar algodão, devido à facilidade em se encontrar os ovos nesse substrato após a postura. Assim, após a postura, alguns ovos foram transferidos para areia, para testar a eficiência de cada substrato.

As Tabelas 1 a 3 mostram a quantidade de ovos postos e de nascimentos ocorridos no laboratório e o período de desenvolvimento embrionário respectivamente em areia, algodão, e vermiculita, a partir de abril de 1996 (após a terceira coleta), com o estabelecimento dos métodos.

Comparação Entre Eclosões em Diferentes Substratos

Foram contados 141 ovos armazenados em 9 amostras de areia (Tabela 1) como substrato em caixas de isopor, provenientes de três fêmeas. Desse esforço reprodutivo, nasceram apenas 22 jovens, representando, então, um rendimento reprodutivo de 15,6%. Na realidade, este rendimento é proveniente de apenas uma fêmea (n° 3 - Tabela 1).

Tabela 1 - Posturas de *S. brevipennis* em laboratório, armazenadas em areia, indicando-se o número e a gruta de origem da fêmea, o número de ovos postos e eclodidos, o substrato de postura, o rendimento reprodutivo e os períodos médios do desenvolvimento embrionário.

Data de postura	Fêmea	Gruta	Nº de ovos	Nº de nascimentos	Substrato de postura	Rendimento reprodutivo (%)	Período de desenvolvimento (dias)
24/04/96	3	Colorida	20	7	algodão	35,0	57 - 63
29/04/96	3	Colorida	26	7	algodão	26,9	51 - 55
29/04/96	1	Meninos	4	0	algodão	0	—
02/05/96	3	Colorida	23	1	algodão	4,3	74
07/05/96	3	Colorida	30	4	algodão	13,4	57 - 59
09/05/96	3	Colorida	12	3	algodão	25,0	54
09/05/96	7	Meninos	2	0	algodão	0	—
14/05/96	7	Meninos	4	0	algodão	0	—
20/05/96	3	Colorida	20	0	areia	0	—
Total	—	—	141	22*	—	15,6	59,8 ± 8,4

* média em relação ao número total de posturas = 2,44

média em relação ao número de posturas com nascimentos = 4,40

Tabela 2 - Posturas de *S. brevipennis* em laboratório, efetuadas e armazenadas em algodão, indicando-se o número e a gruta de origem da fêmea, o número de ovos postos e eclodidos, o rendimento reprodutivo e os períodos do desenvolvimento embrionário.

Data de postura	Fêmea	Gruta	Nº de ovos	Nº de nascimentos	Rendimento reprodutivo (%)	Período de desenvolvimento (dias)
14/05/96	3	Colorida	38	18	47,4	55 - 59
20/05/96	11	Meninos	29	13	44,8	50 - 56
29/08/96	3	Colorida	10	0	0	—
08/10/96	30	Mãozinha	38	36	94,7	50 - 56
17/10/96	28	Mãozinha	41	24	58,5	55 - 65
17/10/96	29	Mãozinha	41	37	90,2	51 - 58
29/10/96	28	Mãozinha	51	49	96,1	50 - 55
29/10/96	30	Mãozinha	35	33	94,3	49 - 55
05/11/96	17	Colorida	21	15	71,4	49 - 55
05/11/96	24	Meninos	39	34	87,2	50 - 54
05/11/96	25	Fóssil	34	32	94,1	48 - 56
05/11/96	28	Mãozinha	36	34	94,4	47 - 53
05/11/96	30	Mãozinha	49	47	95,9	48 - 52
18/11/96	28	Mãozinha	27	25	92,6	48 - 54

Tabela 2 (cont.) - Posturas de *S. brevipennis* em laboratório, efetuadas e armazenadas em algodão, indicando-se o número e a gruta de origem da fêmea, o número de ovos postos e eclodidos, o rendimento reprodutivo e o período médio do desenvolvimento embrionário.

Data de postura	Fêmea	Gruta	Nº de ovos	Nº de nascimentos	Rendimento reprodutivo (%)	Período de desenvolvimento (dias)
18/11/96	24	Meninos	30	24	80,0	50 - 54
18/11/96	17	Colorida	5	5	100	58 - 62
18/11/96	25	Fóssil	10	10	100	52 - 56
18/11/96	30	Mãozinha	30	29	96,7	50 - 54
26/11/96	17	Colorida	9	4	44,4	52
13/02/97	31	Câm. II (lab.)	9	0	0	—
17/02/97	31	Câm. II (lab.)	5	0	0	—
20/02/97	31	Câm. II (lab.)	7	0	0	—
27/02/97	31	Câm. II (lab.)	13	0	0	—
10/03/97	31	Câm. II (lab.)	7	0	0	—
20/03/97	31	Câm. II (lab.)	2	0	0	—
22/04/97	33	Fendão	80	63	78,8	72 - 79
22/04/97	34	Fendão	58	50	86,2	50 - 65
22/04/97	35	Fendão	10	10	100	58

Tabela 2 (cont.) - Posturas de *S. brevipennis* em laboratório, efetuadas e armazenadas em algodão, indicando-se o número e a gruta de origem da fêmea, o número de ovos postos e eclodidos, o rendimento reprodutivo e o período médio do desenvolvimento embrionário.

Data de postura	Fêmea	Gruta	Nº de ovos	Nº de nascimentos	Rendimento reprodutivo (%)	Período de desenvolvimento (dias)
22/04/97	36	Fendão	18	10	55,6	58
28/04/97	34	Fendão	21	11	52,4	52 - 60
28/04/97	36	Fendão	4	0	0	—
01/05/97	37	Fendão	24	14	58,3	58 - 62
01/05/97	40	Tatu	8	5	62,5	58 - 62
05/05/97	34	Fendão	10	0	0	—
05/05/97	39	Fendão	18	16	88,9	53 - 57
15/05/97	36	Fendão	35	14	40,0	55 - 63
20/05/97	37	Fendão	10	1	10,0	51
20/05/97	39	Fendão	36	17	47,2	51 - 60
Total	—	—	948	680*	71,7	55,3 ± 5,1

* média em relação ao número total de posturas = 17,89

média em relação ao número de posturas com nascimentos = 23,45

Tabela 3 - Posturas de *S. brevipennis* em laboratório, efetuadas e armazenadas em vermiculita, indicando-se o número e a gruta de origem da fêmea, o número de ovos eclodidos e o período do desenvolvimento embrionário. O número de ovos postos não foi contado devido a dificuldades em encontrá-los nesse substrato. Com isso, nos casos em que não houve nascimentos, não se pode afirmar se havia ovos.

Data de postura	Fêmea	Gruta	Nº de nascimentos	Período de desenvolvimento (dias)
11/11/96	24	Meninos	13	58 - 64
11/11/96	25	Fóssil	12	71
11/11/96	28	Mãozinha	14	53 - 63
11/11/96	30	Mãozinha	15	55 - 65
18/11/96	27	Fóssil	5	59 - 61
26/11/96	15	Fóssil	—	—
26/11/96	16	Colorida	—	—
26/11/96	26	Fóssil	—	—
26/11/96	27	Fóssil	6	53 - 59
2/12/96	17	Colorida	—	—
9/12/96	15	Fóssil	—	—
9/12/96	17	Colorida	5	53 - 55
9/12/96	18	Colorida	2	51
Total	—	—	72*	58,9 ± 5,9

* média em relação ao número total de posturas = 5,54

média em relação ao número de posturas com nascimentos = 9,0

Quando o substrato para postura de ovos foi algodão, foram contados 948 ovos postos em 38 amostras (Tabela 2), provenientes de dezesseis fêmeas. Uma vez que não ocorreram nascimentos das posturas da fêmea 31, do esforço reprodutivo das demais quinze fêmeas, nasceram 680 jovens, representando, então, um rendimento reprodutivo total de 71,7%. O rendimento em algodão mostrou-se, portanto, superior ao em areia. Inclusive, comparando-se a utilização dos dois substratos pela fêmea 3 (Tabelas 1 e 2), pode-se notar que essa fêmea obteve um rendimento reprodutivo de 37,5% em algodão, enquanto em areia o rendimento caiu para 15,6%.

Os ovos postos em vermiculita (Tabela 3) não puderam ser contados devido às dificuldades em encontrá-los. Por isso, não é possível fazer uma análise do esforço e do rendimento reprodutivo nesse tipo de substrato; e nem mesmo afirmar se foram postos ovos nas placas. Nasceram 72 indivíduos em 13 amostras nesse substrato.

Das fêmeas com maiores esforços reprodutivos em algodão (fêmea 28, com 155 ovos postos e sucesso total de 85,2%, e fêmea 30, com 152 ovos postos e 95,4% de rendimento reprodutivo total, Tabela 2) obteve-se um número muito menor de nascimentos quando foram submetidas à vermiculita como substrato de postura de ovos (Tabela 3), sugerindo um sucesso reprodutivo menor nesse substrato. Entretanto, não é possível saber se a postura em vermiculita foi a mesma que em algodão, uma vez que os ovos não foram contados no primeiro substrato. No entanto, detalhando-se os resultados comparativos, nasceram 13 indivíduos dos ovos armazenados em vermiculita (11/11/96) da fêmea 24 (Tabela 3). Da mesma fêmea, nasceram 34 dos 39 ovos (05/11/96) e 24 dos 30 ovos em algodão de 18/11/96, em datas respectivamente anterior e posterior à data de postura em vermiculita (Tabela 2). Assim, apesar de incerto, é pouco provável que esta fêmea tenha colocado menor quantidade de ovos em vermiculita que em algodão.

Por causa dessa dificuldade em comparar esforços reprodutivos, uma vez que esse não pôde ser calculado para vermiculita, foram calculadas as médias de nascimentos em cada substrato. Das Tabelas 1 a 3, nota-se que a média do número de indivíduos nascidos em areia é menor (aproximadamente metade) que a média em vermiculita; esta, por sua vez, é menor (aproximadamente um terço) que a média em algodão. Isso ocorre tanto quando comparamos as médias considerando o número total de posturas (2,44, 5,54 e 17,89 respectivamente para areia, vermiculita e algodão), quanto quando comparamos as médias considerando apenas as posturas em que houve nascimentos (4,40, 9,00 e 23,45 respectivamente), embora, nesse caso, de forma menos acentuada.

Dessa forma, o substrato de postura de ovos aparentemente mais adequado para *S. brevipennis*, experimentado neste trabalho, foi algodão, seguido de vermiculita. Com relação à areia, o pior substrato para manutenção dos ovos, pode ser que os resultados não foram muito satisfatórios devido à compactação desse substrato após umedecido, o que pode impedir a eclosão dos ovos ou dificultar a saída do indivíduo recém-nascido do substrato. Para evitar esse problema, a areia foi mexida de tempos em tempos para descompactação da mesma. Porém, o número de nascimentos continuou baixo. Assim, ou o substrato é realmente ineficiente, ou esse procedimento pode ter causado danos nos ovos contidos no substrato, impedindo os nascimentos. De qualquer forma, esse substrato mostrou-se inadequado para a criação da espécie.

Sucesso Reprodutivo de *S. brevipennis*

As fêmeas 1, 7, 15, 16, 26 e 31 apresentaram sucesso reprodutivo nulo.

A fêmea 31 (única fêmea nascida no laboratório) havia tornado-se adulta recentemente quando fez sua primeira postura. A não ocorrência de nascimentos de seus ovos pode ser resultado do fato dessa fêmea ainda não ter copulado. Segundo F. A. G. Mello (com. pess.), fêmeas adultas de *S. brevipennis* fazem posturas de ovos mesmo quando não fertilizados. Este também pode ser o motivo pelo qual as fêmeas 1, 15, 16 e 26 apresentaram sucesso reprodutivo nulo.

Outro fator de redução de sucesso reprodutivo pode ser explicado pelo ocorrido com a fêmea 3, que também apresentou sucesso reprodutivo nulo na postura de 29 de agosto de 1996. Nesse caso, possivelmente ela tenha chegado ao final de sua fase reprodutiva, pois na primeira fase dos experimentos (24 de abril a 29 de agosto de 1996) ela foi a principal representante bem sucedida reprodutivamente, e suas posturas foram diminuindo gradativamente. Além disso, essa fêmea morreu poucos dias após a referida postura de ovos.

Possivelmente o mesmo ocorreu com as fêmeas 1, 15, 16 e 26, que morreram poucos dias após terem sido libertadas das caixas de isopor (entre 2 e 5 dias após as referidas posturas), onde permaneceram para oviposições. Inclusive, as mortes coincidiram com períodos iniciais de grande mortalidade entre adultos dessa espécie no laboratório.

Por sua vez, a fêmea 7, embora não estivesse no final de seu período de vida, colocava poucos ovos e todos superficialmente ao substrato. Essa fêmea apresentava o ovipositor encurvado para cima, diferente das outras, que possuem o ovipositor reto, e isso pode tê-la dificultado enterrar seus ovos no substrato, por causa dessa característica. Assim, a exposição direta desses ovos à atmosfera teria causado danos aos embriões (dessecamento ou alterações pela luminosidade), e isso teria impedido o nascimento dos indivíduos.

Dos dados da Tabela 2, podem-se caracterizar três ciclos reprodutivos distintos referentes às diferentes coletas: o primeiro, ocorrido entre 24 de abril e 29 de agosto de 1996 (outono-inverno), refere-se às posturas realizadas por fêmeas transportadas na terceira viagem de coleta (em abril de 1996, quando se iniciaram os experimentos em caixas de isopor e numeração individual das fêmeas); o segundo, de 08 de outubro de 1996 a 20 de março de 1997 (primavera-verão), representa as posturas das fêmeas coletadas na quarta viagem de campo (em setembro de 1996); e o terceiro, de 22 de abril a 20 de maio de 1997 (outono), é referente às posturas das fêmeas coletadas na quinta viagem de coletas (em março de 1997).

Comparando-se os resultados obtidos nas Tabelas 1 e 2, pode-se notar que, no primeiro ciclo, o rendimento reprodutivo foi muito baixo tanto em areia como em algodão (15,6% e 40,3%,

respectivamente). No segundo ciclo houve um aumento muito acentuado no rendimento reprodutivo em algodão (81,3%). É interessante notar que o número de nascimentos também demonstrou uma elevação no segundo ciclo reprodutivo, tanto nos indivíduos controlados para experimentos (nascidos em caixas de isopor) como nos indivíduos nascidos livremente na câmara II (sem controles experimentais), a qual foi mantida com o mesmo substrato (areia) durante toda a fase de estudo. Surgiram aproximadamente 500 indivíduos soltos nessa câmara no segundo ciclo contra apenas 30 no primeiro. No terceiro ciclo, foi utilizado apenas algodão como substrato de postura nas caixas de isopor, sendo observada uma pequena queda no rendimento reprodutivo (63,6%). Houve queda também no número de nascimentos livres na câmara II (surgiram aproximadamente 270 grilos nessa câmara).

Dessa forma, é provável que a temperatura tenha sido o fator responsável pelo maior sucesso reprodutivo e maior número de nascimentos no segundo ciclo, único ocorrido na primavera-verão. No entanto, como é comum que a maior reprodução dos organismos em geral ocorra durante a primavera e verão, pode haver algum fator interno que promova maior rendimento reprodutivo nesse período. Entretanto, isso só poderá ser verificado através de estudos fisiológicos, histológicos, etc. comparativos ao longo das estações do ano.

Por sua vez, como o primeiro e o terceiro ciclos tenham ocorrido na mesma época do ano, esperar-se-ia obter valores semelhantes, mas houve um aumento acentuado no sucesso reprodutivo em algodão (40,3% e 63,6%, respectivamente). Além disso, houve maior sucesso também nos indivíduos mantidos livres na câmara II (30 e 270 nascimentos, respectivamente). Os valores baixos do primeiro ciclo podem ter sido causados por falhas metodológicas iniciais, corrigidas ao longo do projeto: (1) a pequena experiência da autora na manipulação dos animais no início do presente trabalho poderia tê-los estressado excessivamente afetando a produção dos ovos das fêmeas adultas; (2) as câmaras, que eram umedecidas a cada 15 dias no início do estudo, e começaram a apresentar grandes manchas de fungos, sugerindo que o ambiente estivesse excessivamente úmido, passaram a ser umedecidas apenas uma vez a cada 30 dias, o que fez desaparecer a formação de fungos no interior das câmaras, sem, entretanto, abaixar excessivamente a umidade relativa do ar no laboratório, e, assim, possivelmente deixar de afetar negativamente o desenvolvimento embrionário; e (3) a areia das câmaras passou a ser afogada regularmente, diminuindo sua compactação em relação ao início da fase experimental, o que também pode ter permitido o melhor desenvolvimento dos ovos.

Como *S. brevipennis* apresentou um excelente resultado reprodutivo, mas os indivíduos não conseguiram atingir a vida adulta, mesmo na ausência de *E. itatibensis*, é provável que a alta mortalidade dos jovens não estivesse relacionada com o contato entre as duas espécies. Apenas dois indivíduos (um casal) de *S. brevipennis* nascidos no laboratório atingiram a vida adulta;

porém, esses exemplares não se reproduziram. A fêmea deixou alguns ovos antes de morrer (em 05 de maio de 1997); porém, não ocorreram nascimentos e não é possível saber se esses ovos foram fecundados.

É possível que o fator limitante no laboratório tenha sido a temperatura, uma vez que nenhum controle desse parâmetro foi realizado - a Figura 7 mostra como a temperatura variou no decorrer dos experimentos. Uma vez que um casal de *S. brevipennis* nascido durante o inverno de 1996 atingiu a vida adulta, enquanto nenhum indivíduo nascido entre a primavera e o verão de 1996 passou do 7º estágio ninfal, é possível que a temperatura do laboratório tenha aumentado acima do suportado pela espécie (atingindo 25°C - superior à temperatura hipógea registrada nas grutas da Barra Bonita, Tatu, Fóssil Desconhecido e Toca Detrás do PEI, que variou de 13°C a 22°C, segundo GNASPINI, 1996). Assim, a alta temperatura pode ter atuado positivamente na eclosão dos ovos e negativamente no desenvolvimento pós-embrionário.

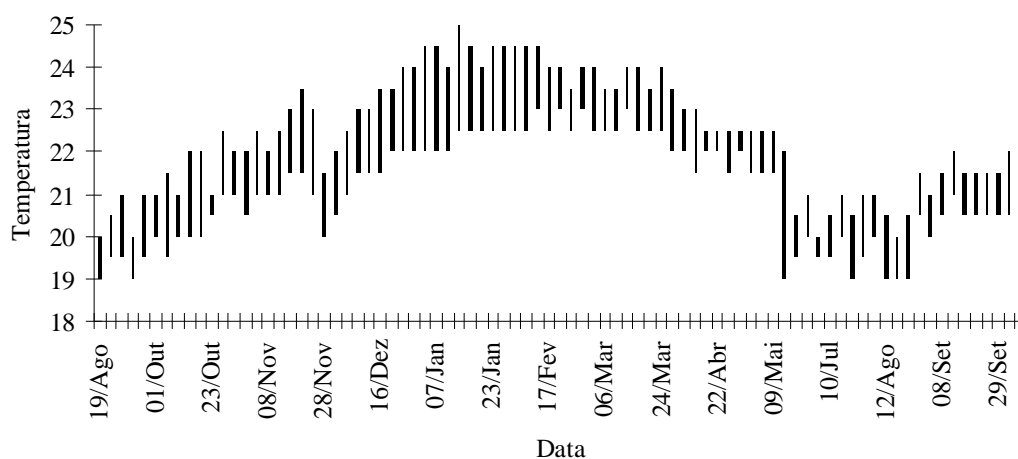


Figura 7 - Gráfico representando a variação da temperatura no interior das câmaras I e II do laboratório entre agosto de 1996 e outubro de 1997.

Entretanto, algum outro parâmetro deve ter atuado negativamente na criação de *S. brevipennis* (alguma carência alimentar, por exemplo), uma vez que os indivíduos da geração seguinte, surgidos no outono-inverno de 1997, também não ultrapassaram o 7º estágio ninfal, o que não seria esperado se a temperatura fosse o principal fator.

Finalmente, é interessante notar que o sucesso de *S. brevipennis* foi superior em caixas de isopor, onde ocorreu o maior número de nascimentos.

Período de Desenvolvimento Embrionário de *S. brevipennis*

O período de desenvolvimento embrionário variou de 47 a 63 dias, com valor médio de 56 dias (Tabelas 1 a 3) e apenas três discrepâncias (pouco acentuadas) nas posturas de 2 de maio de 1996 (fêmea 3), com eclosão de ovos após 74 dias (Tabela 1), de 11 de novembro de 1996 (fêmea 25), com eclosão de ovos após 71 dias (Tabela 3) e de 22 de abril de 1997 (fêmea 33), com eclosão após 79 dias (Tabela 2).

A diferença entre o período de desenvolvimento embrionário na primavera-verão (outubro a dezembro) e no outono-inverno (abril/maio) foi pouco acentuada, com médias de 54,6 e 57,4 dias, respectivamente.

Desenvolvimento Pós-Embrionário de *S. brevipennis*

No início do presente estudo, estimativas visuais efetuadas através de comparações entre indivíduos fixados em álcool a 70% indicaram a existência de 11 mudas consecutivas entre nascimento e vida adulta, totalizando 12 estágios. Posteriormente, resultados baseados em apenas 2 indivíduos que foram acompanhados diariamente para observação das mudas até atingirem o 4º estágio ninfal e, a partir daí, marcados individualmente, indicaram a ocorrência de apenas 10 mudas consecutivas, totalizando 11 estágios de vida.

Segundo FUZEAU-BRAESH (1975), o número de mudas pode variar de 5 a 14 entre as diversas espécies, ocorrendo casos de algumas espécies que possuem número indeterminado de mudas, com variação de 5 a 13. MERKEL (1977) observou que em *Gryllus bimaculatus* (Gryllidae) podem ocorrer de 8 a 10 mudas, dependendo da dieta alimentar e da temperatura. Esse autor observou uma média de 117 dias e 10 ínstars antes da fase adulta sob dieta pouco proteica, e 55 dias e 8 ínstars sob dieta rica em proteínas (a 29°C durante o dia e 11°C à noite). Para uma dada dieta alimentar, o número de ínstars (assim como o número de dias entre cada muda) foi menor a altas temperaturas.

Assim, é possível que haja variação no número de mudas de *S. brevipennis*, entre 10 e 11 mudas. O surgimento do ovipositor em uma fêmea no 7º ínstar ninfal e em outra no 8º pode corroborar a hipótese. Se isso ocorre devido à temperatura, ainda não é possível afirmar, pois a variação registrada não ocorreu em estações opostas.

Os períodos entre cada muda consecutiva foram determinados e apresentados na Tabela 4. De maneira geral, existe um lento aumento no período médio de cada ínstar com o desenvolvimento. No entanto, puderam-se observar grandes variações, especialmente nos primeiros estágios. Essas variações não decorreram de sazonalidade, ou seja, não houve períodos

consistentemente mais curtos em determinadas épocas do ano e mais longos em outras. Apesar da alimentação ter sido constante e abundante para todos os indivíduos, é provável que tenha havido uma variação na quantidade de alimento ingerido por cada exemplar, causando uma diferenciação no crescimento individual e, conseqüentemente, nos períodos de duração de cada estágio da vida. Esta hipótese, no entanto, não pôde ser testada.

Tabela 4 - Períodos médios observados entre cada muda consecutiva de *S. brevipennis* (em dias) desde o nascimento até atingir a vida adulta. N = tamanho da amostra; $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = períodos mínimo e máximo; primeira a décima = número da muda.

	N	$m \pm s$	variação (dias)
primeira	370	16,4 \pm 4,0	6 - 29
segunda	152	16,9 \pm 5,8	6 - 34
terceira	80	17,9 \pm 5,4	7 - 38
quarta	42	20,2 \pm 5,7	9 - 40
quinta	14	20,7 \pm 5,4	10 - 30
sexta	8	22,3 \pm 6,3	8 - 30
sétima	5	23,2 \pm 9,8	13 - 37
oitava	2	21,0 \pm 2,0	19 - 23
nona	2	24,0 \pm 1,0	23 - 25
décima	2	30,0 \pm 2,0	28 - 32

Os dois indivíduos nascidos no laboratório que atingiram a vida adulta completaram 11 meses de vida total quando um deles (a fêmea 31) foi encontrado morto em 05 de maio de 1997. O outro indivíduo (um macho) morreu apenas em 05 de agosto do mesmo ano completando, então, 14 meses de vida. É possível que o período de vida dos machos seja maior que o das fêmeas para essa espécie. Durante a fase experimental, a morte das fêmeas sempre iniciaram antes da dos machos. É provável que isso ocorra devido ao maior gasto energético das fêmeas para a reprodução.

Caracterização Morfométrica do Desenvolvimento Pós-Embrionário de *S. brevipennis*

A partir do 7° ou 8° ínstar ninfal é possível separar os indivíduos machos de fêmeas. Dessa forma, seria interessante separá-los para obtenção da caracterização morfométrica, uma vez que a curva de crescimento deve ser diferente. No entanto, isso não foi feito devido ao pequeno tamanho da amostra, sendo separados apenas os adultos.

Os resultados obtidos são apresentados nas Tabelas 5 a 9 e nas Figuras 8 a 20. Para testar estatisticamente se cada par de estágios ninfais sucessivos podem ser considerados diferentes entre si morfometricamente, foi aplicado o teste de Möls (NEET, 1993; GNASPINI, 1995). Os resultados estão apresentados na Tabela 10.

O sexo dos animais pode ser reconhecido a partir dos três últimos estágios ninfais, quando aparecem, não concomitantemente, ovipositor nas fêmeas e asas nos machos. Embora o teste de Möls (Tabela 10) considere ovipositor e asa como homogêneos em todos os pares analisados, essas estruturas são facilmente caracterizadas, visualmente, como discutido a seguir.

No caso de fêmeas, ninfas dos três últimos estágios e adultos podem ser facilmente reconhecidos através do comprimento do ovipositor. Inicialmente, o ovipositor surge muito curto (apenas uma pequena saliência). No próximo estágio, ele torna-se visível, porém muito curto comparando-se com os cercos abdominais. No último ínstar ninfal essa estrutura torna-se bem visível, alcançando aproximadamente a metade do comprimento dos cercos. No adulto, o ovipositor tem aproximadamente o mesmo comprimento dos cercos abdominais.

O surgimento do ovipositor foi observado anteriormente no 7° estágio de uma fêmea, e posteriormente, no 8° ínstar de uma outra fêmea. Dessa forma, é possível que ocorra variação de fêmea para fêmea, podendo aparecer no 7° ou no 8° estágios de ninfa. Ou então essa variação ocorra devido à variação no número de mudas dessa espécie, como discutido anteriormente. Ou seja, o ovipositor sempre surge no 3° estágio anterior ao adulto, que será 7° ou 8° dependendo se houver 10 ou 11 estágios ninfais. Como existem quatro faixas bem definidas de tamanho do ovipositor (Tabela 9) é bem provável que a segunda hipótese seja a correta.

Tabela 5 - Dimensões da cabeça (largura e comprimento) e comprimento do pronoto de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos. $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = valores mínimo e máximo; N = tamanho da amostra; 1° a 10° = número do estágio pós-embrionário ninfal; m = macho adulto; e f = fêmea adulta. (Ver Figuras 8, 9 e 10).

estágio	N	Largura Cabeça		Comprimento Cabeça		Comprimento Pronoto	
		$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação
1°	26	0,726 \pm 0,059	0,625 - 0,800	0,970 \pm 0,096	0,800 - 1,200	0,320 \pm 0,066	0,200 - 0,475
2°	24	0,854 \pm 0,068	0,750 - 0,925	1,114 \pm 0,073	0,975 - 1,275	0,454 \pm 0,051	0,350 - 0,600
3°	20	0,995 \pm 0,053	0,875 - 1,100	1,245 \pm 0,059	1,150 - 1,425	0,542 \pm 0,100	0,325 - 0,700
4°	14	1,137 \pm 0,061	1,050 - 1,225	1,443 \pm 0,066	1,350 - 1,550	0,721 \pm 0,113	0,450 - 0,850
5°	23	1,289 \pm 0,089	1,100 - 1,400	1,735 \pm 0,115	1,400 - 1,950	0,961 \pm 0,082	0,775 - 1,175
6°	5	1,525 \pm 0,081	1,400 - 1,625	2,015 \pm 0,086	1,900 - 2,150	1,175 \pm 0,050	1,100 - 1,250
7°	5	1,575 \pm 0,045	1,525 - 1,650	2,175 \pm 0,071	2,050 - 2,250	1,275 \pm 0,063	1,200 - 1,350
8°	2	1,850 \pm 0,025	1,800 - 1,850	2,462 \pm 0,087	2,375 - 2,550	1,500 \pm 0,050	1,450 - 1,550
9°	2	2,012 \pm 0,162	1,850 - 2,175	2,687 \pm 0,087	2,600 - 2,775	2,075	2,075
10°	6	2,367 \pm 0,209	1,950 - 2,625	3,217 \pm 0,269	2,750 - 3,525	2,242 \pm 0,293	1,800 - 2,700
m	11	2,664 \pm 0,157	2,400 - 2,900	3,518 \pm 0,249	3,175 - 3,950	2,550 \pm 0,216	2,200 - 3,000
f	15	2,925 \pm 0,197	2,500 - 3,300	3,828 \pm 0,227	3,475 - 4,300	2,945 \pm 0,207	2,500 - 3,300

Tabela 6 - Comprimento de fêmur, tibia e tarso da perna I de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos. $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = valores mínimo e máximo; N = tamanho da amostra (quando há 3 números, estes referem-se na ordem a cada estrutura medida); 1° a 10° = número do estágio pós-embriônico ninfal; m = macho adulto; e f = fêmea adulta. (Ver Figuras 11, 12 e 13).

estágio	N	Fêmur I		Tibia I		Tarso I	
		$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação
1°	26	0,780 \pm 0,067	0,650 - 0,900	0,780 \pm 0,067	0,650 - 0,900	0,780 \pm 0,067	0,650 - 0,900
2°	24/24/23	0,977 \pm 0,119	0,650 - 1,225	0,977 \pm 0,119	0,800 - 1,225	0,928 \pm 0,117	0,650 - 1,100
3°	20	1,175 \pm 0,077	1,025 - 1,300	1,175 \pm 0,077	1,025 - 1,275	1,096 \pm 0,058	1,025 - 1,225
4°	14	1,284 \pm 0,135	1,100 - 1,455	1,284 \pm 0,135	1,100 - 1,550	1,196 \pm 0,073	1,100 - 1,275
5°	23	1,899 \pm 0,155	1,550 - 2,250	1,886 \pm 0,161	1,550 - 2,250	1,537 \pm 0,159	1,200 - 1,925
6°	5	2,235 \pm 0,080	2,100 - 2,350	2,235 \pm 0,080	2,100 - 2,350	1,735 \pm 0,080	1,600 - 1,850
7°	5	2,700 \pm 0,192	2,350 - 2,900	2,700 \pm 0,192	2,350 - 2,900	2,160 \pm 0,037	2,100 - 2,200
8°	2	3,000 \pm 0,100	2,900 - 3,100	3,100 \pm 0,100	2,900 - 3,100	2,425 \pm 0,075	2,350 - 2,500
9°	2	4,050	4,050	4,050	4,050	3,175	3,175
10°	6	4,846 \pm 0,614	3,750 - 5,700	4,904 \pm 0,594	3,950 - 5,850	3,642 \pm 0,392	3,000 - 4,100
m	11/11/10	5,618 \pm 0,417	5,100 - 6,350	6,014 \pm 0,359	5,500 - 6,500	4,505 \pm 0,388	3,900 - 5,100
f	16/16/14	6,476 \pm 0,469	5,000 - 6,925	6,817 \pm 0,475	5,750 - 7,425	4,953 \pm 0,415	4,200 - 5,800

Tabela 7 - Comprimento de fêmur, tíbia e tarso da perna II de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos. $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = valores mínimo e máximo; N = tamanho da amostra (quando há 3 números, estes referem-se na ordem a cada estrutura medida); 1° a 10° = número do estágio pós-embriônico ninfal; m = macho adulto; e f = fêmea adulta. (Ver Figuras 14, 15 e 16).

estágio	N	Fêmur II		Tíbia II		Tarso II	
		$m \pm s$	variação	$x \pm s$	variação	$m \pm s$	variação
1°	26	0,780 \pm 0,067	0,650 - 0,900	0,780 \pm 0,067	0,650 - 0,900	0,780 \pm 0,067	0,650 - 0,900
2°	24/24/23	0,977 \pm 0,119	0,650 - 1,225	0,977 \pm 0,119	0,650 - 1,225	0,928 \pm 0,117	0,650 - 1,100
3°	20	1,175 \pm 0,077	1,025 - 1,275	1,175 \pm 0,077	1,025 - 1,275	1,096 \pm 0,058	1,025 - 1,225
4°	14	1,284 \pm 0,135	1,100 - 1,550	1,284 \pm 0,135	1,100 - 1,550	1,284 \pm 0,135	1,100 - 1,550
5°	23	1,900 \pm 0,155	1,550 - 2,250	1,886 \pm 0,161	1,550 - 2,250	1,537 \pm 0,160	1,200 - 1,925
6°	5	2,235 \pm 0,080	2,100 - 2,350	2,235 \pm 0,080	2,100 - 2,350	1,735 \pm 0,080	1,600 - 1,850
7°	5	2,700 \pm 0,192	2,350 - 2,900	2,700 \pm 0,192	2,350 - 2,900	2,160 \pm 0,037	2,100 - 2,200
8°	2	3,000 \pm 0,100	2,900 - 3,100	3,100 \pm 0,100	2,900 - 3,100	2,425 \pm 0,075	2,350 - 2,500
9°	2	4,275 \pm 0,050	4,225 - 4,325	4,275 \pm 0,050	4,225 - 4,325	3,037 \pm 0,137	2,900 - 3,175
10°	6	4,917 \pm 0,481	3,950 - 5,425	5,112 \pm 0,644	3,950 - 5,800	3,571 \pm 0,331	3,000 - 4,000
m	11/11/10	6,007 \pm 0,413	5,400 - 6,700	6,273 \pm 0,412	5,500 - 7,050	4,395 \pm 0,300	3,900 - 4,875
f	15/15/14	6,593 \pm 0,411	5,300 - 7,125	6,963 \pm 0,542	5,525 - 7,875	4,836 \pm 0,401	4,000 - 5,675

Tabela 8 - Comprimento do fêmur, tíbia e tarso da perna III de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos. $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = valores mínimo e máximo; N = tamanho da amostra (quando há 3 números, estes referem-se na ordem a cada estrutura medida); 1° a 10° = número do estágio pós-embrionário ninfal; m = macho adulto; e f = fêmea adulta. (Ver Figuras 17, 18 e 19).

estágio	N	Fêmur III		Tíbia III		Tarso III	
		$m \pm s$	variação	$x \pm s$	variação	$m \pm s$	variação
1°	26/26/24	1,435 \pm 0,071	1,225 - 1,600	1,435 \pm 0,071	1,225 - 1,600	0,829 \pm 0,092	0,650 - 1,000
2°	24/22/23	1,946 \pm 0,163	1,500 - 2,300	1,932 \pm 0,151	1,500 - 2,150	1,003 \pm 0,071	0,875 - 1,100
3°	20/18/17	2,416 \pm 0,160	2,000 - 2,700	2,410 \pm 0,167	2,000 - 2,700	1,178 \pm 0,117	1,025 - 1,400
4°	14	2,896 \pm 0,220	2,600 - 3,225	2,896 \pm 0,220	2,600 - 3,225	1,346 \pm 0,125	1,100 - 1,650
5°	22/21/22	3,935 \pm 0,266	3,475 - 4,325	3,923 \pm 0,298	3,475 - 4,325	1,837 \pm 0,132	1,550 - 1,975
6°	5	4,639 \pm 0,152	4,400 - 4,800	4,639 \pm 0,152	4,400 - 4,800	2,125 \pm 0,147	1,850 - 1,225
7°	5/5/4	5,260 \pm 0,185	5,000 - 5,500	5,260 \pm 0,185	5,000 - 5,500	2,437 \pm 0,082	2,300 - 2,500
8°	2	6,400 \pm 0,200	6,200 - 6,600	6,400 \pm 0,200	6,200 - 6,600	2,550 \pm 0,150	2,400 - 2,700
9°	2	7,887 \pm 0,037	7,850 - 7,925	8,512 \pm 0,287	8,225 - 8,800	3,525 \pm 0,050	3,475 - 3,575
10°	6/5/5	9,554 \pm 1,300	7,300 - 11,000	10,010 \pm 1,322	7,800 - 11,600	4,300 \pm 0,630	3,350 - 5,300
m	10/10/9	11,202 \pm 0,664	10,200 - 12,400	12,345 \pm 0,503	11,500 - 12,950	5,433 \pm 0,445	4,800 - 6,000
f	12	12,856 \pm 0,964	10,300 - 14,200	13,900 \pm 0,940	11,400 - 15,200	5,848 \pm 0,528	4,575 - 6,700

Tabela 9 - Comprimento dos cercos abdominais, ovipositor e asas de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios de 1° a 10° e adultos (cercos abdominais), 7° a 10° e adultos (ovipositor) e 10° e adultos (asas). $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = valores mínimo e máximo; N = tamanho da amostra (quando há 3 números, estes referem-se na ordem a cada estrutura medida); 1° a 10° = número do estágio pós-embrionário ninfal; m = macho adulto; e f = fêmea adulta. (Ver Figura 20).

estágio	N	Cercos		Ovipositor		Asas	
		$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação
1°	26	1,354 \pm 0,103	1,150 - 1,700	—	—	—	—
2°	23	1,863 \pm 0,203	1,400 - 2,075	—	—	—	—
3°	17	2,387 \pm 0,267	1,750 - 2,750	—	—	—	—
4°	12	2,910 \pm 0,221	2,450 - 3,225	—	—	—	—
5°	19	4,005 \pm 0,276	3,525 - 4,225	—	—	—	—
6°	5	4,740 \pm 0,146	4,500 - 4,900	—	—	—	—
7°	5/1/-	5,430 \pm 0,199	5,100 - 5,700	0,720*	0,720*	—	—
8°	2/1/-	6,950 \pm 0,150	6,800 - 7,100	0,725*	0,725*	—	—
9°	2	8,100 \pm 0,175	7,925 - 8,275	2,750 \pm 0,250	2,500 - 3,000	—	—
10°	4/3/3	8,675 \pm 0,876	7,700 - 9,800	6,692 \pm 0,748	5,650 - 7,375	0,517 \pm 0,047	0,450 - 0,550
m	5/-/11	9,143 \pm 1,942	5,840 - 11,650	—	—	1,616 \pm 0,241	1,250 - 2,025
f	11	12,245 \pm 1,349	10,100 - 14,475	11,602 \pm 1,381	9,175 - 14,150	—	—

* podem corresponder ao mesmo estágio. Ver discussão no texto.

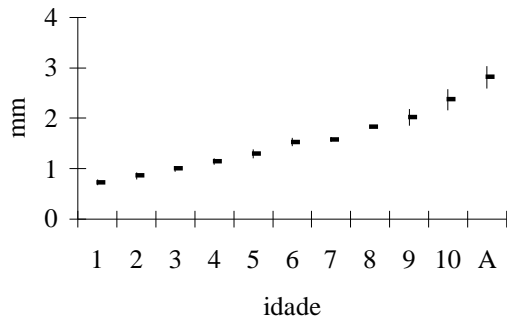


Figura 8 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões da largura da cabeça (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

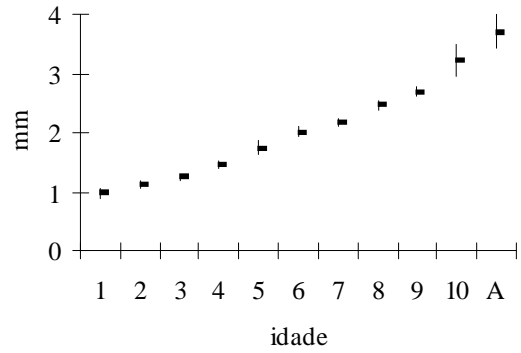


Figura 9 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento da cabeça (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

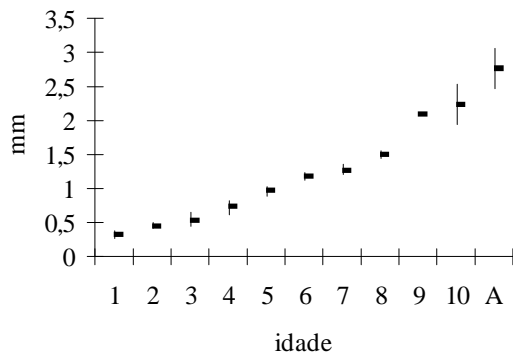


Figura 10 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento do pronoto (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

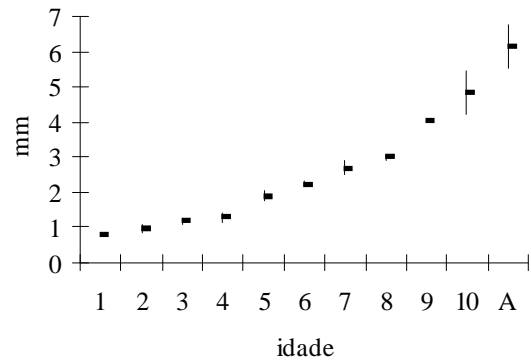


Figura 11 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento do fêmur da perna I (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

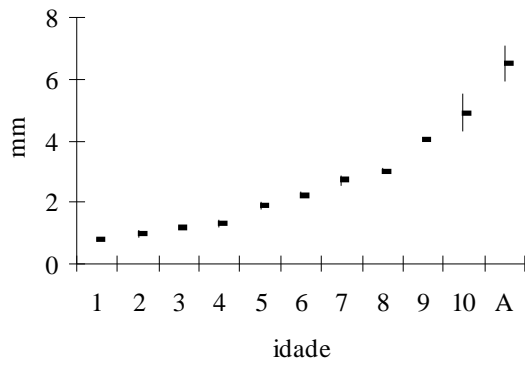


Figura 12 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento da tíbia da perna I (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

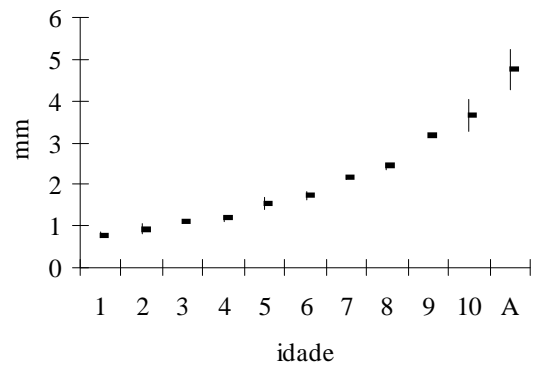


Figura 13 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento do tarso da perna I (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

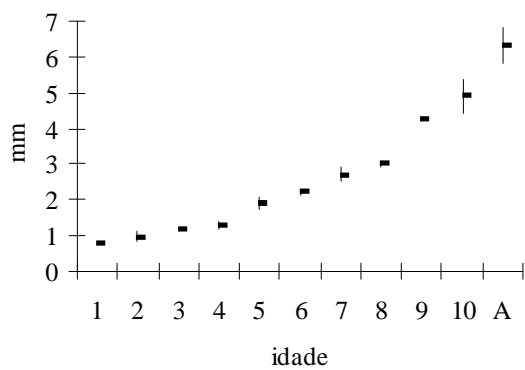


Figura 14 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento do fêmur da perna II (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

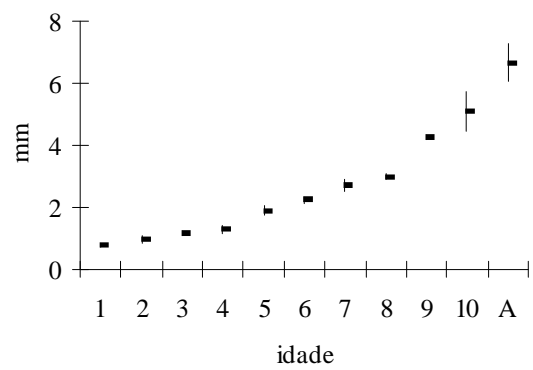


Figura 15 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento da tíbia da perna II (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

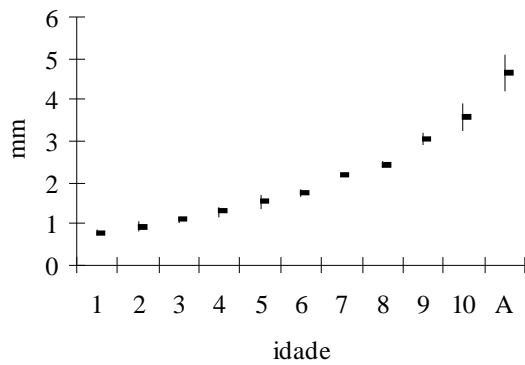


Figura 16 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento do tarso da perna II (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

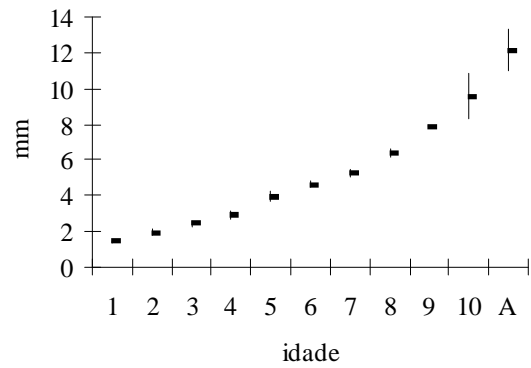


Figura 17 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento do fêmur da perna III (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

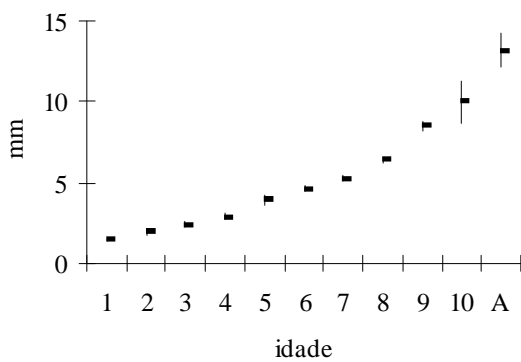


Figura 18 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento da tíbia da perna III (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

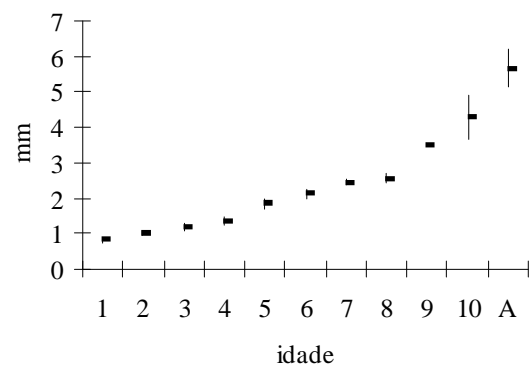


Figura 19 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento do tarso da perna III (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos.

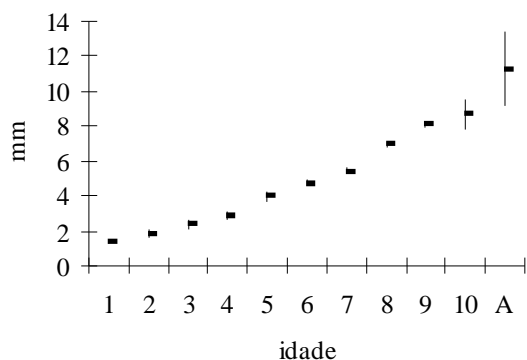


Figura 20 - Gráfico representando a variação ontogenética das dimensões do comprimento dos cercos abdominais (média \pm desvio padrão) de *S. brevipennis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1º a 10º) e em adultos.

Tabela 10 - Resultado do teste de Möls para cada par de estágios de *S. brevipennis*, baseado nas medidas das Tabelas 5 a 9. 1 a 10 = estágios ninfais; F = fêmea adulta; M = macho adulto; X = estágios onde a característica não ocorre. “+” = “claramente heterogêneo” ($\alpha < 0,01$); “ \pm ” = “provavelmente heterogêneo” ($0,01 < \alpha < 0,05$); “-” = “possivelmente homogêneo” ($\alpha > 0,05$).

	1&2	2&3	3&4	4&5	5&6	6&7	7&8	8&9	9&10	10&F	10&M	M&F
Cabeça (L)	\pm	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cabeça (C)	-	-	\pm	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pronoto (C)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fêmur I	-	-	-	\pm	-	\pm	-	-	-	\pm	-	-
Tíbia I	-	-	-	-	-	\pm	-	-	-	-	-	-
Tarso I	-	-	-	-	-	\pm	-	-	-	-	-	-
Fêmur II	+	-	-	\pm	-	\pm	-	-	-	-	-	-
Tíbia II	-	-	-	-	-	\pm	-	-	-	-	-	-
Tarso II	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
Fêmur III	+	+	+	+	+	-	-	-	-	\pm	-	-
Tíbia III	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Tarso III	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cerco	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ovipositor	X	X	X	X	X	X	-	-	-	-	X	X
Asa	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	-	X

O ovipositor das fêmeas adultas apresenta uma diminuição em seu comprimento devido ao desgaste causado pela oviposição. Para testar se essa diminuição não seria natural da espécie, ocorrendo algum tempo após a muda dos exemplares por causa do endurecimento do tecido, uma fêmea foi submetida à medida do ovipositor imediatamente após tornar-se adulta. Durante três dias não houve diferença no comprimento do ovipositor, o qual já estava totalmente endurecido após esse período. Além disso, alguns exemplares foram melhor observados e confirmado o desgaste, que provavelmente é maior quando as fêmeas são mantidas livremente na câmara (com areia como substrato). Pôde-se notar, inclusive, que a porção final do ovipositor, que costuma apresentar uma saliência na região ventral (ver Figura 3, pág. 11), não existe nessas fêmeas.

No caso dos machos, a observação do sexo não é tão simples quanto nas fêmeas. O macho em última fase de ninfa é reconhecido por apresentar dimensões corporais aproximadamente iguais às do macho adulto e pelo surgimento das tégminas muito reduzidas e de difícil visualização (essas espécies não possuem asas membranosas). O macho adulto é facilmente reconhecido através da percepção das asas reduzidas que recobrem apenas o tórax.

Nos outros estágios, de maneira geral, as superposições de valores de variações máximos de cada parâmetro medido, quando utilizado individualmente, não permitem identificar com certeza qual o estágio do exemplar analisado. Isso é corroborado pelo teste de Möls (Tabela 10). Assim, a maneira mais adequada para se classificar morfometricamente indivíduos dessa espécie é pela utilização de todos os parâmetros medidos conjuntamente, para a caracterização dos estágios que antecedem o surgimento do ovipositor (nas fêmeas) e das asas (nos machos). Isto é, comparando-se todas as dimensões corporais de um indivíduo qualquer com as médias encontradas nas Tabelas 5 a 9, pode-se determinar a qual estágio ninfal pertence. Por outro lado, observações visuais dos indivíduos vivos mostram que as antenas possuem um comprimento característico para cada estágio. Porém, ela é uma estrutura muito delicada que se quebra com facilidade, principalmente quando os animais são manipulados e, por isso, não foi medida. Assim como as antenas, os cercos abdominais também parecem representar adequadamente os diversos estágios da espécie (Tabela 9 e Figura 20). Entretanto, também quebram-se facilmente, embora com menor frequência que as primeiras.

Por sua vez, os fêmures e as tíbias I e II não diferem de comprimento entre si até o 9º estágio. A partir do 10º ínstar ninfal as tíbias passam a ser mais longas que os fêmures (Tabelas 6 e 7 e Figuras 11, 12, 14 e 15). Por outro lado, a tíbia III diferencia-se do fêmur III uma fase antes que as tíbias I e II (Tabela 8 e Figuras 17 e 18), isto é, ela torna-se mais longa que o fêmur III a partir do 9º ínstar ninfal, podendo caracterizar os dois últimos estágios ninfais e fase adulta, assim como a asa e o ovipositor.

Entretanto, da Tabela 10, o fêmur da perna III pode caracterizar os estágios 1 a 6. Dessa forma, torna-se possível uma caracterização morfométrica da espécie em quase todos os estágios da vida, pelo menos nas fêmeas, com a utilização do fêmur III nos estágios 1 a 6 e o ovipositor nos estágios subsequentes. No caso dos indivíduos machos, a caracterização torna-se dificultada entre o 7° e o 9° estágios ninfais.

Analisando-se o pronoto (Figura 10), fêmur e tibia I, II e III (Figuras 11, 12, 14, 15, 17 e 18) e os cercos abdominais (Figura 20), nota-se que essas estruturas apresentam um leve crescimento linear do 1° ao 4° ínstar ninfal, seguidos por um crescimento mais acentuado ao passar para o 5° estágio. A seguir, volta a ser linear até o 8° ínstar, porém, um pouco mais inclinado que as fases iniciais. Em seguida, ocorre um novo crescimento brusco, de onde inicia uma nova linearidade, ainda mais inclinada que a anterior, seguindo assim até atingir a fase adulta. Ou seja, existe um crescimento alométrico caracterizando três fases distintas.

REPRODUÇÃO E DESENVOLVIMENTO DE *ENDECOUS ITATIBENSIS*

Comportamento Reprodutivo de *E. itatibensis*

O comportamento reprodutivo completo de *E. itatibensis* não foi acompanhado, embora a corte tenha sido observada em uma ocasião. O macho levanta as tégminas em posição vertical e inicia o canto. Em seguida, ele pára de cantar, vira-se de costas para a parceira e começa a estridular novamente, até que esta suba em seu dorso. A fêmea posiciona-se, então, sobre o macho e coloca sua cabeça sob as asas do mesmo, alimentando-se da substância produzida na base das tégminas. Infelizmente, nesse momento da observação, o processo foi interrompido.

Oviposições, Nascimentos e Desenvolvimento Embrionário de *E. itatibensis*

Como citado no item “Breve Histórico da Manutenção e Estudo no Laboratório”, na primeira fase, os grilos eram mantidos soltos nos compartimentos. Nesse período, surgiram centenas de indivíduos, o primeiro somente uma semana depois de iniciada a criação. Posteriormente, ao analisar o material fixado, notou-se que a grande maioria pertencia a *E. itatibensis*. Em 5 meses, já havia, inclusive, indivíduos adultos.

Posteriormente, as duas espécies foram separadas e alguns indivíduos mantidos isoladamente em caixas de isopor para acompanhar o desenvolvimento. Nesse período, utilizava-se apenas areia ou algodão como substrato.

A Tabela 11 mostra a quantidade de ovos postos e de nascimentos ocorridos no laboratório, para *E. itatibensis*, no período de maio a setembro de 1996. Da tabela, a espécie apresentou um esforço reprodutivo de 210 ovos e um rendimento de apenas 1,4% (3 nascimentos, de uma única fêmea, sempre em areia). Ou seja, embora o esforço reprodutivo tenha sido bastante representativo, o rendimento foi praticamente nulo, com média de 0,23 nascimentos por placa contendo substrato e ovos.

Tabela 11 - Posturas de *E. itatibensis* em laboratório, indicando-se o número da fêmea, o número de ovos postos e eclodidos, o substrato de armazenamento (postura sempre em algodão), o rendimento reprodutivo e os períodos médios do desenvolvimento embrionário. Todas as datas referem-se ao ano de 1996.

Data de postura	Fêmea	Nº de ovos	Nº de nascimentos	Substrato de armazenamento	Rendimento reprodutivo (%)	Período de desenvolvimento (dias)
23/05	17	10	—	areia	0	—
23/05	25	21	—	areia	0	—
28/05	25	24	—	areia	0	—
30/05	17	—	—	algodão	0	—
04/06	25	45	—	areia	0	—
10/06	25	41	1	areia	2,4	94
18/06	25	28	1	areia	3,6	69
26/06	8	9	—	areia	0	—
26/06	16	9	—	areia	0	—
26/06	25	14	1	areia	7,1	54
30/06	25	—	—	algodão	0	—
01/07	25	—	—	algodão	0	—
09/07	25	9	—	algodão	0	—
Total	—	210	3*	—	1,4	72,3 ± 20,2

* média em relação ao número total de posturas = 0,23

média em relação ao número de posturas com nascimentos = 1,0

Por outro lado, no mesmo período nasceram vários exemplares livremente na câmara I. Observou-se, então, que existiam muitos ovos colocados na espuma que servia de vedação das portas do compartimento. Simultaneamente ao surgimento de animais jovens livremente na câmara I, foram surgindo “buracos” na espuma e a quantidade de ovos, nela contidos, foram diminuindo visivelmente. Ou seja, ao nascer, os jovens ganhavam passagem através da espuma até conseguirem sair do interior da mesma. Esse substrato mostrou-se adequado para o desenvolvimento dos animais, mas inadequado do ponto de vista metodológico, uma vez que não permitia controle e provocava interrupções na vedação favorecendo a saída dos animais das câmaras. Por isso, as câmaras foram reformadas, trocando-se as portas e suas vedações.

É interessante notar que algumas fêmeas de *E. itatibensis* mantidas em caixas de isopor colocaram seus ovos nas paredes ou tampas das caixas. É possível que esses animais façam posturas em locais altos, como paredes ou teto e, por isso, tenha utilizado a espuma das portas da câmara I.

Com relação ao período de desenvolvimento embrionário, embora a quantidade de nascimentos seja pouco representativa, pode-se observar, através da Tabela 11, que varia consideravelmente: de 54 dias (semelhante ao período observado para *S. brevipennis*) até 94 dias.

Uma vez que fêmeas de *E. itatibensis* não efetuaram posturas unicamente no substrato oferecido mas também nas paredes e tampas das caixas de isopor onde eram mantidas e que o número de nascimentos foi muito baixo, todos os exemplares foram soltos na câmara I, e a manutenção dessa espécie em caixas de isopor foi interrompida. No entanto, com o objetivo de obter nascimentos de *E. itatibensis* isolados, para controle e acompanhamento, foram colocadas placas contendo vermiculita na câmara I, onde permaneceram por algum tempo para possíveis posturas de ovos; essas foram então removidas e mantidas em caixas de isopor. Os resultados obtidos estão resumidos na Tabela 12.

Uma vez que o objetivo inicial era apenas o de se obter nascimentos isolados em caixas de isopor, os períodos de permanência das placas contendo vermiculita na câmara I foram muito longos no início dessa metodologia, impedindo a obtenção do período de desenvolvimento embrionário (Tabela 12). Entretanto, em seguida, as placas foram mantidas por poucos dias na câmara I antes de serem isoladas em caixas de isopor. Pode-se notar nos dados das placas colocadas nos dias 27 de junho e 03 de julho de 1997 (permanências de apenas 6 e 7 dias respectivamente) que o período embrionário pode variar, pelo menos nessa época do ano, de 70 a 105 dias. Na mesma tabela, pode-se observar períodos mais curtos em épocas mais quentes, como ocorre nas posturas de 17 de fevereiro a 13 de março de 1997, com variação no desenvolvimento embrionário de 40 a 77 dias. Ou seja, a variação sazonal de temperatura parece

Tabela 12 - Posturas de *E. itatibensis* em laboratório, indicando-se as datas de permanência das placas contendo vermiculita na câmara I, número de placas utilizadas, número de ovos eclodidos, períodos do desenvolvimento embrionário (quando possível) e períodos do desenvolvimento embrionário mínimos e máximos.

Permanências das placas	Nº de placas	Nº de nascimentos	Datas de nascimentos	Períodos de desenvolvimento mínimos (dias)	Períodos de desenvolvimento máximos (dias)
05/11/96 - 17/02/97	4	122	20/02/97 - 28/04/97	3 - 70	104 - 174
17/02/97 - 13/03/97	8	26	22/04/97 - 05/05/97	40 - 53	64 - 77
13/03/97 - 28/04/97	6	22	21/05/97 - 28/07/97	23 - 91	69 - 137
01/05/97 - 27/06/97	6	56	10/07/97 - 10/10/97	13 - 105	70 - 162
27/06/97 - 03/07/97	6	12	11/09/97 - 10/10/97	70 - 99	76 - 105
03/07/97 - 10/07/97	6	3	29/09/97 - 10/10/97	81 - 92	88 - 99
Total	36	241*	—	—	—

* média em relação ao número total de posturas = 6,69

influir no desenvolvimento dos ovos. Mais uma vez, não se pode descartar a idéia de haver diferenças sazonais intrínsecas dos ovos.

Comparando-se os resultados mostrados nas Tabelas 11 e 12, e sabendo-se que, no início do presente estudo, *E. itatibensis* apresentou um desenvolvimento embrionário máximo aparente de 7 dias (fevereiro de 1995), algumas considerações podem ser feitas. Uma vez que os períodos de permanência das primeiras placas contendo vermiculita na câmara I foram muito altos, os resultados obtidos são muito imprecisos e serão desconsiderados. O desenvolvimento embrionário de 7 dias observado anteriormente é muito curto, comparando-se ao obtido posteriormente no mesmo período do ano (40 - 77 dias). Dessa forma, a temperatura não deve ter sido um fator importante nesse caso. Duas hipóteses podem ser levantadas: (1) o acelerado desenvolvimento embrionário de *E. itatibensis* no início deste trabalho pode ter ocorrido devido a uma variação “intrínseca” do tempo de embriogênese, uma vez que provavelmente havia uma única fêmea dessa espécie juntamente com vários exemplares adultos de *S. brevipennis*; ou seja, que as fêmeas podem determinar qual a duração da embriogênese de seus ovos em função da densidade populacional local; (2) uma fêmea ovígera dessa espécie, provinda do entorno do edifício, pode ter entrado acidentalmente na câmara I do laboratório e realizado postura de ovos antes do início deste trabalho. A primeira hipótese poderia ser testada ao colocar uma fêmea de *E. itatibensis* em uma caixa com uma população de *S. brevipennis*, verificando-se o tempo de desenvolvimento embrionário. Uma vez que esse grande aceleração (baseado em uma variação fisiológica muito grande) nunca foi registrado na literatura e parece ser intuitivamente pouco plausível, a segunda hipótese parece ser mais adequada, embora exija a ocorrência de uma coincidência de eventos bastante acentuada.

Desenvolvimento Pós-Embrionário de *E. itatibensis*

A falta de nascimentos em caixas de isopor durante quase toda a fase experimental impediu um acompanhamento adequado dos períodos entre uma muda e outra de *E. itatibensis*. Apenas um indivíduo foi acompanhado desde o nascimento até o 7º estágio (junho a novembro de 1996), e as observações mostraram aproximadamente 18 dias entre cada muda.

Os nascimentos em caixas de isopor tiveram início somente em março de 1997; entretanto, esses indivíduos não conseguiram ultrapassar o 3º estágio ninfal. As causas da mortalidade nessa espécie em caixas de isopor são desconhecidas, uma vez que esses jovens foram mantidos com a mesma dieta alimentar dos jovens nascidos livremente na câmara I. É possível que o confinamento seja a causa dessa alta mortalidade - segundo F. A. G. Mello (com. pess.), a circulação inadequada de ar pode afetar a muda de grilos. Houve uma grande variação no período entre cada muda

consecutiva desses jovens. A média observada foi 14,2 dias, com limites de 7 a 25 dias para a primeira muda, e 9,8 dias com limites de 3 a 21 dias para a segunda.

Observações feitas com indivíduos mantidos soltos na câmara I, mostraram que duas fêmeas jovens em último estágio ninfal (caracterizado pelo comprimento do ovipositor), permaneceram nessa fase durante aproximadamente 80 dias. Isso ocorreu quando a câmara I estava ocupada exclusivamente por fêmeas adultas em fase final da vida, e jovens de primeiros estágios ninfais, além das duas fêmeas mencionadas. É possível que essas fêmeas tenham se mantido jovens por um grande período para aguardar o surgimento de indivíduos machos, garantindo, assim, a geração de descendentes. Apoiando esta hipótese, essas fêmeas tornaram-se adultas quando já se observavam machos em último estágio ninfal. Outra hipótese é que tenha ocorrido diapausa ninfal, o que já foi observado em outros grilos cavernícolas (CARCHINI, DI RUSSO & SBORDONI, 1991; DI RUSSO, CARCHINI & SBORDONI, 1994) e epígeos (KIDOKORO & MASAKI, 1978; TANAKA, 1984; MASAKI & WALKER, 1987), uma vez que essas fêmeas tornaram-se adultas em setembro de 1996, tendo passado todo o inverno na última fase ninfal. Discutir se isso ocorre por controle feromonal ou se existe um determinante genético que leve a essa sincronização seria apenas especulativo, neste momento.

Com relação ao ciclo de vida dessa espécie, a câmara I possui uma população desde o início deste trabalho, com o surgimento de várias gerações. É notável que ocorram fases (entre janeiro e maio) em que a maioria dos indivíduos encontrados sejam adultos, com presença de poucos jovens, na maioria pertencendo a estágios ninfais superiores ao 7º. Em outras ocasiões (julho a dezembro), a câmara I encontra-se praticamente ocupada por indivíduos jovens (de todas as fases), com muito poucos adultos. Há também ocasiões (maio a julho) em que ocorrem jovens de primeiros estágios ninfais juntamente com adultos e jovens de últimas fases de ninfa. Isso, juntamente com a possível ocorrência de diapausa ninfal, pode sugerir um ciclo de vida heterodinâmico. Entretanto, é necessário fazer um estudo mais detalhado sobre este assunto, pois os dados são ainda muito escassos.

Com relação ao período de vida, uma única fêmea foi acompanhada desde o nascimento até a morte. Esta fêmea tornou-se adulta com 6 meses e morreu com 9 meses de vida. Observações posteriores mostraram que o período entre o início de nascimentos de indivíduos soltos na câmara I e sua morte como adultos foi de aproximadamente 10 meses, e os indivíduos machos são sempre os primeiros a morrer. Por isso, pode-se considerar esse período como sendo característico para essa espécie, pelo menos em laboratório.

Caracterização Morfométrica do Desenvolvimento Pós-Embrionário de *E. itatibensis*

Os indivíduos nascidos em caixas de isopor atingiram apenas o 3º estágio ninfal. Assim, foi utilizado o material fixado em álcool a 70% no início do presente estudo para a caracterização morfométrica da espécie. Por isso, os estágios caracterizados a seguir foram estimados através das dimensões corporais, tomadas exatamente como em *S. brevipennis*, podendo, dessa forma, haver erros. Foi estimado e admitido, também, um número de 10 mudas (10 estágios ninfais e 1 adulto). Os resultados obtidos são apresentados nas Tabelas 13 a 17.

O reconhecimento de animais adultos ou subadultos em fêmeas de *E. itatibensis* também é facilmente efetuado com o surgimento do ovipositor. O ovipositor de *E. itatibensis* caracteriza pelo menos os três estágios finais de ninfa e adulto (Tabela 17).

Nos machos, essa observação é facilitada pela presença de asas desenvolvidas e que surgem dois estágio antes que o adulto. Assim, no penúltimo estágio de ninfa surgem as asas muito reduzidas e há um espaço entre a direita e a esquerda; a seguir elas tornam-se bem visíveis, porém ainda reduzidas e encontram-se encostadas em suas bordas internas; nos adultos as asas recobrem todo o tórax e três segmentos abdominais e a asa direita encontra-se sobre a esquerda. São, assim, bem caracterizados visualmente e morfometricamente (Tabela 17). No entanto, com relação ao comprimento, houve uma sobreposição dos valores de variação entre os dois estágios de ninfa. Isto se dá devido ao fato de um dos exemplares estudados de 10º estágio ninfal ser muito pequeno. Segundo F. A. G. Mello (com. pess.), e observação pessoal, os indivíduos machos dessa espécie variam muito em tamanho, e, assim, embora os comprimentos das asas em relação ao tamanho do animal sejam distintos, os valores absolutos sobrepõem-se.

Analisando-se as Tabelas 13 a 17, pode-se observar que as superposições de valores de variações máximos de cada parâmetro medido, dos estágios que antecedem o surgimento do ovipositor e das asas, quando utilizados individualmente, não permitem identificar com certeza qual o estágio do exemplar analisado. Nota-se que mesmo com a utilização de todos os parâmetros medidos conjuntamente, essa classificação é dificultada, pois as variações são muito altas. A única estrutura que pode dar uma idéia do estágio ninfal é a tíbia da perna III (Tabela 16), a qual mostrou superposição apenas entre o 4º e o 5º ínstar, além do 10º e do adulto (neste caso, pode-se considerar as superposições por causa da união de machos e fêmeas, uma vez que os indivíduos machos variam consideravelmente nas dimensões corporais). Por causa do pequeno número de dados e informações provindas de animais fixados, não foi efetuado o teste de Möls para esta espécie.

Observando-se fêmur e tíbia da perna III (Tabela 16), pode-se notar que, nessa espécie, há uma leve diferenciação a partir do 10º estágio ninfal, sendo a tíbia um pouco maior que o fêmur.

Tabela 13 - Dimensões da cabeça (largura e comprimento) e comprimento do pronoto de *E. itatibensis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos. $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = valores mínimo e máximo; N = tamanho da amostra; 1° a 10° = número do estágio pós-embriônico ninfal.

		Largura cabeça		Comprimento cabeça		Comprimento Pronoto	
estágio	N	$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação
1°	4	0,712 \pm 0,022	0,700 - 0,750	0,975 \pm 0,025	0,950 - 1,000	0,350 \pm 0,031	0,300 - 0,375
2°	5	0,855 \pm 0,010	0,850 - 0,875	1,160 \pm 0,171	1,050 - 1,500	0,470 \pm 0,010	0,450 - 0,475
3°	7	1,015 \pm 0,086	0,920 - 1,154	1,389 \pm 0,002	1,385 - 1,390	0,731 \pm 0,361	0,520 - 0,650
4°	8	1,260 \pm 0,052	1,200 - 1,354	1,627 \pm 0,133	1,400 - 1,815	0,777 \pm 0,079	0,631 - 0,877
5°	4	1,335 \pm 0,074	1,277 - 1,462	1,653 \pm 0,083	1,536 - 1,769	0,880 \pm 0,046	0,812 - 0,923
6°	6	1,540 \pm 0,042	1,462 - 1,585	1,967 \pm 0,106	1,846 - 2,188	1,111 \pm 0,050	1,077 - 1,219
7°	5	1,776 \pm 0,084	1,625 - 1,850	2,131 \pm 0,070	2,031 - 2,250	1,223 \pm 0,043	1,156 - 1,269
8°	4	2,219 \pm 0,115	2,094 - 2,406	2,867 \pm 0,326	2,344 - 3,219	1,852 \pm 0,199	1,594 - 2,125
9°	6	2,606 \pm 0,123	2,450 - 2,813	3,542 \pm 0,183	3,300 - 3,800	2,586 \pm 0,229	2,188 - 2,950
10°	4	3,150 \pm 0,050	3,050 - 3,150	4,187 \pm 0,119	4,050 - 4,350	3,100 \pm 0,050	3,050 - 3,150
adulto	13	3,467 \pm 0,273	3,150 - 4,150	4,565 \pm 0,360	4,100 - 5,475	3,438 \pm 0,328	3,000 - 4,150

Tabela 14 - Comprimento de fêmur, tíbia e tarso da perna I de *E. itatibensis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos. $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = valores mínimo e máximo; N = tamanho da amostra (quando há 3 números, estes referem-se na ordem a cada estrutura medida); 1° a 10° = número do estágio pós-embrionário ninfal.

estágio	N	Fêmur I		Tíbia I		Tarso I	
		$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação
1°	4	0,737 \pm 0,022	0,700 - 0,750	0,737 \pm 0,022	0,700 - 0,750	0,737 \pm 0,022	0,700 - 0,750
2°	5	0,945 \pm 0,058	0,875 - 1,050	0,915 \pm 0,072	0,850 - 1,050	0,905 \pm 0,060	0,850 - 1,000
3°	7/7/6	1,158 \pm 0,161	0,850 - 1,307	1,158 \pm 0,161	0,850 - 1,387	1,105 \pm 0,072	0,954 - 1,180
4°	8	1,703 \pm 0,077	1,585 - 1,815	1,509 \pm 0,173	1,262 - 1,719	1,354 \pm 0,081	1,231 - 1,500
5°	4	1,754 \pm 0,125	1,600 - 1,938	1,650 \pm 0,264	1,215 - 1,875	1,375 \pm 0,091	1,246 - 1,846
6°	6	2,177 \pm 0,167	1,875 - 2,438	2,052 \pm 0,116	1,875 - 2,250	1,719 \pm 0,124	1,594 - 1,938
7°	5	2,336 \pm 0,095	2,188 - 2,469	2,211 \pm 0,217	1,875 - 2,406	1,849 \pm 0,044	1,813 - 1,906
8°	4	3,641 \pm 0,627	3,063 - 4,688	3,266 \pm 0,427	2,750 - 3,938	2,477 \pm 0,142	2,375 - 2,719
9°	6	4,863 \pm 0,416	4,313 - 5,500	4,809 \pm 0,345	4,438 - 5,175	3,529 \pm 0,248	3,188 - 3,800
10°	4	5,900 \pm 0,167	5,725 - 6,125	5,900 \pm 0,167	5,725 - 6,125	4,550 \pm 0,093	4,400 - 4,650
adulto	12	6,425 \pm 0,606	5,600 - 7,900	6,417 \pm 0,620	5,600 - 7,900	4,833 \pm 0,450	4,350 - 6,000

Tabela 15 - Comprimento de fêmur, tíbia e tarso da perna II de *E. itatibensis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos. $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = valores mínimo e máximo; N = tamanho da amostra (quando há 3 números, estes referem-se na ordem a cada estrutura medida); 1° a 10° = número do estágio pós-embrionário ninfal.

estágio	N	Fêmur II		Tíbia II		Tarso II	
		$m \pm s$	variação	$x \pm s$	variação	$m \pm s$	variação
1°	4	$0,737 \pm 0,022$	0,700 - 0,750	0,750	0,750 - 0,750	0,750	0,750
2°	5	$0,925 \pm 0,027$	0,875 - 0,950	$0,925 \pm 0,027$	0,875 - 0,950	$0,895 \pm 0,046$	0,850 - 0,950
3°	7	$1,127 \pm 0,098$	0,920 - 1,246	$1,068 \pm 0,127$	0,850 - 1,246	$1,055 \pm 0,111$	0,850 - 1,154
4°	8	$1,620 \pm 0,125$	1,354 - 1,815	$1,530 \pm 0,167$	1,185 - 1,719	$1,352 \pm 0,076$	1,262 - 1,415
5°	4	$1,804 \pm 0,142$	1,600 - 2,000	$1,622 \pm 0,233$	1,231 - 1,846	$1,453 \pm 0,175$	1,231 - 1,719
6°	6	$2,193 \pm 0,140$	1,969 - 2,438	$2,094 \pm 0,086$	1,969 - 2,250	$1,750 \pm 0,099$	1,656 - 1,938
7°	5	$2,336 \pm 0,095$	2,188 - 2,469	$2,324 \pm 0,173$	2,031 - 2,563	$1,861 \pm 0,041$	1,813 - 1,906
8°	4	$3,719 \pm 0,610$	3,063 - 4,688	$3,414 \pm 0,433$	2,750 - 3,938	$2,516 \pm 0,209$	2,375 - 2,875
9°	6	$4,917 \pm 0,455$	4,313 - 5,550	$4,917 \pm 0,455$	4,313 - 5,550	$3,654 \pm 0,343$	3,188 - 4,000
10°	4	$5,956 \pm 0,071$	5,900 - 5,950	$5,956 \pm 0,071$	5,900 - 5,950	$4,669 \pm 0,340$	4,400 - 5,250
adulto	13/13/12	$6,556 \pm 0,585$	5,850 - 7,800	$6,606 \pm 0,695$	5,800 - 8,375	$4,975 \pm 0,618$	4,150 - 6,500

Tabela 16 - Comprimento de fêmur, tíbia e tarso da perna III de *E. itatibensis* (em mm) nos estágios ninfais (de 1° a 10°) e em adultos. $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = valores mínimo e máximo; N = tamanho da amostra (quando há 3 números, estes referem-se na ordem a cada estrutura medida); 1° a 10° = número do estágio pós-embrionário ninfal.

estágio	N	Fêmur III		Tíbia III		Tarso III	
		$m \pm s$	variação	$x \pm s$	variação	$m \pm s$	variação
1°	4	1,325 \pm 0,043	1,250 - 1,350	1,325 \pm 0,043	1,250 - 1,350	0,850 \pm 0,035	0,800 - 0,900
2°	5	1,755 \pm 0,056	1,700 - 1,850	1,720 \pm 0,081	1,600 - 1,850	0,990 \pm 0,049	0,900 - 1,050
3°	7/6/5	2,306 \pm 0,185	2,060 - 2,656	2,324 \pm 0,260	1,940 - 2,656	1,288 \pm 0,087	1,180 - 1,406
4°	8	3,078 \pm 0,141	2,938 - 3,313	3,086 \pm 0,151	2,906 - 3,313	1,613 \pm 0,071	1,500 - 1,719
5°	4	3,438 \pm 0,102	3,281 - 3,563	3,422 \pm 0,100	3,313 - 3,563	1,774 \pm 0,078	1,719 - 1,906
6°	6	3,969 \pm 0,079	3,875 - 4,063	3,990 \pm 0,084	3,875 - 4,063	1,980 \pm 0,336	1,500 - 2,630
7°	5	4,710 \pm 0,158	4,500 - 4,925	4,523 \pm 0,206	4,375 - 4,925	2,145 \pm 0,102	2,000 - 2,288
8°	4	6,828 \pm 0,499	6,250 - 7,625	6,563 \pm 0,538	5,813 - 7,188	3,047 \pm 0,184	2,750 - 3,250
9°	6	9,242 \pm 0,916	7,625 - 10,425	9,325 \pm 0,778	8,125 - 10,425	4,550 \pm 0,558	3,750 - 5,275
10°	4	11,562 \pm 0,237	11,200 - 11,775	11,700 \pm 0,116	11,500 - 11,775	5,950 \pm 0,168	5,525 - 5,900
adulto	11	12,831 \pm 1,266	11,450 - 15,200	13,211 \pm 1,811	11,025 - 16,700	6,168 \pm 0,694	5,500 - 7,900

Tabela 17 - Comprimento dos cercos abdominais, do ovipositor e comprimento e largura das asas de *E. itatibensis* (em mm) nos estágios de 1° a 10° ninfais e em adultos (cercos abdominais), de 8° a 10° e em adultos (ovipositor), e 9°, 10° e adultos (asas). $m \pm s$ = média \pm desvio padrão; variação = valores mínimo e máximo; N = tamanho da amostra (quando há 4 números, estes referem-se na ordem a cada estrutura medida); 1° a 10° = número do estágio pós-embriônico ninfal.

estágio	N	Cercos		Ovipositor		Comprimento Asa		Largura Asa	
		$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação	$m \pm s$	variação
1°	4	1,462 \pm 0,022	1,450 - 1,500	—	—	—	—	—	—
2°	5	1,890 \pm 0,037	1,850 - 1,950	—	—	—	—	—	—
3°	7	2,423 \pm 0,159	2,150 - 2,719	—	—	—	—	—	—
4°	8	3,347 \pm 0,084	3,156 - 3,438	—	—	—	—	—	—
5°	4	3,532 \pm 0,197	3,281 - 3,813	—	—	—	—	—	—
6°	6	4,081 \pm 0,399	3,478 - 4,375	—	—	—	—	—	—
7°	5	4,555 \pm 0,215	4,188 - 4,763	—	—	—	—	—	—
8°	4/2	6,425 \pm 0,428	7,320 - 8,375	0,770 \pm 0,185	0,585 - 0,954	—	—	—	—
9°	5/3/3/3	9,000 \pm 0,929	8,000 - 10,375	2,863 \pm 0,221	2,725 - 3,175	1,142 \pm 0,077	1,077 - 1,250	1,065 \pm 0,014	1,046 - 1,075
10°	4/2/2/2	10,650 \pm 0,095	9,100 - 11,650	6,900 \pm 0,025	6,875 - 6,925	1,275 \pm 0,025	1,250	2,210 \pm 0,162	1,300 - 2,375
adulto	10/5/1/1	12,387 \pm 1,267	9,625 - 14,700	12,060 \pm 1,184	10,400 - 13,875	7,375	7,375	5,750	5,750

STRINATIA BREVIPENNIS X *ENDECOUS ITATIBENSIS*

As relações ecológicas existentes entre os dois gêneros não são muito claras. TRAJANO & GNASPINI-NETTO (1991) discutiram essas relações, sugerindo a possibilidade de que *Endecous* sp. (uma espécie em fase de descrição) seja melhor sucedido na colonização do ambiente cavernícola, afetando, de alguma maneira, a colonização de *S. brevipennis*. Embora uma fêmea de *S. brevipennis* isolada em caixa de isopor tenha dado origem aos primeiros nascimentos (54 jovens em outubro de 1995), o crescimento populacional de *E. itatibensis* superou o da primeira espécie quando as duas foram criadas no mesmo compartimento, na mesma época. Ou seja, em março de 1996 apenas um exemplar de *S. brevipennis* estava presente, juntamente com 30 de *E. itatibensis*, quase todos adultos. Esses resultados corroboram a proposta daqueles autores. No entanto, nessa época as espécies de *Endecous* (a criada em laboratório e a que coloniza grutas no Vale do Ribeira) não haviam sido identificadas e foram consideradas como uma só. Viagens subsequentes ao campo confirmaram que *Endecous* sp. não descrita não estava presente em grutas do PEI. Assim, mesmo que *E. itatibensis* tenha sido coletado acidentalmente nessa região, aparentemente não é uma espécie regularmente cavernícola, e, por isso, não é dominante nessas grutas, sobrepujando *S. brevipennis*. Deve haver, então, alguma característica fisiológica aliada às diferenças climáticas nas duas regiões (PETAR e PEI) que permitam a dominância de *Endecous* sp. não descrita na primeira e a excluam da segunda, permitindo a dominância de *S. brevipennis* - estudo ainda não efetuado.

É interessante notar, entretanto, que o sucesso reprodutivo de *E. itatibensis* no laboratório ocorreu apenas entre os indivíduos mantidos soltos na câmara I, enquanto o maior sucesso de *S. brevipennis* ocorreu em caixas de isopor. É possível que os referidos sucessos reprodutivos estejam relacionados ao tipo de substrato utilizado para postura de ovos; isto é, *S. brevipennis* mostrou um maior rendimento reprodutivo quando o substrato de postura foi algodão, enquanto *E. itatibensis* apresentou rendimento reprodutivo nulo nesse substrato. O único substrato de postura com algum sucesso reprodutivo em caixas de isopor para essa espécie foi vermiculita. Areia não demonstrou ser um bom local para postura do ovos para nenhuma das espécies. Embora ela seja utilizada nas câmaras I e II, é possível que o grande sucesso de *E. itatibensis*, observado livremente na câmara I, seja devido à postura na espuma de vedação das portas. Após a troca das portas (eliminando o acesso à espuma) e efetuado o revestimento das paredes com massa corrida, pó de massa corrida foi encontrado em alguns pontos da câmara. Dessa forma, é possível que esse material seja macio o suficiente para ser perfurado pelo ovipositor.

É possível que esse diferente sucesso reprodutivo esteja relacionado com a estratégia de oviposição de cada espécie. Enquanto *S. brevipennis* parece ser mais seletiva (se não na escolha,

pelo menos na eficiência) quanto ao substrato utilizado, *E. itatibensis* tenta fazer sua oviposição em qualquer substrato e em quantidade e velocidade “extremas”. Admitindo-se que o mesmo ocorra para outras espécies de *Endecous*, isso explicaria o ocorrido no Vale do Ribeira.

Quanto ao desenvolvimento embrionário, *S. brevipennis* apresentou períodos aproximadamente constantes (com média de 56 dias), variando com a sazonalidade, possivelmente influenciado de forma que o maior sucesso reprodutivo ocorreu no verão. No caso de *E. itatibensis*, por outro lado, houve grande variação, a qual, provavelmente, não é devida unicamente à sazonalidade.

Como o desenvolvimento pós-embrionário de *E. itatibensis* não foi acompanhado desde o nascimento, mas apenas através de material fixado, não foi possível precisar o número de mudas. Aparentemente, também possuem 10 estágios ninfais, como *S. brevipennis* (que pode variar entre 9 e 10).

O período de vida total observado foi de aproximadamente 10 meses para fêmeas de *E. itatibensis* e 11 meses para a única fêmea de *S. brevipennis* que atingiu a vida adulta. Com relação aos machos, observou-se que os de *E. itatibensis* possuem vida mais curta que as fêmeas, pois “desapareceram” da câmara I com idade aproximada de 9 meses. O único indivíduo macho de *S. brevipennis* acompanhado desde o nascimento até a morte completou 14 meses de vida, ou seja, viveu mais que a fêmea. Embora isso possa sugerir vida maior aos machos, devido provavelmente ao estresse reprodutivo das fêmeas, os dados são poucos para permitir tal afirmação.

A caracterização morfométrica das duas espécies mostrou que os indivíduos dos primeiros estágios ninfais possuem semelhanças dimensionais. A maioria das estruturas analisadas mostram que essa semelhança segue até o 7º estágio de ninfa. No 8º ínstar iniciam-se as diferenças dimensionais, quando, na maioria dos casos, *E. itatibensis* torna-se maior que *S. brevipennis*, salvo algumas exceções. Os fêmures e tíbias I, II e III possuem um crescimento proporcionalmente maior em *S. brevipennis* que na outra espécie; isto é, embora essas estruturas locomotoras apresentem semelhanças dimensionais, são proporcionalmente maiores em *S. brevipennis*. Além disso, o fêmur e a tíbia III apresentam uma diferenciação a partir do 10º estágio ninfal, tornando-se a tíbia maior que o fêmur em *S. brevipennis*. Em *E. itatibensis*, essa diferenciação também é observada, porém, menos acentuadamente que na primeira espécie.

As asas de *S. brevipennis* surgem no último estágio ninfal, enquanto surge no penúltimo ínstar de *E. itatibensis*, atingindo um tamanho muito maior. Assim como *S. brevipennis*, *E. itatibensis* não possui asas membranosas, mas suas tégminas bem desenvolvidas permitem a utilização de som durante a corte, enquanto a corte de *S. brevipennis* ocorre através do toque entre antenas, uma vez que essa espécie não possui dentes estridulatórios.

O ovipositor apresenta o mesmo desenvolvimento proporcional em ambas espécies.

CONCLUSÕES GERAIS

A única espécie de grilos registrada nas cavernas do PEI é *S. brevipennis*. Dessa forma, a contaminação do laboratório por *E. itatibensis* pode ter ocorrido pela invasão de uma fêmea ovígera dos arredores do Edifício Ernesto Marcus antes do início deste trabalho, não sendo descartada, entretanto, a hipótese da espécie estar presente na região de coletas (no meio epígeo).

Com a presença de *E. itatibensis* no laboratório, *S. brevipennis* desapareceu completamente dando espaço à primeira espécie. Apenas com a separação em câmaras distintas foi possível realizar um acompanhamento com *S. brevipennis*.

Tanto *S. brevipennis* como *E. itatibensis* são onívoras, pelo menos em laboratório. Canibalismo foi observado diretamente para *E. itatibensis* mas não para *S. brevipennis*. Entretanto, evidências indicam a ocorrência também nesta espécie.

A cópula de *S. brevipennis* ocorre com a fêmea sobre o dorso do macho, posicionamento considerado primitivo em Ensifera. Ocorre produção de secreção glandular na base das tégminas reduzidas do macho, da qual a fêmea se alimenta durante todo o comportamento copulatório, que tem duração aproximada de 1 hora. A inseminação ocorre durante o pareamento e após a cópula o macho libera o espermatóforo no substrato e alimenta-se desse.

O melhor substrato de postura de ovos, observado em laboratório, foi algodão umedecido, seguido de vermiculita, sendo areia o pior substrato para *S. brevipennis*. Dessa forma, utilizando-se algodão, foi possível conseguir um elevado número de nascimentos em laboratório. No caso de *E. itatibensis*, o melhor substrato observado foi vermiculita, seguido de areia. Não ocorreram nascimentos em algodão para essa espécie.

O maior rendimento reprodutivo de *S. brevipennis* foi observado na primavera-verão.

O período de desenvolvimento embrionário médio observado para *S. brevipennis* foi de 56 dias. No caso de *E. itatibensis* houve uma grande variação, com períodos de 40 a 77 dias em períodos mais quentes e de 70 a 105 dias no outono-inverno.

O alto índice de mortalidade entre jovens dificultou a obtenção da análise do desenvolvimento pós-embrionário desde o nascimento até a vida adulta. É possível que a alta temperatura no laboratório seja um dos fatores responsáveis por essa taxa de mortalidade; entretanto, alguma carência alimentar pode ter afetado os jovens durante as mudas.

Foram observadas 10 ou 11 mudas consecutivas, totalizando 11 ou 12 estágios entre nascimento e vida adulta para *S. brevipennis*. A variação pode ser natural da espécie dependendo da temperatura e alimentação, ou pode ter ocorrido perda de informações durante os experimentos.

E. itatibensis não foi acompanhada na íntegra, mas o material fixado indica a existência de 11 estágios de vida.

Os períodos entre uma muda e outra variam consideravelmente com pequeno aumento no decorrer do desenvolvimento. Não foram observadas interferências sazonais.

Indivíduos machos de *S. brevipennis* possuem longevidade maior que fêmeas (14 e 11 meses respectivamente), diferindo de *E. itatibensis*, onde ocorre o contrário.

O sexo de ambas espécies pode ser reconhecido a partir dos três últimos estágios ninfais, quando aparece o ovipositor nas fêmeas. Asas também diferenciam sexos, uma vez que as fêmeas dessas espécies são ápteras, porém, surgem mais tardiamente nos machos (último ínstar ninfal em *S. brevipennis* e penúltimo em *E. itatibensis*).

Os estágios ninfais anteriores ao surgimento do ovipositor são de difícil caracterização morfológica nos primeiros estágios ninfais de *S. brevipennis*, pois os valores dimensionais sobrepõem-se de um estágio para o outro consecutivo. Entretanto, fêmur e tíbia da perna III mostraram-se as melhores estruturas para essa finalidade.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AI, N. & T. SASA, 1977. Afferent impulses induced by mechanical stimulation to the ovipositor for oviposition in crickets, *Teleogryllus emma* and *T. taiwanemma*. *Bulletin of the Tokyo Gakugei University Serie IV*, 29: 196 - 208.
- ALEXANDER, R. D. 1964. The evolution of mating behavior in arthropods. pp. 78 - 94. In: K. C. Highnam (ed.). *Insect Reproduction, Symposium No. 2*. Royal Entomological Society of London, London.
- ALEXANDER, R. D. & D. OTTE, 1967. The evolution of genitalia and mating behavior in crickets (Gryllidae) and other Orthoptera. *Miscellaneous Publications Museum of Zoology University of Michigan*, 133: 1 - 62.
- ALLEGRUCCI, G., D. CESARONI & V. SBORDONI, 1987. Adaptation and speciation of *Dolichopoda* cave crickets (Orthoptera: Rhaphidophoridae): geographic variation, morphometric indices and allozyme frequencies. *Biological Journal of the Linnean Society*, 31(2): 51 - 160.
- BARR, T. C. Jr. 1968. Cave ecology and the evolution of troglobites. *Evolutionary Biology*, 2: 35 - 102.
- BENNET-CLARK, H. C. 1970. The mechanism and efficiency of sound production in mole crickets. *Journal of Experimental Biology*, 52: 619 - 652.
- BENNET-CLARK, H. C. 1975. Sound production in insects. *Science Progress*, 62: 263 - 283.
- BOAKE, C. R. B. 1984. Natural history and acoustic behavior of a gregarious cricket. *Behaviour*, 89: 241 - 250.
- BOLDYREV, B. T. 1928. Einige episoden aus dem geschlechtsleben von *Discoptila fragosoi* Bol. (Orthoptera, Gryllidae). *Revue Russe d'Entomologie (Moscou)*, 22: 137 - 147.
- BOUDOU-SALTET, P. 1980. The embryonal development of *Dolichopoda linderi* (Orthoptera, Rhaphidophoridae). *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de Toulouse*, 115(3/4): 222 - 231.
- CADE, W. H. 1975. Acoustically orienting parasitoids: fly phonotaxis to cricket song. *Science (Washington)*, 190: 1312 - 1313.
- CADE, W. H. 1979. The evolution of alternative male reproductive strategies in field crickets. pp. 343 - 379. In: M. S. Blum & N. A. Blum. (eds.). *Sexual Selection and Reproductive Competition in Insects*. Academic Press, New York.
- CADE, W. H. 1980. Alternative male reproductive behaviors. *Florida Entomologist*, 63: 30 - 45.
- CADE, W. H. & D. R. WYATT, 1984. Factors affecting calling behavior in field crickets, *Teleogryllus* and *Gryllus* (age, weight, density, and parasites). *Behaviour*, 88: 61 - 75.
- CAPOLONGO, D. 1965. Breve nota biológica su *Dolichopoda geniculata* Costa (Orthoptera: Rhaphidophoridae). *Bollettino della Società Entomologica Italiana*, 95: 5 - 7.

- CAPOLONGO, D. 1966. Contributo alla conoscenza dell'entomofauna del napoletano. Indagine ecologica e geonemica su *Dolichopoda geniculata* Costa. *Bollettino della Società Entomologica Italiana*, 96: 73 - 94.
- CARCHINI, G., C. DI RUSSO & M. RAMPINI, 1991. Observations on the biology of *Spelaeiacris tabulae* Peringuey (Orthoptera, Rhaphidophoridae) from the Wynberg cave (Capetown, South Africa). *International Journal of Speleology*, 20: 47 - 55.
- CARCHINI, G., C. DI RUSSO & V. SBORDONI, 1989. Age structure of *Dolichopoda* populations from artificial and natural cave habitats (Orthoptera: Rhaphidophoridae). *Mémoires de Biospéologie*, 16: 197 - 200.
- CARCHINI, G., C. DI RUSSO & V. SBORDONI, 1991. Contrasting age structures in cave cricket populations: patterns and significance. *Ecological Entomology*, 16: 305 - 314.
- CYR, M. M., E. H. STUDIER, K. H. LAVOIE & K. L. McMILLIN, 1991. Annual cycle of gonad maturation, characteristics of copulating pairs and egg-laying rates in cavernicolous crickets, particularly *Hadenoeus subterraneus* (Insecta: Orthoptera). *American Midland Naturalist*, 125(2): 231 - 239.
- DAMBACH, M. & L. LICHTENSTEIN, 1978. Zur Ethologie der afrikanischen Grille *Phaeophilacris spectrum* Saussure. *Zeitschrift für Tierpsychologie*, 46: 14 - 29.
- DESTEPHANO, D. B., U. E. BRADY & C. A. FARR, 1982. Factors influencing oviposition behavior in the cricket, *Acheta domesticus*. *Annals of the Entomological Society of America*, 75: 111 - 114.
- DESUTTER-GRANDCOLAS, L. 1992a. Les Phalangopsidae de Guyane Française (Orthoptères, Grylloidea): systématique, éléments de phylogénie et de biologie. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle*, 14(1): 93 - 177.
- DESUTTER-GRANDCOLAS, L. 1992b. Phylogenetic, biogeographical, and ecological study on neotropical Grylloidea (Insecta, Orthoptera). *Bulletin de la Société Zoologique de France*, 117(1): 82 - 86.
- DESUTTER-GRANDCOLAS, L. 1993. The cricket fauna of Chiapanecan caves (Mexico): Systematics, phylogeny and the evolution of troglobitic life (Orthoptera, Grylloidea, Phalangopsidae, Luzarinae). *International Journal of Speleology*, 22(1-4): 1 - 82.
- DESUTTER-GRANDCOLAS, L. 1995. Nouveaux grillons cavernicoles de la région néotropical (Orthoptera, Grylloidea, Phalangopsidae). *Revue Française d'Entomologie*, 17(3): 97 - 106.
- DI RUSSO, C., G. CARCHINI & V. SBORDONI, 1994. Life-history variation in *Dolichopoda* cave crickets. pp. 205 - 226. In: DANKS, H. V. (ed.). *Insect Life-cycle Polymorphism*. Kluwer Academic Publishers.
- DI RUSSO, C., L. PASQUALE, G. CARCHINI & V. SBORDONI, 1991. Preliminary data on the feeding habit of *Dolichopoda* (Orthoptera: Rhaphidophoridae) by means of fecal content analysis. *Mémoires de Biospéologie*, 18: 81 - 84.
- DI RUSSO, C., A. VELLEI, G. CARCHINI & V. SBORDONI, 1987. Life cycle and age structure of *Dolichopoda* populations (Orthoptera, Rhaphidophoridae) from natural and artificial cave habitats. *Bollettino di Zoologia*, 54(4): 337 - 340.

- DI RUSSO, C., F. VENANZETTI, L. FERRUCCI & V. SBORDONI, 1994. Restriction enzymes induced bands in the cave cricket *Dolichopoda schiavazzii* (Orthoptera, Rhaphidophoridae): Implications for heterochromatin characterization and satellite DNA distribution. *Bollettino di Zoologia*, 61: 149 - 153.
- EVANS, A. R. 1983. A study of the behaviour of the Australian field cricket *Teleogryllus commodus* (Walker) (Orthoptera: Gryllidae) in the field and in habitat simulations. *Zeitschrift für Tierpsychologie*, 62: 269 - 290.
- FULTON, B. B. 1915. The tree crickets of New York: Life history and bionomics. *New York Agricultural Experiment Station Technical Bulletin*, 42: 1 - 47.
- FUZZEAU-BRAESCH, S. 1975. Cycle de vie et évolution larvaire d'un grillon d'Algérie. *Comptes Rendus Hebdomadaires des Seances de l'Academie des Sciences Serie D Sciences Naturelles*, 218: 1385 - 1388.
- GABBUTT, P. D. 1954. Notes on the mating behaviour of *Nemobius sylvestris*. *Animal Behaviour*, 2: 84 - 88.
- GNASPINI, P. 1993. *Biologia de opiliões cavernícolas da Província Espeleológica do Vale do Ribeira, SP/PR (Arachnida: Opiliones)*. Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, Tese de Doutorado. 101p.
- GNASPINI, P. 1995. Reproduction and postembryonic development of *Goniosoma spelaeum*, a cavernicolous harvestman from southeastern Brazil (Arachnida: Opiliones: Gonyleptidae). *Invertebrate Reproduction and Development*, 28(2): 137 - 151.
- GNASPINI, P. 1996. Population ecology of *Goniosoma spelaeum*, a cavernicolous harvestman from southeastern Brazil (Arachnida: Opiliones: Gonyleptidae). *Journal of Zoology*, 239: 417 - 435.
- GNASPINI, P. & E. TRAJANO, 1994. Brazilian cave invertebrates, with a checklist of troglomorphic taxa. *Revista Brasileira de Entomologia*, 38(3/4): 549 - 584.
- HOWARTH, F. G. 1979. The zoogeography of specialized cave animals: A bioclimatic model. *Evolution*, 34(2): 394 - 406.
- HUBER, F., T. E. MOORE & W. LOHER, 1989. *Cricket behavior and neurobiology*. Cornell University Press, 565 pp.
- INGRISCH, S. 1977. Das stridulationsorgan der Käfergrille *Trigonidium cicindeloides* (Orthoptera: Gryllidae: Trigoniniinae) und Beobachtungen zur Eidonomie und Ethologie. *Entomologica Germanica*, 3: 324 - 332.
- KASTBERGER, G. 1984. Gating of locomotor activity in the cave-cricket, *Troglophilus cavicola*. *Physiological Entomology*, 9(3): 297 - 314.
- KHALIFA, A. 1950. Sexual behavior in *Gryllus domesticus* L. *Behaviour*, 2: 264 - 274.
- KIDOKORO, T. & S. MASAKI, 1978. Photoperiodic response in relation to variable voltinism in the ground cricket, *Pteronemobius fascipes* Walker (Orthoptera: Gryllidae). *Japanese Journal of Ecology*, 28: 291 - 298.
- LAMB, R. Y. & R. B. WILLEY, 1987. Maintaining cave crickets (Orthoptera: Rhaphidophoridae) in the laboratory. *Entomological News*, 98(3): 147 - 149.

- LAMB, R. Y. & R. B. WILLEY, 1989. Parthenogenetic mechanism and its evolutionary potential in the cave cricket *Euhadenoecus insolitus* (Orthoptera: Rhaphidophoridae). *Annals of the Entomological Society of America*, 82(1): 101 - 108.
- LOHER, W. & B. RENGE, 1978. The mating behaviour of *Teleogryllus commodus* (Walker) and its central and peripheral control. *Zeitschrift für Tierpsychologie*, 46: 225 - 259.
- MASAKI, S. & T. J. WALKER, 1987. Cricket life cycles. *Evolutionary Biology*, 21: 349 - 423.
- MAYS, D. L. 1971. Mating behavior of nemobiine crickets - *Hygronemobius*, *Nemobius*, and *Pteronemobius* (Orthoptera: Gryllidae). *Florida Entomology*, 54: 113 - 126.
- MELLO, F. A. G. 1994. *Sistemática, distribuição e diferenciação de grilos do gênero Aracamby Mello, 1992 nas matas costeiras do sudeste do Brasil e sistema insular adjacente: aspectos morfológicos, cromossômicos e comportamentais (Orthoptera: Grylloidea: Phalangopsidae)*. Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, Tese de Doutorado. 215 p.
- MERKEL, G. 1977. The effects of temperature and food quality on the larval development of *Gryllus bimaculatus* (Orthoptera, Gryllidae). *Oecologia (Berlin)*, 30: 129 - 140.
- NEET, C. 1993. Contribution à la méthode biométrique de détermination du nombre de mues au cours du développement des araignées: séparation statistique des stades par le test de Möls. *Revue Arachnologique*, 10(1): 9 - 20.
- NORTON, R. M. 1978. The biology of *Hadenoecus subterraneus* and *H. cumberlandicus*. pp. 100 - 107. In: HUBBEL, T. H. & R. M. NORTON (eds). The systematic and biology of the cave-crickets of the North American tribe Hadenoecini (Orthoptera Saltatoria: Ensifera: Rhaphidophoridae: Dolichopodinae). *Miscellaneous Publications Museum of Zoology University of Michigan*, vol. 156.
- OHSAKI, R. & N. AI, 1979. Afferent information for oviposition in crickets. *Bulletin of the Tokyo Gakugei University Serie IV*, 31: 177 - 190.
- OTTE, D. 1977. Communication in Orthoptera. pp. 334 - 361. In: T. A. Sedeok (ed.). *How Animals Communicate*. Indiana Univ. Press, Bloomington.
- PARK, O. & D. E. REICHLE, 1963. Observations on the ecology and behavior of the cave cricket, *Hadenoecus subterraneus* (Scudder). *Bulletin of the Ecological Society of America*, 44: 126 - 127.
- PINTO-DA-ROCHA, R. 1995. Sinopse da fauna cavernícola do Brasil (1907 - 1994). *Papéis Avulsos de Zoologia*, 39(6): 61 - 173.
- RAMPINI, M., G. CARCHINI & V. SBORDONI, 1983. Population ecology of the cave cricket *Dolichopoda geniculata* from an artificial cave at Rome (Italy). *Fragmenta Entomologica*, 17(1): 85 - 100.
- REICHLE, D. E. 1963. Rhythmic activity in the cave cricket, *Hadenoecus subterraneus* (Scudder). *Bulletin of the Ecological Society of America*, 44: 89.
- SAKALUK, S. K. 1987. Reproductive behavior of the decorated cricket, *Gryllodes supplicans* (Orthoptera: Gryllidae): calling schedules, spacial distribution and mating. *Behaviour*, 100: 202 - 225.

- SBE (SOCIEDADE BRASILEIRA DE ESPELEOLOGIA), 1991. Cadastro Nacional de Cavidades Naturais. Atualização 91. São Paulo. 27p.
- SBORDONI, V., G. ALLEGRUCCI, A. CACCONE, G. CARCHINI & D. CESARONI, 1987. Microevolutionary studies in Dolichopodinae cave crickets. pp. 514 - 540. In: B. BACCETTI (ed.). *Evolutionary biology of orthopteroid insects*. Ellis Harwood. Chichester.
- SBORDONI, V., G. ALLEGRUCCI, A. CACCONE, D. CESARONI, M. COBOLLI-SBORDONI & E. DE MATTHAEIS, 1981. Genetic variability and divergence in cave populations of *Troglophilus cavicola* and *Troglophilus andreinii* (Orthoptera, Rhaphidophoridae). *Evolution*, 35(2): 226 - 233.
- SBORDONI, V., G. ALLEGRUCCI, D. CESARONI, M. COBOLLI-SBORDONI & E. DE MATTHAEIS, 1985. Genetic structure of populations and species of *Dolichopoda* cave crickets: evidence of peripatric divergence. *Bollettino di Zoologia*, 52: 139 - 156.
- SHAROV, A. G. (1968) 1971. *Phylogeny of the Orthopteroidea*. Reprint. Israel Program for Scientific Translations, Jerusalem.
- SINHA, K. M. 1979. Sound producing organs of a cave-cricket, *Kempiola shankari* (Orthoptera: Phalangopsidae). *Journal of Animal Morphology and Physiology*, 25(1/2): 243 - 248.
- STUDIER, E. H. & K. H. LAVOIE, 1990. Biology of cave crickets, *Hadenoecus subterraneus*, and camel crickets, *Ceuthophilus stygius* (Insecta: Orthoptera): Metabolism and water economies related to size and temperature. *Comparative Biochemistry and Physiology A Comparative Physiology*, 95(1): 157 - 162.
- STUDIER, E. H., K. H. LAVOIE & C. M. CHANDLER, 1991. Biology of cave crickets, *Hadenoecus subterraneus*, and camel crickets, *Ceuthophilus stygius* (Insecta: Orthoptera): Parasitism by hairworms (Nematomorpha). *Journal of the Helminthological Society of Washington*, 58(2): 248 - 250.
- STUDIER, E. H., K. H. LAVOIE, W. D. WARES II & J. A. M. LINN, 1986. Bioenergetics of the cave cricket, *Hadenoecus subterraneus*. *Comparative Biochemistry and Physiology A Comparative Physiology*, 84(3): 431 - 436.
- STUDIER, E. H., K. H. LAVOIE, W. D. WARES II & J. A. M. LINN, 1987. Bioenergetics of the camel cricket *Ceuthophilus stygius*. *Comparative Biochemistry and Physiology A Comparative Physiology*, 86(2): 289 - 294.
- STUDIER, E. H., W. D. WARES II, K. H. LAVOIE & J. A. M. LINN, 1987. Water budgets of cave crickets, *Hadenoecus subterraneus*, and camel crickets, *Ceuthophilus stygius*. *Comparative Biochemistry and Physiology A Comparative Physiology*, 86(2): 295 - 300.
- TANAKA, S. 1984. Seasonal variation in embryonic diapause of the striped ground cricket, *Allonemobius fasciatus*. *Physiological Entomology*, 9: 97 - 105.
- TAUBER, M. J., C. A. TAUBER & S. MASAKI, 1986. *Seasonal adaptations of insects*. Oxford Univ. Press, Oxford.

- TRAJANO, E. & P. GNASPINI-NETTO, 1991. Composição da fauna cavernícola brasileira, com uma análise preliminar da distribuição dos táxons. *Revista Brasileira de Zoologia*, 7(3): 383 - 407.
- TRAJANO, E. & P. GNASPINI, no prelo. Cavernas. In: FUNDAÇÃO FLORESTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO. *Intervales*.
- WALKER, T. J. (ed.). 1984. Mole crickets in Florida. *Florida Agricultural Stations Bulletin*, 846: 1 - 54.
- WALKER, T. J. & J. J. WHITESELL, 1982. Singing schedules and sites for a tropical burrowing cricket (*Anurogryllus muticus*). *Biotropica*, 14: 220 - 227.