



UNIVERSIDADE FEDERAL DO VALE DO SÃO FRANCISCO
CAMPUS DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA – PRODUÇÃO VEGETAL

Gabriel da Silva Dias

**Parâmetros biológicos de *Lasiothyris luminosa*
(Lepidoptera: Tortricidae) em dietas artificiais**

Petrolina -PE

2022

Gabriel da Silva Dias

**Parâmetros biológicos de *Lasiothyris luminosa*
(Lepidoptera: Tortricidae) em dietas artificiais**

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Agronomia – Produção Vegetal do Campus de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Vale do São Francisco, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Agronomia – Produção Vegetal.

Orientador: Prof^a. Dra. Rita de Cássia Rodrigues Gonçalves Gervásio
Co-orientador: Dr. Tiago Cardoso da Costa-Lima

Petrolina - PE

2022

Ficha catalográfica

D541p Dias, Gabriel da Silva
Parâmetros biológicos de *Lasiothyris luminosa* (Lepidoptera: Tortricidae) em dietas artificiais / Gabriel da Silva Dias. – Petrolina-PE, 2022.
xi, 53 f.: il.; 29 cm.

Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Federal do Vale do São Francisco, Campus Ciências Agrárias, Petrolina-PE, 2022.

Orientadora: Prof.^a Dr.^a Rita de Cássia Rodrigues Gonçalves Gervásio.

Inclui referências.

1. Uva – Doenças e pragas. 2. Lepidópteros. 3. Insetos - Alimentos. 4. Dieta artificial. 5. Cultura da videira. I. Título. II. Gervásio, Rita de Cássia Rodrigues Gonçalves. III. Universidade Federal do Vale do São Francisco.

CDD 634.82

Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema Integrado de Bibliotecas - SIBI/UNIVASF.
Bibliotecária: Andressa Laís Machado de Matos CRB – 4/2240.

UNIVERSIDADE FEDERAL DO VALE DO SÃO FRANCISCO
CAMPUS DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA – PRODUÇÃO VEGETAL

FOLHA DE APROVAÇÃO


Gabriel da Silva Dias

Parâmetros biológicos de *Lasiothyris luminosa* (Lepidoptera: Tortricidae) em dietas artificiais

Dissertação apresentada como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Agronomia – Produção Vegetal, pela Universidade Federal do Vale do São Francisco.

Aprovada em: 15 de agosto de 2022.


Banca Examinadora

Documento assinado digitalmente
 RITA DE CASSIA RODRIGUES GONCALVES
Data: 25/10/2022 11:26:29-0300
Verifique em <https://verificador.iti.br>


Profa. Dra. Rita de Cássia Rodrigues Gonçalves Gervásio. UNIVASF – Petrolina-PE



Dr. Tiago Cardoso da Costa Lima. Embrapa Semiárido – Petrolina-PE

Documento assinado digitalmente
 BEATRIZ DE AGUIAR GIORDANO PARANHOS
Data: 28/10/2022 11:21:21-0300
Verifique em <https://verificador.iti.br>

Dra. Beatriz Aguiar Giordano Paranhos. Embrapa Semiárido – Petrolina-PE

Documento assinado digitalmente
 FARAH DE CASTRO GAMA
Data: 28/10/2022 08:53:38-0300
Verifique em <https://verificador.iti.br>

Dra. Farah de Castro Gama. Embrapa Semiárido – Petrolina-PE

DEDICATÓRIA

A minha família, por todo incentivo e apoio durante essa etapa.

AGRADECIMENTOS

A Deus pela vida, e por ter me dado forças para chegar a meus objetivos.

Aos meus pais pelo apoio e incentivo durante essa jornada.

Aos familiares por toda as palavras de apoio durante o processo.

A minha orientadora Rita de Cássia Rodrigues Gonçalves Gervásio, pela amizade, orientações, disponibilidade, incentivo e paciência durante esse período, e por ter me dado a oportunidade de realizar a Pós-graduação sob sua orientação.

Ao meu Co-orientador Tiago Cardoso da Costa Lima, pela amizade, orientações passadas, pela disponibilidade sempre que precisei, pelos conselhos, pela paciência, e também pela oportunidade de trabalhar sob sua orientação.

Aos colegas de laboratório Eudair Rodrigues Teles, que além da amizade, foi de grande importância para minha adaptação no laboratório; Lane Natacha Nunes da Rocha, Fábio Ramon Martins Duarte e Rafaela Souza Silva, pela amizade, companhia e ajuda no desenvolvimento dos experimentos de laboratório.

Aos funcionários do laboratório, Victor Hugo de Souza Borges, Diniz da Conceição Alves, Francisco Pereira Nonato e Farah de Castro Gama, pela disponibilidade, companhia e amizade desenvolvida ao longo desse período.

Aos colegas de Pós-graduação, pelos momentos compartilhados, e pelas novas amizades geradas.

A banca examinadora pela disponibilidade e correções que foram de grande importância para o enriquecimento do trabalho.

A UNIVASF pela oportunidade concedida, e pelo corpo docente altamente qualificado.

A Embrapa por disponibilizar o laboratório de entomologia para a realização dos experimentos, assim como pelo transporte sempre que necessário.

As Empresas Agrícolas, Frutos do Sol, Labrunier e Frutaires, por fornecerem o material (bagas) com sintomas de ataque de *L. luminosa*, para que a criação pudesse ser iniciada, além do fornecimento de bagas de uva sadias para que a mariposa pudesse completar o seu ciclo.

Ao Sistema Integrado de Bibliotecas da UNIVASF pela ajuda e orientação na confecção deste trabalho.

RESUMO

A cultura da videira é de grande importância para a região do Submédio do Vale do rio São Francisco. Em 2015, uma nova praga foi registrada para a cultura na região, o microlepidóptero *Lasiothyris luminosa*, que vem causando danos desde os botões florais até as bagas em fase de colheita. O presente trabalho objetivou avaliar dietas artificiais para viabilizar a criação de *L. luminosa* em laboratório. Para isso foram avaliadas as dietas artificiais de *Anticarsia gemmatalis* e *Spodoptera frugiperda*, comparando-as com o alimento natural (bagas de uva) dessa espécie. Os experimentos foram realizados em câmaras climatizadas, com temperatura de 25 ± 1 °C, umidade relativa do ar de $65 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas. Foram avaliados a duração do período larval, pupal e de larva-adulto, longevidade, fecundidade, viabilidade larval e pupal, e razão sexual. *Lasiothyris luminosa* completou seu ciclo nas duas dietas artificiais avaliadas, podendo estas, serem utilizadas para a criação dessa espécie em laboratório. A fase de lagarta e o período lagarta-adulto foram mais curtos para o tratamento com dieta artificial de *A. gemmatalis*. Além disso, esta dieta proporcionou maior viabilidade pupal e fecundidade. Desta forma, conclui-se que a dieta artificial de *A. gemmatalis* é a mais indicada para a criação de *L. luminosa* em laboratório, comparado à dieta de *S. frugiperda* e ao uso de bagas de uva.

Palavras-chave: Dieta artificial, Traça-da-videira-sul-americana, Tortricidae, Criação de insetos.

ABSTRACT

Grapevine production is very important to the São Francisco Submedium river Valley, Brazil. In 2015, a new pest was reported in the region, the microlepidoptera *Lasiothyris luminosa*, causing significant damage from the bud flowers until the grape berries in the harvesting period. Thus, the present work aimed to evaluate artificial diets to guarantee the *L. luminosa* rearing in laboratory conditions. Two artificial diets used to rear *Anticarsia gemmatalis* and *Spodoptera frugiperda*, were compared to the species' natural host (grape berries). The experiments were conducted in climatic chambers with 25 ± 1 °C temperature, $65 \pm 10\%$ air relative humidity, and 12 hours photophase. It was evaluated the larva, pupal and larval-pupal period, longevity, fecundity, larval and pupal viability, and sexual ratio. *Lasiothyris luminosa* completed its cycle in both artificial diets, being possible to use both to maintain the species in the laboratory. The larval and larval-adult period was shorter for the treatment with *A. gemmatalis* artificial diet. Also, this diet provided greater pupal viability and higher fecundity. Thus, the *A. gemmatalis* diet is more indicated to rear *L. luminosa* in laboratory compared to the *S. frugiperda* diet and grape berries.

Key-words: Artificial diet, South american grapevine moth, Tortricidae, Insect rearing.

Lista de figuras

Figura 1. Processo de triagem. A) Coleta do material nas fazendas. B) Seleção das bagas com sintomas da praga em laboratório.....	28
Figura 2. Sistema de obtenção de adultos. A) Bandejas com uvas que apresentavam sintomas de ataque de <i>L. luminosa</i> . B) Coleta de adultos com aspirador bucal.....	28
Figura 3. Gaiola de criação de <i>L. luminosa</i>	29
Figura 4. Coleta e contagem de ovos das gaiolas de criação de <i>L. luminosa</i>	29
Figura 5. Aclimação dos ovos de <i>L. luminosa</i> , em placas de Petri.....	30
Figura 6. Potes utilizados para o fornecimento da dieta artificial às lagartas de <i>L. luminosa</i>	32
Figura 7. Gaiola utilizada para avaliar a fecundidade e longevidade de casais de <i>L. luminosa</i> , de forma isolada.....	33
Figura 8. Experimento para avaliar a longevidade e fecundidade de adultos de <i>L. luminosa</i> em câmara climatizada.....	34

Lista de tabelas

Tabela 1. Composição das dietas utilizadas para criação de <i>Lasiothyris luminosa</i> em laboratório.....	31
Tabela 2. Média dos parâmetros de desenvolvimento ($X \pm EP$) de <i>Lasiothyris luminosa</i> alimentada com dietas artificiais. T 25 ± 1 °C, UR $65 \pm 10\%$, fotofase 12 horas.....	36

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	13
2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	14
2.1. Cultura da videira.....	14
2.2. Organismos-praga associados à cultura da videira.....	15
2.3. Tortricídeos-praga da videira.....	15
2.4. <i>Lasiothyris luminosa</i>	18
2.5. Criação de insetos.....	20
2.6. Nutrição dos insetos.....	23
2.7. Dietas artificiais.....	25
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	27
3.1. Criação de <i>Lasiothyris luminosa</i>	27
3.2. Dietas artificiais.....	30
3.3. Parâmetros do desenvolvimento de <i>Lasiothyris luminosa</i> em dietas artificiais.....	31
4. RESULTADOS.....	35
4.1. Parâmetros de desenvolvimento.....	35
4.1.1. Duração das diferentes fases de desenvolvimento.....	35
4.1.2. Longevidade.....	36
4.1.3. Viabilidade larval e pupal.....	36
4.1.4. Fecundidade.....	37
4.1.5. Razão sexual.....	37
5. DISCUSSÃO.....	37
6. CONCLUSÕES GERAIS.....	42
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	42
8. REFERÊNCIAS.....	42

1. INTRODUÇÃO

No Submédio do Vale do rio São Francisco, a cultura da videira é considerada uma das fruteiras irrigadas mais importantes para a região, ao lado da mangueira. A cultura impacta a área social, a partir da geração de empregos diretos e indiretos, além do fato de ser altamente rentável, mesmo quando cultivada em pequenas áreas (LEÃO, 2018).

Por ser cultivada em áreas extensas, a videira está sujeita ao aparecimento de diversas pragas que podem reduzir consideravelmente a sua produtividade, e conseqüentemente ocasionar danos econômicos severos. Dentre essas pragas, no Vale do São Francisco, vale destacar o ácaro-branco, ácaro-rajado, lagartas desfolhadoras, broca-dos-ramos, mosca-das-frutas, traça-dos-cachos, cochonilhas e os tripes (OLIVEIRA et al., 2010; SÁ et al. 2019).

Além dessas pragas, recentemente, o microlepdóptero, *Lasiothyris luminosa* (RAZOWSKI; BECKER, 1983) (traça-da-videira-sul-americana) vem causando danos significativos para a cultura, com prejuízos na ordem de U\$ 5.150/ha, sendo encontrada, na região, desde 2015. Os danos são observados, principalmente, nas flores e nas bagas. Por ser uma praga relativamente nova na cultura, a imposição de novas barreiras fitossanitárias para as uvas destinadas à exportação pode ser tornar um risco (COSTA-LIMA et al., 2016).

Para que novas alternativas de controle sejam desenvolvidas e estudos mais detalhados da espécie possam ser conduzidos, o sistema de criação em laboratório mostra-se de grande importância. A partir da criação e multiplicação desse inseto em ambiente controlado, torna-se possível a obtenção constante de indivíduos, de maneira que apresentem características padronizadas. Com isso, a disponibilidade de insetos de qualidade para estudos em laboratório pode auxiliar no desenvolvimento de novas técnicas de controle (BOTELHO; SILVA; ÁVILA, 2019; PINTO, 2019). Desta forma, espera-se com o presente estudo disponibilizar uma dieta artificial que permita o desenvolvimento de lagartas de *L. luminosa*. Com isso, auxiliando nos estudos com a espécie visando um controle mais eficiente da praga.

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1. Cultura da videira

O cultivo da videira no Brasil encontra-se distribuído em diversas regiões, alcançando em 2019, uma área plantada correspondente a 75.731 ha (IBGE, 2020). Desse total, a maior porcentagem de plantio se concentra na região sul (73,29%), seguida da região nordeste (13,85%) e sudeste (12,56%). Na região Nordeste, a viticultura se concentra no Vale do São Francisco (Pernambuco e Bahia), o qual apresenta uma vantagem em relação a outras regiões produtoras, que é a possibilidade de produzir até duas safras por ano, devido às condições ambientais favoráveis ao cultivo da videira e ao uso da irrigação (MELLO, 2019).

A viticultura apresenta grande importância socioeconômica no Brasil, principalmente no Nordeste, na região do Vale do São Francisco, responsável por 34,46% da produção do país em 2019, ocupando assim o segundo lugar na produção de uva, em uma área cultivada equivalente a 10.485 ha (MELLO; MACHADO, 2020).

Essa importância deve-se ao fato de que, o cultivo da videira envolve um conjunto bastante diversificado de agentes na cadeia produtiva. Além dos diferentes objetivos e estratégias de inserção no mercado, os viticultores buscam sempre acompanhar as exigências de qualidade dos mais diversos mercados consumidores. Além disso, é uma atividade que engloba um elevado número de pequenos empreendimentos e de mão-de-obra, que se fazem necessários pelos inúmeros tratos culturais que são realizados na cadeia produtiva dessa cultura, o que conseqüentemente gera emprego e renda para a população da região (SILVA; COELHO, 2010).

No Submédio do Vale do São Francisco, podem ser consideradas empresas de pequeno porte, as que possuem uma área de até 24 ha, e de médio ou grande porte as que possuem uma área acima de 25 ha (SOUZA et al., 2015). Sendo assim, percebe-se que o cultivo da videira se caracteriza como uma monocultura, e como todas as outras culturas, esse sistema pode ocasionar o desbalanceamento das condições físico-químicas e biológicas do solo, provocando desse modo, uma redução na produtividade em função, principalmente, do aparecimento de pragas, doenças e plantas daninhas,

gerando, conseqüentemente, danos econômicos à produção (NODARI; FRANK, 2019).

2.2. Organismos-praga associados à cultura da videira

Na videira, aproximadamente, 160 espécies de insetos que se alimentam da planta já foram relatadas. No entanto, poucas atingem a condição de praga, que exija o uso de medidas de controle. Além disso, a depender da finalidade da produção, o nível de importância das pragas pode ser alterado, fazendo com que as mesmas possam ser consideradas chave em uma região e secundária em outra (FAJARDO, 2003).

No Brasil, tem-se listado oficialmente, 40 espécies de artrópodes que atacam a videira. Dentre as várias espécies associadas à cultura, no Submédio do Vale do rio São Francisco, as que mais se destacam, por apresentar maior importância econômica são: as mosca-das-frutas [*Ceratitidis capitata* (Wied., 1824)], os tripes (*Frankliniella* sp.), o ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)], ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch), a traça-dos-cachos [*Cryptoblabes gnidiella* (Millière, 1867)], as cochonilhas-farinhentas [*Planococcus citri* (Risso, 1813) e *Dysmicoccus brevipes* (Cockerel, 1893)], e broca-dos-ramos [*Paramadarus complexus* (Casey, 1992)] (OLIVEIRA et al., 2010; SÁ et al., 2019; LEÃO, 2020).

Além dessas espécies, o ataque de lepidópteros na cultura tem grande importância no panorama mundial, causando danos econômicos severos nos parreirais (IORIATTI et al., 2012; BOTTON et al., 2013; BOTTON et al., 2015).

2.3. Tortricídeos-praga da videira

A ordem Lepidoptera conta com aproximadamente 160.000 espécies conhecidas, englobando as borboletas e as mariposas, que têm como principais características, a presença de asas membranosas cobertas por uma dupla camada de escamas, e o aparelho bucal do tipo sugador maxilar (GULLAN; CRANSTON, 2017).

As lagartas, como são conhecidos esses insetos em sua fase jovem, são as que causam maiores prejuízos para a agricultura, pois, nessa etapa do seu ciclo de vida, são fitófagas (GALLO et al., 2002). Dentro da ordem Lepidoptera,

a família Tortricidae é uma das que apresentam as principais espécies que causam danos na videira mundialmente, destacando-se atualmente as espécies *Lobesia botrana* (Den. & Schiff., 1775), *Eupoecilia ambiguella* (Hubn.) e *Paralobesia viteana* (Clemens) (LOEB et al., 2011; THIÉRY et al., 2011).

Lobesia botrana, apresenta grande importância econômica na Europa, principalmente na região Sul, sendo encontrada em países como França, Portugal, Espanha, Itália e algumas ilhas da bacia do mediterrâneo (IORIATTI et al., 2012). Nas Américas, essa espécie já foi detectada no Chile, em 2008, Estados Unidos (Califórnia) em 2009, e na Argentina em 2010. Devido a essa proximidade com o Brasil, os cuidados para evitar a introdução dessa praga no país devem ser redobrados, visando evitar perdas econômicas e formação de barreiras sanitárias (LAZZAROTTO; FIORAVANÇO, 2012; BOTTON et al., 2014). No Brasil, essa é uma praga quarentenária ausente, de acordo com a Instrução Normativa nº 41, de 01 de julho de 2008.

Os principais danos causados por *L. botrana* são provocados pela geração carpófaga, ou seja, a geração que se desenvolve dentro dos frutos. Tendo em vista que, após a eclosão dos ovos, e posterior penetração das lagartas nas bagas, ocorre o desenvolvimento de podridões, que são causadas por patógenos que se aproveitam dessas injúrias para se instalar no parreiral, em especial o fungo *Botrytis cinerea* Pers.: Fr. Os danos podem ser ainda maiores, caso a cultivar tenha como característica cachos mais compactados (IORIATTI et al., 2011).

A forma de controle de *L. botrana* mais usual é através da utilização de feromônios sexuais, que são altamente seletivos e de baixo impacto ambiental. O controle biológico e o controle químico também podem ser usados como parte do Manejo Integrado de Pragas (MIP), visando reduzir a população do inseto de forma mais eficaz (IORIATTI et al., 2011; ARIOLI et al., 2013).

Outro lepidóptero, *E. ambiguella*, apresenta grande importância econômica nos vinhedos europeus. Por apresentar biologia semelhante a *L. botrana*, mas com preferências climáticas diferentes, essa espécie é encontrada na Alemanha, República Tcheca, Eslováquia, França, Suíça e Áustria, que são regiões mais frias e úmidas (IORIATTI et al., 2012; REINEKE et al., 2021). Nas regiões onde houve a introdução de *L. botrana*, a relevância de *E. ambiguella* reduziu gradativamente (SCHMIDT-BÜSSER et al., 2009). Nas Américas, *E.*

ambiguella é uma praga ausente, segundo a Organização Europeia e Mediterrânea para a Proteção de Plantas. (EPPO, 2021).

Os danos ocasionados por essa espécie são bem similares aos provocados por *L. botrana*, sendo que o encontro das duas espécies ao mesmo tempo na lavoura é bem comum. A penetração das lagartas ocorre desde a floração até a maturação dos frutos, sendo que nesta última, as perdas são mais consideráveis, em função dos danos secundários, causados por fungos como o *Aspergillus niger* Tiegh, *Aspergillus carbonarius* e o *B. cinerea*, que causam as podridões e desvalorizam o produto no mercado (GILLIGAN; EPSTEIN, 2012).

Assim como em *L. botrana*, o controle de *E. ambiguella* é baseado no uso de feromônios sexuais, que provocam a interrupção do acasalamento, levando à quebra no ciclo da praga. Além disso, métodos químicos e biológicos também são usados, visando reduzir a população do inseto-praga (SCHMIDT-BÜSSER et al., 2009; THIÉRY et al., 2018).

Outro lepidóptero de grande importância econômica é *P. viteana*, que está distribuído na América do norte, principalmente ao leste dos Estados Unidos, sendo recentemente encontrada também em vinhedos no oeste do Colorado (BOURNIER, 1976; GILLIGAN; EPSTEIN, 2014).

Devido ao seu ciclo de vida e biologia serem bastante semelhantes às outras espécies já citadas, os danos provocados por *P. viteana* seguem o mesmo padrão, sendo a segunda geração de lagartas a que causa os maiores prejuízos, já que afetam os frutos, deixando-os com uma mancha avermelhada no local da penetração. Além disso, uma única lagarta pode atingir de 2 a 6 bagas em um único cacho, favorecendo a infecção por fungos que geram podridões e afetam a pós-colheita da uva (OSU, 2021).

Os meios de controle mais comuns para *P. viteana* são: o controle cultural (adoção de tratamentos culturais que visam reduzir as condições favoráveis ao desenvolvimento da praga), uso de feromônios sexuais em armadilhas, e aplicações de produtos biológicos [*Bacillus thuringiensis* (Ernst Berliner)] ou químicos (metoxifenoazida, clorantraniliprol, tebufenoazida, etc) (ISAACS et al., 2005; MASON et al., 2016; OSU, 2021).

Em 2015, na região do Submédio do Vale do rio São Francisco foi detectada uma nova espécie-praga no município de Lagoa Grande (PE). Trata-se de um microlepidóptero que se assemelha bastante com as espécies anteriormente citadas, tanto na morfologia quanto nos danos causados aos

parreirais, conhecida como *Lasiothyris luminosa* (Traça-da-videira-sul-americana) (Lepidoptera: Tortricidae) (EMBRAPA, 2016).

2.4. *Lasiothyris luminosa*

Lasiothyris luminosa recebeu o status de praga pela primeira vez na região de Lagoa Grande-PE, tendo em vista que, as larvas deste lepidóptero causaram danos significativos às flores e as bagas de uvas nos parreirais, provocando prejuízos em torno de U\$ 5.150/ha (EMBRAPA, 2016).

Até então, no Brasil, o único registro da presença desse inseto foi 1983, no município de Brusque (SC) (RAZOWSKI; BECKER, 1983). No entanto, os autores apenas identificaram o macho adulto da espécie, não associando-o a nenhuma planta hospedeira. Descreveram essa espécie originalmente como *Saphenista luminosa* (RAZOWSKI; BECKER, 1983), sendo transferida apenas em 1993 para o gênero *Lasiothyris* Meyrick.

Diversas espécies foram associadas ao gênero *Lasiothyris* Meyrick, em uma área que vai do México ao Rio Grande do Sul (Brasil). No Brasil, de acordo com Razowski & Becker (2002), podem ser encontradas espécies como a *Lasiothyris sorbia* Razowski & Becker (1993) e *Lasiothyris revulsa* Razowski & Becker (1993) em Planaltina-DF; *Lasiothyris ficta* Razowski & Becker (1983) em Curitiba-PR (GILLIGAN et al., 2014; COSTA-LIMA et al., 2016).

A Organização Europeia e Mediterrânea para a Proteção de Plantas (EPPO) adicionou em sua lista de alerta, a *L. luminosa*, no ano de 2017, devido ao potencial que esse inseto-praga apresentou na região do Submédio do Vale do rio São Francisco (EPPO, 2017). Além disso, em 2019, países como Uruguai, Argentina e Paraguai criaram restrições fitossanitárias à importação de uvas oriundas do Brasil, buscando desse modo, impedir a propagação dessa espécie para outras localidades (MERCOSUL, 2019).

No campo, as mariposas podem fazer a postura na inflorescência, sobre o engaço e nos botões florais, e no cacho sobre o pedúnculo, pedicelo, engaço ou sobre as bagas. A detecção dos ovos em campo torna-se extremamente difícil, pois são consideravelmente pequenos (~1mm). O período de ovo dura aproximadamente 4 dias, na temperatura de 25 °C (COSTA-LIMA et al., 2021).

A fase mais longa do inseto é a de lagarta, com aproximadamente 30 dias, em temperatura de 25°C, podendo atingir até 4 mm de comprimento. Após a

eclosão, as lagartas apresentam a cabeça preta e corpo creme, mudando as tonalidades conforme o crescimento, para um alaranjado na cabeça e o corpo mais amarelado e transparente (COSTA-LIMA, 2020).

Após a eclosão, as lagartas penetram nos tecidos da planta em até 24 horas, e passam a se alimentar no seu interior (COSTA-LIMA et al., 2021). Nos botões florais, a identificação dos danos no parreiral é mais difícil, tornando possível vê-los só quando a lagarta une as caliptras das flores para formar uma estrutura de proteção, expondo assim a sua presença, que vem aliada a pontos ressecados na inflorescência. Nos frutos, o dano mais comum é o apodrecimento da baga, devido à penetração da lagarta, que abre porta para entrada de fungos. A lagarta também une as bagas, movimentando-se de uma para outra sem ficar exposta. O ataque no engaço é menos comum, mas quando ocorre na base do cacho pode causar a murcha deste (COSTA-LIMA et al., 2016).

A fase de pupa dura em média 8,4 dias, e pode ocorrer na parte interna ou externa da baga. Normalmente, as lagartas utilizam material vegetal e teia para a formação do casulo. Os adultos podem atingir até 4,7 mm de envergadura, e por ser uma espécie de hábitos noturnos, sua visualização no campo é mais difícil. O ciclo de ovo-adulto dessa mariposa é de aproximadamente 42 dias para machos e de 45 dias para fêmeas, em temperatura de 25°C (COSTA-LIMA, 2020).

O controle de *L. luminosa* deve ser baseado no Manejo Integrado de Pragas (MIP), à semelhança do que é realizado para outros tortricídeos, como a *L. botrana*, *E. ambiguella* e *P. viteana*, principalmente pelo fato de que indivíduos de *L. luminosa* se refugiam no interior dos tecidos e frutos, dificultando assim a utilização de produtos químicos no manejo da praga (EMBRAPA, 2016).

O controle cultural busca quebrar o ciclo da praga no campo. Por esse motivo, algumas técnicas já são adotadas dentro das propriedades, como o raleio na pré-floração, que deixa o cacho menos compacto e com bagas mais desenvolvidas, deixando as lagartas mais expostas a outros métodos de controle. Além disso, essa prática favorece o aumento da mortalidade de lagartas recém-eclodidas e evita o raleio de bagas (COSTA-LIMA, 2020).

A limpeza de cachos na fase de maturação é uma técnica que também pode ser utilizada pelos produtores de uva de mesa. Esse método consiste na remoção de bagas com defeitos ou com sintomas de ataque de pragas, que devem ser enterradas posteriormente. Essa já é uma prática bastante utilizada

no controle de mosca-das-frutas, principalmente no Submédio do Vale do rio São Francisco (BOTTON et al., 2005; PARANHOS et al., 2013)

Estudos foram realizados nesta região com o uso da vespa parasitoide de ovos, *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae), a qual apresentou potencial para o controle de ovos de *L. luminosa*. Na etapa de laboratório, verificou-se que após cinco dias do parasitismo por *T. pretiosum* ocorre o escurecimento dos ovos, e com 10 dias emergem adultos da vespa. No campo, os resultados também foram positivos, alcançando uma média de controle de 70% (COSTA-LIMA et al., 2021).

Por ser um parasitóide que já é utilizado no MIP em diversas culturas no Brasil, aliado ao fato de já ser disponibilizado ao nível comercial, *T. pretiosum* é uma alternativa como forma de controle eficaz para a Traça-da-Videira-Sul-Americana. O fato de não ser afetado pelas condições climáticas da região, potencializa, ainda mais, o uso dessa técnica (PARRA; COELHO, 2019).

De acordo com o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), o único ingrediente ativo registrado para a cultura, para o controle de *L. luminosa* é o espinetoram, o qual não é seletivo ao *T. pretiosum*. Portanto, no MIP, deve-se atentar ao intervalo utilizado entre as liberações do parasitoide e as pulverizações do produto, para evitar que a população das vespas também seja afetada (KHAN et al., 2015).

Apesar dos estudos fornecerem informações relevantes sobre *L. luminosa*, ainda se tem pouco conhecimento dessa espécie. Por isso, métodos de controle devem ser desenvolvidos, visando impedir o surgimento de barreiras fitossanitárias. Para que novas alternativas de controle sejam desenvolvidas, o sistema de criação em laboratório torna-se essencial. Portanto, a manutenção de uma população desse inseto torna possível a obtenção constante de indivíduos, com idade conhecida e submetidos às mesmas condições. Com isso, diversos estudos podem ser conduzidos, desde estudos de biologia até avaliação de estratégias de monitoramento e controle (BOTELHO; SILVA; ÁVILA, 2019; PINTO, 2019).

2.5. Criação de insetos

A criação de insetos em laboratório é utilizada para diferentes finalidades ao redor do mundo. Dentre essas se destacam os estudos de biologia e

taxonomia de insetos, o emprego em programas de controle biológico (técnica do inseto estéril e criação de inimigos naturais), alimentação, fins medicinais e farmacêuticos, produção de diversas commodities (mel, cera, seda), e pesquisas de um modo geral (COHEN, 2015).

Na área da entomologia, as pesquisas que envolvem a criação de insetos em laboratório buscam estudar a biologia, fisiologia e toxicologia das espécies já conhecidas, além de espécies novas (AL-ATTAR; MANSOUR, 2020).

Segundo KOGAN (1980), os avanços nas pesquisas da entomologia dependem da disponibilidade de insetos em laboratório, de forma que os estudos não fiquem dependentes da ocorrência natural destes, e nem sofram problemas de continuidade.

Alguns insetos podem ser facilmente criados e mantidos em grandes populações em laboratório, como por exemplo, moscas do gênero *Drosophila*, o bicho-da-seda (*Bombyx mori* L.), e as abelhas (*Apis mellifera* L.). No entanto, uma grande quantidade de insetos, em especial os fitófagos, necessita de estudos mais detalhados para que a criação em larga escala seja possível (COHEN, 2004).

Um exemplo notável da relevância da criação massal de insetos é o uso de parasitoides do gênero *Trichogramma* no controle biológico, que só é possível através da criação de outro inseto, seu hospedeiro, que geralmente é uma mariposa. A partir da postura dessas mariposas, as vespas conseguem os meios necessários para se desenvolverem, já que são parasitoides de ovos (KNUTSON, 1998).

Um bom sistema de criação de insetos deve fornecer todos os meios necessários para que o indivíduo complete seu ciclo de vida em gerações contínuas. Sendo assim, o local de criação deve simular as condições encontradas na natureza, através do fornecimento de uma alimentação apropriada, umidade, temperatura, substrato de oviposição, espaço, luz e água, para que os insetos se desenvolvam satisfatoriamente e a criação tenha êxito (COHEN, 2018).

Além de proporcionar estas condições, o sistema de criação deve apresentar uma boa relação custo/benefício, para que se torne viável. Por esse motivo, a forma de criação e o material que é usado, tendem a ser simples, mas eficazes, visando baratear o custo de produção (CHAMBERS, 1977).

A sanidade da criação é um fator que pode ter grande influência no custo de produção, pois os laboratórios estão sujeitos à contaminação por microrganismos (bactérias, fungos e vírus) (SINGH, 1977). Geralmente essas contaminações ocorrem na dieta utilizada, o que afeta toda a colônia, provocando a perda de vigor dos insetos, e conseqüentemente sua morte, sendo necessária a higienização periódica do local para evitar possíveis perdas (SIKOROWSKI; LAWRENCE, 1994).

Outro fator que pode comprometer o bom andamento da criação é a umidade. Por esse motivo, deve-se reproduzir a faixa de umidade ideal da espécie alvo, pois fora desse limite, o crescimento populacional pode ser restringido, especialmente devido ao maior gasto de energia para conservar a água no corpo (SAN et al., 2021). Geralmente, quanto mais baixa for a umidade, maiores são os danos aos insetos, em relação à eclosão dos ovos, no momento das ecdises, e durante a diapausa (SCHOWALTER, 2016; CORRÊA et al., 2021).

A temperatura também afeta diretamente os insetos, em relação ao seu desenvolvimento e alimentação, já que eles não possuem sistema de termorregulação. Sendo assim, esse ponto também deve ser controlado, já que pode causar interferências no ciclo de vida do inseto, acelerando-o em temperaturas mais elevadas e reduzindo-o em temperaturas mais baixas, podendo assim quebrar o planejamento da criação e gerar danos econômicos dentro do sistema (BAVARESCO et al., 2002).

A faixa ideal de temperatura, para a grande maioria dos insetos fica entre 15° C a 38° C, tendo em vista que as variações dentro desse intervalo provocam mudanças não só na velocidade do desenvolvimento, como também no tamanho e no comportamento dos insetos. Além disso, condições mais extremas, podem conduzir à morte ou hibernação dos mesmos (RODRIGUES, 2004).

O fotoperíodo é um dos principais elementos em que os insetos se baseiam para regular as suas atividades biológicas (GALLO et al., 2002). A distribuição geográfica, metabolismo, crescimento, comportamento e a forma dos indivíduos são alguns exemplos de fatores, nos quais o fotoperíodo pode interferir, demonstrando que alterações nesse sentido, podem gerar mudanças nas características dos insetos provenientes da criação massal, reduzindo assim, a eficiência da produção (PORTO, 2000).

Para insetos adultos, o espaço disponível é outro ponto a ser observado, pois gaiolas muito pequenas podem saturar o ambiente de feromônios (substância química produzida pelos insetos, que captadas por indivíduos da mesma espécie, permite o reconhecimento mútuo), e causar uma confusão sexual, impedindo que ocorra o acasalamento e conseqüentemente gerar posturas inviáveis, prejudicando desse modo o ciclo da produção (SILVA et al., 2010).

O recipiente escolhido para a criação também pode afetar a nutrição e a sanidade do inseto. Nesse sentido, quando os insetos são mantidos de forma isolada, os riscos de contaminação e de canibalismo são reduzidos. A evaporação da umidade da dieta também deve ser analisada na escolha dos recipientes, para que não ocorra alterações na sua textura e palatabilidade. Tendo isso em vista, os recipientes devem ter como características, um baixo custo, ser transparentes, de fácil aquisição, feito de material não tóxico e que conserve a umidade, sendo os mais usados, copos plásticos com cobertura auto-adesiva (PANIZZI; PARRA, 2009).

Dentro do sistema de criação massal, o alimento fornecido à colônia de insetos é a base fundamental para que se obtenha sucesso, pois é a partir da nutrição que se conseguem insetos com características desejáveis para a continuidade dos estudos e para a utilização de forma comercial (GALLO et al., 2002).

2.6. Nutrição dos insetos

O alimento é de grande importância para os seres vivos, que geralmente, são o reflexo do que consomem. Para os insetos, isso se torna mais evidente, pois a maior parte dos seus aspectos biológicos estão relacionados a um contexto alimentar, que causa impactos variáveis, a depender da quantidade e qualidade de alimentos ingeridos (PAZZINI; PARRA, 2009).

Os insetos apresentam exigências nutricionais básicas, mas que devem ser devidamente balanceadas. Dentre os principais elementos que devem constituir a dieta desses organismos, têm-se os aminoácidos, carboidratos, vitaminas, sais minerais (nutrientes essenciais), esteróis (nutrientes não essenciais) e lipídios. Além disso, algumas características físicas, como forma, pilosidade da superfície, dureza, entre outros, também influenciam na qualidade

do alimento, que pode interferir na capacidade do inseto ingerir e digerir o mesmo (PARRA, 1991).

Os aminoácidos, geralmente são encontrados nas dietas artificiais, como proteínas, já que essas são formadas a partir das ligações peptídicas, e têm como principal função a produção de enzimas e proteínas estruturais. Por esse motivo, são essenciais às dietas, e conseqüentemente são exigidos em grandes quantidades, visando à obtenção de um crescimento ótimo dos insetos em desenvolvimento. Dos 20 aminoácidos essenciais é necessário ter pelo menos 10 nas dietas (arginina, isoleucina, histidina, lisina, leucina, metionina, fenilalanina, triptofano, treonina e valina), tendo em vista que os outros são sintetizados pelos insetos através desses (COHEN, 2015).

Os carboidratos podem ser convertidos em gordura para armazenamento, além de participar da formação de aminoácidos, sendo considerados a principal fonte de energia para os insetos, já que estão relacionados diretamente com as reações produtoras de energia (MIYAMOTO; AMREIN, 2017).

As vitaminas, quando comparadas a outros elementos, são requeridas em menores quantidades nas formulações das dietas, tendo em vista que os insetos não têm a capacidade de sintetizá-las. Como são substâncias orgânicas, elas atuam como catalisadores em diversos processos celulares, além de participarem de vários processos metabólicos, cedendo componentes estruturais para enzimas (PARRA, 2012).

Existem dois grupos de vitaminas, as hidrossolúveis (vitaminas do complexo B), que são essenciais para a maioria dos insetos, e as lipossolúveis (Vitaminas A e D) que não são necessariamente essenciais aos insetos. A vitamina C, ou ácido ascórbico, faz parte do grupo das hidrossolúveis, e para as ordens Coleoptera, Lepidoptera, Hemiptera e Orthoptera, tem se mostrado essencial, mas para insetos que não se alimentam de plantas verdes, se torna dispensável. Apesar do pouco conhecimento das funções bioquímicas da vitamina C nos insetos, sabe-se que ela tem a função antioxidante e fagoestimulante (AVE, 1995; COHEN, 2015).

A importância dos sais minerais está diretamente relacionada ao balanceamento iônico e a permeabilidade da membrana, podendo ainda fazer parte de alguns pigmentos respiratórios não identificados, ou exercendo o papel de ativadores de enzimas. Dentre os sais minerais existentes, o fosfato, potássio, magnésio e cálcio, são de grande relevância para o crescimento e

desenvolvimento dos insetos. Esses sais, em sua grande maioria, são fornecidos através de impurezas de outros componentes das dietas, já que as quantidades requeridas são extremamente pequenas (PANIZZI; PARRA, 2009; KRAUS et al., 2019).

Assim como as vitaminas, os esteróis também não são sintetizados pelos insetos, mas são essenciais para a maioria deles. As principais funções desse elemento são: estruturais, como componente da membrana celular; precursor de hormônios esteróis; promotor da ovogênese e crescimento larval; esclerotização da cutícula; além de atuar em processos metabólicos e anti-infecciosos (JING; BEHMER, 2020).

O grupo dos lipídios é representado pelos ésteres, compostos de um ou mais ácidos graxos e glicerol, que são formados através de uma hidrólise enzimática que ocorre no trato digestivo dos insetos. Geralmente, a maior parte dos lipídios pode ser sintetizada pelo organismo dos insetos, utilizando proteínas e carboidratos para isso, com exceção de alguns, como os ácidos linoléico e linolênico (GILBY, 1965; PANIZZI; PARRA, 2009).

Entre todos os elementos que compõem a dieta dos insetos, a água é o mais fundamental, pois sem ela, todos os processos vitais falham. O corpo dos insetos é constituído por aproximadamente 70% de água, e a ingestão desse elemento por eles é realizada a partir do alimento ou de uma fonte de água livre. Por isso, o teor e a atividade de água presente nas dietas fornecidas a esses indivíduos são de extrema importância, pois ela é uma peça-chave para que ocorra as reações químicas, além de influenciar as características físicas das dietas (COHEN, 2015).

2.7. Dietas artificiais

Nos sistemas de criação, o fornecimento de uma alimentação apropriada é um dos fatores mais importantes para o sucesso do procedimento, sendo que, geralmente, são utilizadas dietas artificiais na criação de insetos em laboratório. Por esse motivo, a quantidade e a qualidade da dieta fornecida à fase jovem, refletirá de forma significativa nos estágios posteriores do ciclo de vida do inseto (LEFTWICH et al., 2017).

De acordo com ROSSETTO (1980), os estudos relacionados às exigências nutricionais dos insetos são realizados em dietas artificiais, já que

controlar a composição química de uma planta é impossível, mesmo considerando todos os avanços que já foram obtidos com as pesquisas na área da biotecnologia.

A dieta artificial consiste em alimentos não naturais, fornecidos pelo homem aos insetos, visando substituir a sua dieta natural, de modo a tornar o alimento disponível mais acessível economicamente (COHEN, 2018).

Uma dieta ideal para a criação massal deve atender às exigências nutricionais, proporcionando um bom desenvolvimento na fase pré-imaginal. A taxa de sobrevivência deve ser superior a 75% e os adultos devem apresentar elevada capacidade reprodutiva. Além disso, a dieta deve ser capaz de manter o vigor dos insetos ao longo das gerações; ser de baixo custo e fácil preparo, com ingredientes disponíveis no mercado e manter suas características durante o período de armazenamento (PARRA, 2012).

Avanços ocorreram na confecção de dietas para parasitóides e predadores, tendo um maior destaque para o desenvolvimento de dietas direcionadas às ordens Coleoptera, Diptera e Lepidoptera, que representam 85% das dietas artificiais desenvolvidas (COHEN, 2004).

Diatraea saccharalis (F.), broca-da-cana-de-açúcar, foi o primeiro inseto fitófago a ser criado em dieta artificial no Brasil, no ano de 1969, sendo utilizada para isso a dieta desenvolvida por Hensley e Hammond, em 1968, em pesquisas relacionadas ao controle biológico (PANIZZI; PARRA, 2009).

No caso de novas espécies, uma forma de desenvolver uma dieta artificial, quando não se tem uma já pré-estabelecida, é utilizar dietas já desenvolvidas para espécies que apresentem características similares, quanto ao hábito alimentar ou que estejam taxonomicamente relacionadas. A partir dessa proposta inicial, devem ser feitos os devidos ajustes para que proporcionem o melhor desenvolvimento da nova espécie (COHEN, 2015).

Diversos componentes podem ser utilizados na formulação de uma dieta artificial, sendo que a escolha dos que apresentam o melhor custo/benefício deve ser avaliada pelo pesquisador, de acordo com as suas condições. Como fonte proteica, os principais elementos são: caseína, germe de trigo, soja, feijão, levedura de cerveja, milho; como fonte de lipídios e esteróis tem-se: óleos vegetais, colesterol, ácido linoleico e ácido linolênico; e como fonte de sais minerais têm-se: misturas diversas, a exemplo dos sais de Wesson (PANIZZI; PARRA, 2009).

Como fonte de carboidratos, a sacarose, a glucose e a frutose são os principais componentes utilizados. Já como fonte vitamínica, utiliza-se geralmente a mistura fortificante de Vanderzant. Além disso, ainda se usam os preservativos, como os agentes gelificantes, o ágar, alginatos e similares; os anti contaminantes, agentes fungistáticos, antibacterianos e antioxidantes (PARRA, 1998).

O pH da dieta artificial também pode influenciar no desenvolvimento dos insetos em laboratório, já que de forma natural, existem insetos que vivem em meios ácidos e outros em meios mais alcalinos. Além disso, o desenvolvimento de patógenos pode ser reduzido em algumas faixas de pH, como é o caso de dietas com o pH mais ácido, onde a contaminação por fungos é menor. A textura, palatabilidade, aroma, reações enzimáticas e não enzimáticas também são influenciadas pelo pH (FUNKE, 1983; COHEN, 2004; PANIZZI; PARRA, 2009).

Para os lepidópteros, diversas dietas já foram desenvolvidas, sendo periodicamente realizados os devidos ajustes para melhorar o rendimento da produção, como é mostrado em trabalho de revisão feito por AL-ATTAR & MANSOUR (2020), sobre as dietas para a criação de *L. botrana*, visando a produção de insetos estéreis.

PANIZZI & PARRA (2009) citam diversas dietas que podem ser utilizadas na criação de lepidópteros, e que podem gerar bons resultados, a exemplo da dieta para *Diatraea saccharalis* (Fabr.) (Lepidoptera, Crambidae), desenvolvida por MIHSFELDT & PARRA (1992); a dieta de MORETI & PARRA (1983), utilizada na criação de *Heliiothis virescens* (Fabr.) (Lepidoptera, Noctuidae); e a dieta para *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera, Noctuidae), que foi desenvolvida por KASTEN et al., (1978). Deve-se ressaltar que a composição dessas dietas se assemelha bastante, variando na proporção ou na utilização de diferentes fontes.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Criação de *Lasiothyris luminosa*

Para o início da criação, foram realizadas coletas de bagas com potencial dano de *L. luminosa* em três Empresas Agrícolas, localizadas em Petrolina-PE e em Lagoa Grande-PE. Após a coleta, foi realizada uma triagem do material,

selecionando-se apenas bagas com a presença de danos de *L. luminosa* (Figura 1).



Figura 1. Processo de triagem. A) Coleta do material nas fazendas. B) Seleção das bagas com sintomas da praga em laboratório.

As uvas, posteriormente, eram colocadas em bandejas contendo vermiculita e cobertas com tecido *voile*, para evitar a fuga dos adultos emergidos. Após o início da emergência, eram realizadas coletas diárias de adultos nas bandejas, com auxílio de um aspirador entomológico (Figura 2).

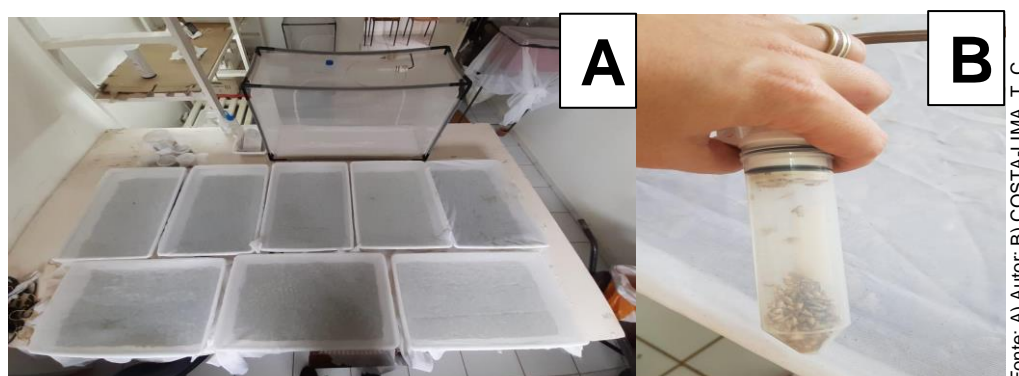


Figura 2. Sistema para obtenção da população inicial de adultos de *Lasiothyris luminosa*. A) Bandejas com uvas que apresentavam sintomas de ataque de *L. luminosa*. B) Coleta de adultos com aspirador entomológico.

Os adultos eram liberados em gaiolas de criação, confeccionadas com seções de cano de PVC com 10 cm de diâmetro e 20 cm de altura. Duas aberturas nas laterais foram realizadas (8 cm de largura x 10 cm de altura) e fechadas com tecido *voile*, assim como, a parte superior das gaiolas eram isoladas com o mesmo tipo de tecido. Na base foi utilizado uma placa de Petri, com um tecido absorvente, constituído de 70% de viscose e 30% de poliéster (Figura 3), coberto com duas folhas de papel toalha.

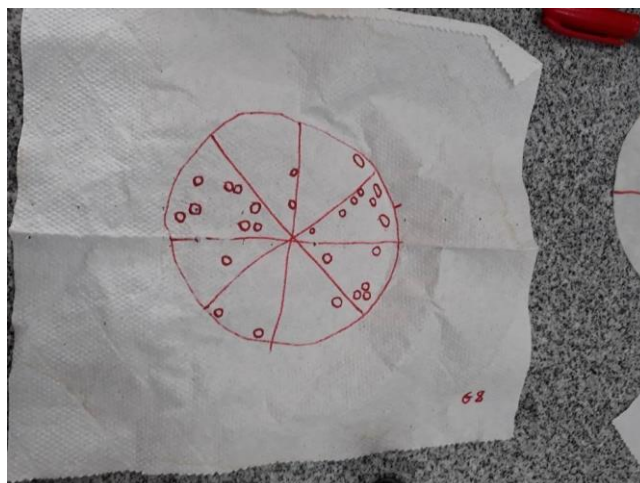


Fonte: ROCHA, L. N. N.

Figura 3. Gaiola de criação de *L. luminosa*.

Foram colocados 20 adultos por gaiola (10 machos e 10 fêmeas), sendo que, em cada gaiola foi adicionado um alimentador, com uma solução de açúcar a 5%, e quatro bagas de uva para a postura. Diariamente, realizava-se a troca do papel toalha, das bagas de uva e do alimentador. Água destilada era adicionada no papel toalha para promover um ambiente favorável à oviposição das mariposas.

Diariamente, eram verificadas a presença de posturas nas bagas e no papel toalha (Figura 4). Os ovos eram contabilizados e transferidos para uma placa de Petri. Algodão umedecido foi adicionado à placa e acima posicionado uma folha de papel filtro, sobre o qual foram mantidos os ovos. Outra tampa da placa de Petri foi utilizada para fechar e o filme plástico utilizado para vedação (Figura 5).



Fonte: Autor.

Figura 4. Coleta e contagem de ovos das gaiolas de criação de *L. luminosa*.



Fonte: Autor.

Figura 5. Aclimação dos ovos de *L. luminosa*, em placas de Petri.

3.2. Dietas artificiais

Foram avaliadas duas dietas artificiais (Tabela 1) sobre o desenvolvimento de lagartas *L. luminosa* em laboratório e o alimento natural (bagas de uva) como testemunha. Dentre as duas dietas artificiais, foram avaliadas: (i) dieta para a criação de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) (KASTEN JR. et al., 1978), caracterizada por apresentar materiais de baixo custo na sua composição, sendo bastante utilizada em diversas criações; e (ii) dieta para a criação de *Anticarsia gemmatallis* Hübner (Lepidoptera: Erebidae) (GREENE et al., 1976), a qual serve de base para o desenvolvimento de diversas dietas artificiais para insetos, por apresentar uma formulação mais completa. Para o

alimento natural, foram utilizadas uvas com 50 a 55 DAP (dias após a poda) da var. Sweet Jubilee.

Tabela 1. Composição das dietas utilizadas para criação de *Lasiothyris luminosa* em laboratório.

Constituintes	Diets artificiais	
	<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Anticarsia gemmatalis</i>
Feijão branco	-----	28,12 g
Feijão cariocinha	85 g	-----
Germe de trigo	39,6 g	22,5 g
Proteína de soja	-----	11,25 g
Caseína	-----	11,25 g
Levedura	25,25 g	14,07 g
¹ Solução vitamínica	-----	3,37 g
Ácido ascórbico	2,55 g	1,35 g
Ácido sórbico	0,82 g	0,67 g
Nipagin	1,57 g	1,12 g
Tetraciclina	-----	42,37 mg
Formaldeído (40%)	-----	1,35 ml
Formaldeído (10%)	6,25 ml	-----
Ágar	10,25 g	8,75 g
Água destilada	597,5 ml	450 ml

¹Niacinamida - 1,0 g; Pantotenato de cálcio - 1,0 g; Riboflavina - 0,5 g; Tiamina - 0,25 g; Piridoxina - 0,25 g; Ácido fólico - 0,25 g; Biotina - 0,02 g; 2,0 mL Cianocobalamina 350,0 mcg/2 mL; (dissolvidos em 1 L de água).

3.3. Parâmetros do desenvolvimento de *Lasiothyris luminosa* em dietas artificiais.

A avaliação do desenvolvimento de *L. luminosa* nas duas dietas artificiais, e no alimento natural, foi baseada nos seguintes parâmetros biológicos: duração e viabilidade dos períodos de larva e pupa, longevidade de machos e fêmeas, fecundidade total e razão sexual.

Recipientes plásticos (2,7 cm de comprimento x 3,8 cm de largura x 2,7 cm de altura) com capacidade de 30 mL foram utilizados para adicionar aproximadamente 15 mL da dieta artificial. Foram inoculadas três lagartas neonatas (até 24 horas após a eclosão) por recipiente e vedados com tampa plástica transparente (Figura 6).

Para o estudo no alimento natural, a baga de uva permaneceu 24 h na gaiola. Em seguida, foi deixado apenas um ovo por baga e a mesma mantida em recipientes de 9 cm de base e 6 cm de altura, com tampa com tecido *voile*. Diariamente foi visualizada a fase do inseto. Quando a baga se encontrava com perda de turgidez, uma nova baga era adicionada no recipiente.



Fonte: Autor.

Figura 6. Potes utilizados para o fornecimento da dieta artificial as lagartas de *L. luminosa*.

O período larval foi avaliado com base em observações diárias das lagartas, contabilizando-se o tempo decorrido desde o momento da inoculação até a mudança para a fase de pupa. Já a viabilidade larval, foi baseada na porcentagem de lagartas inoculadas em relação ao número de pupas obtidas.

Para o período pupal, foi utilizado o mesmo critério do período larval, sendo contabilizados os dias correspondentes até a mudança de fase biológica do inseto. A viabilidade pupal também foi calculada com base na proporção de pupas formadas em relação ao número de adultos obtidos.

Quanto à razão sexual, foi utilizada a fórmula $RS = \text{número de fêmeas} \div (\text{número de fêmeas} + \text{número de machos})$, (PANIZZI; PARRA, 2009), para cada uma das dietas utilizadas.

Para se avaliar a longevidade de machos e fêmeas, e a fecundidade diária e total das fêmeas, casais recém-emergidos foram individualizados em gaiolas confeccionadas com copos plásticos descartáveis (7,5 cm de diâmetro x 11,5 cm de altura), transparentes, com aberturas laterais (4 cm de largura x 5 cm de altura) fechadas com tecido *voile* (Figura 7). Na base da gaiola foi utilizada uma placa de Petri com um tecido absorvente e uma folha de papel toalha, o qual era umidificado diariamente. Para avaliar a fecundidade, também se utilizaram bagas de uva, que eram substituídas diariamente, com o objetivo de estimular a postura.



Fonte: Autor.

Figura 7. Gaiola utilizada para avaliar a fecundidade e longevidade de casais de *L. luminosa*, de forma isolada.

O alimento fornecido aos casais consistiu de uma solução de açúcar a 5%, que foi adicionada em um frasco âmbar com capacidade para 80 ml, com um tecido absorvente que permitia o fornecimento do alimento através da capilaridade da solução. O frasco foi revestido com papel filme, para que fossem avaliadas também possíveis posturas realizadas nesse recipiente.

A mortalidade foi registrada diariamente, sendo que quando o macho morria, outro era adicionado à gaiola. No caso de morte da fêmea, a repetição era encerrada. O registro do número de ovos também foi realizado diariamente.

Todos os experimentos foram conduzidos em câmara climatizada, com temperatura de 25 ± 1 °C, umidade relativa do ar de $65 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas (Figura 8).



Fonte: Autor.

Figura 8. Experimento para avaliar a longevidade e fecundidade de adultos de *L. luminosa* em câmara climatizada.

O delineamento experimental utilizado para a avaliação do desenvolvimento de *L. luminosa* nas dietas artificiais foi inteiramente casualizado. O número de repetições foi variável para cada fase e período avaliado de desenvolvimento: larva (machos: 30-87 e fêmeas: 30-92), pupa (machos: 30-87 e fêmeas: 30-92), larva-pupa (machos: 32-99 e fêmeas: 32-103), adulto (machos: 24-30 e fêmeas: 25-29), para avaliação da fecundidade foram utilizadas 19, 16 e 18 repetições, na dieta de *A. gemmatalis*, *S. frugiperda* e alimento natural, respectivamente.

Todas as análises estatísticas foram conduzidas com o software R, versão 4.1.0 (R Development Core Team, 2021). Modelos lineares não generalizados com distribuição quasi-binomial foram utilizados para análise dos dados de viabilidade larval e pupal e razão sexual. Quando houve diferença significativa entre os tratamentos, múltiplas comparações (teste de Tukey, $p < 0,05$) foram realizadas por meio da função *glht* do pacote *multcomp*, com ajuste dos valores de p . Para longevidade e duração das fases de lagarta, pupa e lagarta-adulto, as médias e erros-padrões foram computados pelo estimador de Kaplan-Meier (KAPLAN; MEIER, 1958). Comparações entre os grupos foram realizadas utilizando o log-rank test com a função *pairwise_survdif* do pacote *survminer* ($p < 0,05$).

4. RESULTADOS

4.1 Parâmetros de desenvolvimento

4.1.1. Duração das diferentes fases de desenvolvimento

Houve diferença para a duração da fase larval de *L. luminosa*, tanto para macho, quanto para fêmea, entre as dietas artificiais de *A. gemmatalis* e *S. frugiperda*, e a testemunha (bagas de uva). No alimento natural, as lagartas apresentaram um período de desenvolvimento maior, para macho e fêmea, em relação às dietas artificiais, atingindo valores de 29,16 e 31,76 dias, respectivamente (Tabela 2).

Nas dietas artificiais, as lagartas completaram o ciclo em um período menor, apresentando uma média de 25,11 e 25,59 dias, na dieta de *S. frugiperda*, e 21,53 e 22,15 dias, na dieta de *A. gemmatalis* (Tabela 2).

Não foram encontradas diferenças, na duração da fase larval, em relação ao sexo, quando comparadas às dietas artificiais de forma isolada, ou seja, macho e fêmea apresentaram o mesmo período de desenvolvimento dentro de cada dieta avaliada. Entretanto, no alimento natural, a fêmea apresentou um maior período de desenvolvimento larval, quando comparada ao macho (Tabela 2).

Para o período pupal não foram encontradas diferenças em função da dieta artificial ou natural consumidas pelas lagartas, assim como pelo sexo. Nesse caso, observou-se uma duração média de aproximadamente 8,62 dias (Tabela 2).

O tipo de dieta fornecida, promoveu diferenças em relação à duração do período lagarta-adulto (Tabela 2). Nesse sentido, insetos criados no alimento natural, completaram seu ciclo em 38,09 e 41,18 dias, para machos e fêmeas, respectivamente. Por outro lado, mariposas provenientes das dietas artificiais, conseguiram completar o ciclo lagarta-adulto em menor tempo. Para a dieta de *A. gemmatalis*, com o período de 29,41 e 30,02 dias, e para a dieta de *S. frugiperda*, com o período de 33,54 e 33,84 dias, para machos e fêmeas, respectivamente. Em relação ao sexo, não houve diferença na duração do período lagarta-adulto, em nenhuma dieta avaliada.

Tabela 2. Média dos parâmetros ($X \pm EP$) de desenvolvimento de *Lasiothyris luminosa* alimentada com dietas artificiais (AG e SF) e alimento natural (bagas de uva). Temperatura: 25 ± 1 °C; UR: $65 \pm 10\%$; e fotofase: 12 horas.

Parâmetros	Dieta AG¹	Dieta SF²	Alimento natural³
Período larval (dias)			
Macho	21,53 \pm 0,38 aA	25,11 \pm 0,40 bA	29,16 \pm 0,34 cA
Fêmea	22,15 \pm 0,35 aA	25,59 \pm 0,32 bA	31,76 \pm 0,36 cB
Período pupal (dias)			
Macho	8,57 \pm 0,29 aA	8,75 \pm 0,21 aA	8,16 \pm 0,19 aA
Fêmea	8,63 \pm 0,23 aA	8,69 \pm 0,18 aA	8,96 \pm 0,21 aA
Período lagarta-adulto (dias)			
Macho	29,41 \pm 0,39 aA	33,54 \pm 0,42 bA	38,09 \pm 0,75 cA
Fêmea	30,02 \pm 0,39 aA	33,84 \pm 0,36 bA	41,18 \pm 0,35 cA
Longevidade (dias)			
Macho	9,43 \pm 0,48 aA	10,95 \pm 0,65 aA	9,93 \pm 0,42 aA
Fêmea	13,64 \pm 0,61 aB	14,27 \pm 0,60 aB	14,0 \pm 0,49 aB
Viabilidade (%)			
Larval	73,66 \pm 4,49 a	68,68 \pm 4,28 a	67,41 \pm 4,83 a
Pupal	92,34 \pm 4,44 a	82,01 \pm 9,80 b	86,66 \pm 3,93 ab
Fecundidade (nº de ovos)	57,78 \pm 7,16 a	34,68 \pm 6,84 b	55,72 \pm 5,70 ab
Razão sexual	0,55 \pm 0,05 a	0,50 \pm 0,06 a	0,51 \pm 0,05 a

Dieta artificial de ¹*Anticarsia gemmatalis* (AG), ²*Spodoptera frugiperda* (SF) e ³alimento natural (bagas de uva). Médias seguidas por letras minúsculas nas colunas e maiúsculas nas linhas são significativamente diferentes ($P < 0,05$).

4.1.2. Longevidade

A longevidade de adultos de *L. luminosa* não foi afetada pelas diferentes dietas fornecidas (Tabela 2). No entanto, em relação ao sexo, foram encontradas diferenças na duração da fase adulta dentro de cada tratamento. Sendo que, as fêmeas de *L. luminosa*, apresentaram uma maior longevidade quando comparadas aos machos, tendo uma diferença média de 3,86 dias.

4.1.3 Viabilidade larval e pupal

A viabilidade das larvas não foi afetada pelo tipo de alimento fornecido, (Tabela 2). Na dieta de *A. gemmatalis*, a porcentagem de lagartas viáveis foi de 73,66%; a de *S. frugiperda*, apresentou uma viabilidade de 68,68%; e no alimento natural essa porcentagem foi de 67,41%.

Foram encontradas diferenças em relação à viabilidade pupal (Tabela 2). Para a dieta de *A. gemmatalis* obteve-se uma porcentagem de 92,34% de pupas viáveis, não diferindo do alimento natural, que apresentou uma viabilidade de pupas de 86,66%, mas diferindo da dieta de *S. frugiperda*, que resultou numa porcentagem de pupas viáveis correspondente a 82,01%.

4.1.4. Fecundidade

A dieta consumida pelas lagartas influenciou na fecundidade de adultos de *L. luminosa* ao longo do período reprodutivo (Tabela 2), sendo que as fêmeas oriundas da dieta de *A. gemmatalis* (57,78 ovos) apresentaram uma maior oviposição quando comparadas às fêmeas provenientes da dieta de *S. frugiperda* (34,68 ovos), mas não diferiu da testemunha com bagas de uva (55,72 ovos).

4.1.5. Razão sexual

Não foi observada diferença quanto ao parâmetro razão sexual na progênie (Tabela 2), nas diferentes dietas avaliadas, notando que a *L. luminosa* manteve uma relação macho/fêmea semelhante, independentemente do alimento consumido durante o seu ciclo de vida. Foram encontrados valores para a razão sexual de 0,55 na dieta artificial de *A. gemmatalis*, de 0,50 para a dieta de *S. frugiperda*, e de 0,51 no alimento natural.

5. DISCUSSÃO

Com os resultados obtidos com o presente estudo verifica-se que ambas as dietas artificiais avaliadas permitiram completar o ciclo de *L. luminosa*. A composição das dietas artificiais mostrou influência nos parâmetros de desenvolvimento avaliados para essa espécie, provavelmente devido às variações quantitativas e qualitativas dos ingredientes utilizados. Notou-se

também que os parâmetros da fase adulta sofreram influência da dieta consumida na fase larval, demonstrando a importância de uma nutrição adequada para um sistema de criação de insetos.

Lasiothyris luminosa conseguiu completar seu ciclo nas três fontes de alimento avaliadas, no entanto, foi observado que a duração da fase larval foi maior no alimento natural. As bagas destacadas do cacho e da planta vão reduzindo a qualidade do alimento ao longo dos dias, o que pode ter interferido nessa duração. É conhecido que um alimento de menor qualidade pode aumentar a duração de desenvolvimento do inseto (PARRA, 2002). No caso, ambas as dietas artificiais, em que a fase larval de *L. luminosa* foi menor, podem ter se apresentado nutricionalmente mais adequadas.

A dieta artificial de *A. gemmatalis*, foi a que proporcionou menor duração do período larval para *L. luminosa*, seguida pela dieta de *S. frugiperda*, com o tempo intermediário e o alimento natural, o qual proporcionou um período larval mais longo. Mostrando assim, que ao suprir as necessidades do inseto, o ciclo de vida do mesmo poderá ser reduzido, proporcionando um maior número de gerações em um curto espaço de tempo, o que é interessante no sistema de criação de insetos em laboratório.

O feijão possui baixa concentração de alguns aminoácidos, a exemplo da metionina e cisteína, sendo necessária a adição de outra fonte proteica a dieta, visando suprir essa deficiência (PANIZZI; PARRA, 2009). Observou-se nesse experimento, um desenvolvimento mais rápido das lagartas de *L. luminosa* oriunda da dieta de *A. gemmatalis* em relação à dieta de *S. frugiperda*. Apesar da dieta de *A. gemmatalis* usar a proteína de soja e feijão-branco na sua composição, como fonte proteica, o desenvolvimento das lagartas na mesma foi mais rápido. Deve-se ressaltar que a dieta de *A. gemmatalis* possui também caseína e levedura na composição, podendo suprir algumas deficiências de nutrientes, diferentemente da dieta de *S. frugiperda*, que só utiliza como fonte proteica o feijão carioca e a levedura.

A solução vitamínica presente na dieta de *A. gemmatalis*, também pode ter contribuído para o desenvolvimento mais rápido do período larval, pois mesmo sendo requeridas em pequenas quantidades, tem papel fundamental em diversos processos metabólicos (PANIZZI; PARRA, 2009). As soluções apresentam vitaminas do complexo B em sua composição, como a tiamina, riboflavina e niacina, que estão envolvidas nas vias bioquímicas de energia para

a produção do ATP, o que pode ter proporcionado um melhor aproveitamento das fontes energéticas (carboidratos e lipídios) no organismo dos insetos alimentados com essa dieta (COHEN, 2015). A deficiência de biotina (vitamina B7) em insetos pode causar um retardamento do crescimento larval (GILMOUR, 1961). Fator que pode ter influenciado no maior ciclo de *L. luminosa* desenvolvida em dieta de *S. frugiperda* comparada à dieta de *A. gemmatalis*.

O período larval encontrado para *L. luminosa* no alimento natural, foi semelhante ao de outro tortricídeo praga da videira, *L. botrana*, em torno de 30 dias em uva (VITTA, 2020) e mais longo em 10,6 dias, em dieta artificial (HERRERA et al., 2016). O maior período de desenvolvimento da fase larval da fêmea, no alimento natural, pode ser ocasionado pelo fato de que a mesma precisa de uma maior quantidade de nutrientes para suprir as necessidades fisiológicas da fase adulta, a exemplo da oviposição. Para algumas espécies de lepidópteros, as fêmeas geralmente apresentam um instar larval a mais, em relação aos machos (SLANSKY; SCRIBER, 1985). Essa diferença na fase larval não foi encontrada nas dietas artificiais estudadas, pode-se supor que o melhor balanceamento de nutrientes nas mesmas pode ter suprido a necessidade da espécie e encurtado o seu tempo de desenvolvimento.

A duração média da fase pupal, de 8,62 dias, se assemelha ao verificado em estudo de biologia de *L. luminosa* em bagas de uva, que registrou uma duração média dessa fase de 8,4 dias, a 25 °C (COSTA-LIMA et al., 2021). Outras espécies da família Tortricidae apresentam um período pupal maior, quando comparado a *L. luminosa*. Para *L. botrana*, avaliada em condições de campo, no alimento natural, o período foi quatro dias superior (SANTIAGO et al., 2006). Para o tortricídeo *Ecdytoplopha aurantiana* (Lima), foi encontrado um período médio de duração da fase pupal de 11,6 dias para a espécie em dieta artificial (GARCIA; PARRA, 1999). A duração do período pupal também foi menor, quando comparado ao encontrado para os tortricídeos *Grapholita molesta* (Busck, 1916) (ARIOLI et al., 2007) e *Phtheochroa cranaodes* (Meyrick) (EIRAS et al., 1994) criados em dietas artificiais, mas semelhante à *Argyrotaenia montezumae* (Lepidoptera: Tortricidae) (BARRETO et al., 2016).

Os resultados encontrados para a duração do período lagarta-adulto foram um reflexo da duração do período larval, tendo em vista que não houve diferenças na duração da fase pupal entre as dietas avaliadas. Observa-se também, que os valores encontrados para a duração do período lagarta-adulto,

nas dietas artificiais, foram inferiores aos observados em estudos de biologia de *L. luminosa* com bagas de uva, sendo que o valor encontrado no alimento natural, no presente estudo, foi semelhante ao encontrado na literatura (COSTA-LIMA et al., 2021). Para o tortricídeo praga da videira, *Lobesia botrana*, também houve um encurtamento do ciclo total da praga criada em dieta artificial em aproximadamente 14 dias (HERRERA et al., 2016). O encurtamento do ciclo dessas espécies em dieta artificial, pode estar relacionado à melhor aceitação e qualidade do alimento fornecido na fase larval.

Foi observado que as fêmeas de *L. luminosa* apresentam uma maior longevidade, quando comparadas aos machos, em aproximadamente 3,87 dias. A longevidade dos adultos de *L. luminosa*, no presente trabalho, foi inferior à observada para *L. botrana* em alimento natural (IORIATTI et al., 2012) e superior aos resultados encontrados para a mesma espécie em dietas artificiais (HERRERA et al., 2017). A diferença na longevidade de machos e fêmeas dessa espécie pode ser devido à maior reserva de energia que a fêmea geralmente possui, já que o alimento fornecido na fase adulta para ambos os tratamentos foi o mesmo. Em geral, as diferenças que ocorrem na longevidade dos insetos, tem uma ligação direta com a qualidade do alimento ingerido na fase larval (PANIZZI; PARRA, 1991). As fêmeas, por possuírem uma atividade reprodutiva maior, apresentam um período mais longo de desenvolvimento, e geralmente são maiores que os machos, o que significa que na fase larval, a reserva de lipídios é bem maior, para que a fase adulta suporte o acúmulo de ovos e consiga realizar as posturas (PANIZZI; PARRA, 2009).

Lasiothyris luminosa apresentou uma viabilidade larval nas dietas artificiais e no alimento natural, inferior a outras espécies de Tortricidae criadas em laboratório, a exemplo de *Argyrotaenia sphaleropa* (Meyrick 1909) (MANFREDI-COIMBRA et al., 2005), *Ecdytolopha aurantiana* (GARCIA; PARRA, 1999), e *Grapholita molesta* (ARIOLI et al., 2010). Pode-se atribuir o baixo valor de viabilidade larval obtido para *L. luminosa* no presente estudo, ao custo adaptativo relacionado à fonte alimentar, pois segundo SIMPSON et al. (2004), é de suma importância que a alimentação seja nutricionalmente equilibrada, para que ocorra o mínimo custo adaptativo, ou seja, quanto mais nutrientes necessários o alimento oferece para os insetos, menor será a ocorrência de problemas no seu desenvolvimento. Como não houve diferença neste parâmetro, entre a dieta artificial e natural, percebe-se que *L. luminosa* possui

uma maior exigência nutricional, quando comparada a outras espécies da mesma família, mesmo a dieta artificial tendo provocado mudanças em outros parâmetros do ciclo de vida da espécie, a deficiência de algum nutriente pode estar limitando o potencial máximo da espécie.

A maior porcentagem de pupas viáveis na dieta de *A. gemmatalis*, em relação à dieta de *S. frugiperda*, mostra que, provavelmente, as necessidades nutricionais das mariposas para essa fase foram melhor supridas pela mesma, comparando à fonte artificial de alimento. Como a dieta natural apresentou uma viabilidade pupal igual às dietas de *S. frugiperda* e *A. gemmatalis*, nota-se que o uso dessas dietas, tanto artificial, quanto natural, proporcionaria uma boa quantidade de pupas viáveis ao sistema de criação.

Os resultados de viabilidade pupal encontrados no presente trabalho se assemelham aos encontrados por diversos autores, para outras espécies de Tortricídeos. Os valores encontrados para os três tratamentos foram superiores a 80%. Valores próximos foram observados para outros tortricídeos criados em dieta artificial, como *Grapholita molesta* (ARIOLI et al., 2010) e *E. aurantiana* (GARCIA; PARRA, 1999). Para *A. sphaleropa*, os valores foram próximos, no entanto, a maior viabilidade pupal foi observada para lagartas criadas em dieta de *S. frugiperda*, em relação a dieta de *A. gemmatalis*, diferente do observado no presente estudo (MANFREDI-COIMBRA et al., 2005).

Apesar de não se ter dados na literatura sobre a fecundidade de *L. luminosa*, notam-se que os valores encontrados (34,68 a 57,78 ovos) foram inferiores ao observado para espécie próxima *L. botrana*, de 136,2 ovos (MARKHEISER et al., 2017) e 134,84 ovos como encontrado por HERRERA et al. (2017). Também foi encontrada uma maior fecundidade para o tortricídeo *E. ambiguella* (89,5 ovos) (MARKHEISER et al., 2017). A maior fecundidade obtida para a dieta de *A. gemmatalis* (57,78 ovos), em relação à dieta de *S. frugiperda* (34,68 ovos), no presente estudo, também foi notada em trabalho realizado com *Helicoverpa armigera* (RIBEIRO, 2017). Os autores associam esse aumento na fecundidade à quantidade de proteína requerida na fase larval, que é maior na dieta de *A. gemmatalis*, proporcionando assim, uma maior produção de ovos na fase adulta.

A razão sexual obtida nas avaliações realizadas nos três tratamentos, pode ser considerada dentro da faixa ideal para organismos vivos, com valor próximo de 0,50 (CORRÊA et al., 2022). De acordo com os autores, valores para

razão sexual muito distante dessa faixa ideal, podem resultar no aumento de problemas relacionados à reprodução, e conseqüentemente, interferir no aumento da população.

6. CONCLUSÕES GERAIS

Lasiothyris luminosa consegue completar seu ciclo nas duas dietas artificiais testadas, podendo estas serem utilizadas para a criação dessa espécie em laboratório.

Há uma redução no período lagarta-adulto nas duas dietas artificiais testadas, em relação ao alimento natural.

A dieta de *Anticarsia gemmatalis* é a mais indicada para a criação de *L. luminosa* em laboratório, pois proporciona um menor tempo de desenvolvimento no ciclo de vida e maior viabilidade pupal e fecundidade.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O presente estudo traz informações inéditas relacionadas a criação de *L. luminosa* em dieta artificial. Estudos adicionais são necessários para continuar o aprimoramento da criação, assim como a avaliação de outras dietas para que se possa alcançar um máximo potencial reprodutivo para essa espécie.

8. REFERÊNCIAS

AL-ATTAR, J.; MANSOUR, M. **Artificial diets used in laboratory rearing of the European grapevine moth, *Lobesia botrana* (Lepidoptera: Tortricidae)**. J. Crop Prot. v. 9, n. 4, p. 733-740. 2020.

ARIOLI, J. C.; MOLINARI, F.; BOTTON, M.; GARCIA, M. S. **Técnica de criação de *Grapholita molesta* (Busck, 1916) (Lepidoptera: Tortricidae) em laboratório utilizando dieta artificial para produção de insetos visando estudos de comportamento e controle**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2007. 14 p. (Boletim de pesquisa e desenvolvimento, 13).

ARIOLI, C. J.; GARCIA, M. S.; ZARTE, M.; BOTTON, M. **Biologia da mariposa-oriental em dieta artificial à base de milho**. Scientia Agraria. Curitiba, v.11, n.6, p.481-486, Nov./Dec. 2010.

ARIOLI, C. J.; BOTTON, M.; MAFRA-NETO, A.; MOLINARI, F.; BORGES, R. PASTORI, P. L. **Feromônios sexuais no manejo de insetos-praga na fruticultura de clima temperado**. Epagri (Boletim Técnico, 159). Florianópolis – SC, 2013.

AVE, D. A. **Stimulation of feeding: insect control agents in regulatory mechanisms in insect feeding**. In: CHAPMAN, R. F.; BOER, G. de. (Ed.). *Regulatory mechanisms in insect feeding*. New York: Chapman & Hall, 1995. p. 345-363.

BARRETO, O.; MARTÍNEZ, A. M.; VINUELA, E.; FIGUEROA, J. I.; REBOLLAR, A.; CHAVARRIETA, J. M.; VALDÉZ, J. M.; LOBIT, P.; PINEDA, S. **Biological parameters of *Argyrotaenia montezumae* (Lepidoptera: Tortricidae) and influence of the oviposition substrate color on fecundity**. *Annals of the Entomological Society of America*. V. 0, n. 0, p. 1-7. 2016.

BAVARESCO, A.; GARCIA, M. S.; GRÜTZMACHER, A. D.; FORESTI, J.; RINGENBERG, R. **Biologia e exigências térmicas de *Spodoptera cosmioides* (Walk.) (Lepidoptera: Noctuidae)**. *Neotropical Entomology*. 2002

BOTELHO, A. B. R. Z.; SILVA, I. F.; ÁVILA, C. J. **Aspectos biológicos da lagarta-falsa-medideira e sua criação em laboratório com dieta artificial**. Embrapa Agropecuária Oeste (Circular técnica 47). Dourados – MS, 2019.

BOTTON, M.; HAJI, F. N. P.; HICKEL, E. R.; SORIA, S. J.; VENTURA, M.; ROBERTO, S. R. I. **Pragas da videira no norte do Paraná**. EMBRAPA - Centro Nacional de Pesquisa em Uva e Vinho. Bento Gonçalves – RS, 2005.

BOTTON, M.; OLIVEIRA, J. E. M.; RINGENBERG, R.; CARVALHO, A. N. M.; FERNANDES, M. H. A. **Biologia, monitoramento e controle da traça-dos-cachos da videira**. Embrapa (Circular técnica 99). Bento Gonçalves - RS. 2013.

BOTTON, M.; NONDILLO, A.; CARBONARI, J.; LUCCHI, A. **Traça europeia dos cachos da videira *Lobesia botrana*: uma praga em expansão nas Américas**. Embrapa Uva e Vinho (Comunicado técnico 160). Bento Gonçalves – RS, 2014.

BOTTON, M. et al. **Produção integrada de uva para processamento. Manejo de pragas e doenças (Volume 4)**. Embrapa Uva e Vinho. Brasília - DF. 2015.

BOURNIER, A. **Grape insects**. *Ann. Rev. Entomol.* 1976

CHAMBERS, D. L. **Quality control in mass rearing**. *Ann. Rev. Entomol.* 1977.

COHEN, A. C. **Insect diets. Science and technology**. Boca Raton: CRC. 2004.

COHEN, A. C. **Insects diets. Science and technology. Second edition.** CRC Press. 2015.

COHEN, A. C. **Ecology of insect rearing systems: A mini-review of insect rearing papers from 1906-2017.** *Advances in Entomology*, v. 6, n. 2, p. 86-115, Apr. 2018. DOI: 10.4236/ae.2018.62008

CORRÊA, F. A. S.; SOUZA, N. J.; REZENDE, E. H.; CORRÊA, R. M.; GIONGO, M.; BATISTA, A. C. **Dietas artificiais para criação de *Condyllorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae), principal praga do gênero *Populus*.** *Ci. Fl.*, Santa Maria, v. 32, n. 1, p. 351-370, jan./mar. 2022.

CORRÊA, L. M. S.; SCHEUNEMANN, T.; KRÜGER, A. P.; BERNARDI, D.; NAVA, D. E. **Influência da umidade relativa do ar sobre as fases imaturas de *Palpita forficifera* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE).** XXX CIC (Congresso de Iniciação Científica). 2021.

COSTA-LIMA, T. C.; MOREIRA, G. R. P.; GONÇALVES, G. L.; SPECHT, A. ***Lasiothyris luminosa* (Razowski & Becker) (Lepidoptera: Tortricidae): a new grapevine pest in northeastern Brazil.** *Neotropical entomology*. 2016.

COSTA-LIMA, T. C. **Reconhecimento e controle da traça-da-videira-sul-americana, *Lasiothyris luminosa*.** Embrapa semiárido (Circular técnica 124). Petrolina – PE, 2020.

COSTA-LIMA, T. C.; ARAÚJO, A. T. P.; TORRIS, A. F.. **Biology and population dynamics of the american vine moth and the potential biocontrol with *Trichogramma pretiosum*.** *Neotropical Entomology*. 2021.

EIRAS, A. E.; DELMORE, L. R. K.; PARRA, J. R. P.; PIQUE, M. P. R.; VILELA, E. F.; KOVALESKI, A. **Biologia comparada da lagarta enroladeira *Phtheochroa cranaodes* (Meyrick) em duas dietas artificiais.** *An. Soc. Entorno. Brasil* 23(2), 1994.

EMBRAPA. **Pesquisa define controle de nova praga da uva no Vale do São Francisco.** *Jornal do Semiárido*. 2016.

EPPO (2017). **New data on quarantine pests and pests of the EPPO Alert List.** Reporting Service no. 08 – 2017.

EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). ***Eupoecilia ambiguella*.** 2021. Disponível em: <<https://gd.eppo.int/taxon/CLYSAM>>. Acesso em: 05/01/2022.

FARJADO, T. V. M. Uva para processamento: fitossanidade. Embrapa Uva e Vinho. Bento Gonçalves – RS, 2003.

FUNKE, B. R. **Mold. Control for insect-rearing media.** Bulletin of the Entomological Society of America, Lanham, v. 29, p. 41-44, 1983.

GALLO, D.; NAKANO, O.; NETO, S. S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; FILHO, E. B.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C.

Entomologia agrícola. FEALQ. Piracicaba – SP, 2002.

GARCIA, M. S.; PARRA, J. R. P. **Comparação de dietas artificiais, com fontes protéicas variáveis, para criação de *Ecdyolopha aurantiana* (Lima) (Lepidoptera: Tortricidae).** An. Soc. Entomol. Brasil 28(2): 219-232. 1999.

GILBY, A. R. **Lipids and their metabolism in insects.** Annu. Rev. Entomol. 1965.

GILLIGAN, T. M.; BAIXERAS, J.; BROWN, J. W.; TUCK, K. R. **T@RTS: Online world catalogue of the Tortricidae (Ver. 3.0).** 2014 Disponível em: <<http://www.tortricid.net/catalogue.asp>>. Acesso em: 15/01/2022.

GILLIGAN, T. M.; EPSTEN, M. E. ***Eupoecilia ambiguella* datasheet.** Tortricids of Agricultural Importance. 2012. Disponível em: <<http://download.ceris.purdue.edu/file/2592>>. Acesso em: 08/01/2022.

GILLIGAN, T. M.; EPSTEN, M. E. ***Paralobesia viteana*.** Tortricids of Agricultural Importance. 2014. Disponível em: <https://idtools.org/id/leps/tortai/Paralobesia_viteana.htm>. Acesso em: 09/01/2022.

GILMOUR, D. **The biochemistry of Insects.** Academic Press, New York. 1961.

GREENE, G. L.; LEPLA, N. C. DICKERSON, W. A. **Velvetbean caterpillar: a rearing procedure and artificial medium.** Journal of Economic Entomology. Lanham, v. 69, p. 487-488, 1976.

GULLAN, P. J.; CRANSTON, P. S. **Insetos: Fundamentos da entomologia – 5ª edição.** Roca. Rio de Janeiro – RJ, 2017.

HERRERA, M. E.; DAGATTI, C. V.; BECERRA, V. C. **A practical rearing method for *Lobesia botrana* Den. & Schiff. (Lepidoptera: Tortricidae) under laboratory conditions.** Revista de la Sociedad Entomológica Argentina. 2016.

HERRERA, M. E.; DAGATTI, C. V.; BECERRA, V. C. **Tabla de vida y parámetros poblacionales de *Lobesia botrana* (Den.et Schiff.) en condiciones de laboratorio.** Revista de la Sociedad Entomológica Argentina. 76 (3-4): 27-32, 2017.

IBGE. **Levantamento sistemático da produção agrícola (2020)**. Disponível em: <<https://sidra.ibge.gov.br/home/lspa/brasil>>. Acesso em: 05/06/2021.

IORIATTI, C.; ANFORA, G.; TASIN, M.; CRISTOFARO, A.; WITZGALL, P.; LUCCHI, A. **Chemical ecology and management of *Lobesia botrana* (Lepidoptera: Tortricidae)**. Journal of economic entomology. V. 104, n. 4, 2011.

IORIATTI, C.; LUCCHI, A.; VARELA, L. G. **Grape berry moths in western european vineyards and their recent movement into the new world**. Springer Science. 2012.

ISAACS, R.; MASON, K. S.; MAXWELL, E. **Stage-specific control of grape berry moth, *Endopiza viteana* (Clemens) (Lepidoptera: Tortricidae), by selective and broad-spectrum insecticides**. Journal of economic entomology. V. 98, n. 2. 2005.

JING, X.; BEHMER, S. T. **Insect sterol nutrition: physiological mechanisms, ecology, and applications**. Annu. Rev. Entomol. 2020.

KAPLAN, E. L.; MEIER, P. **Non parametric estimation from incomplete observation**. Journal of the American Statistics Association, 53:457-481. 1958.

KASTEN JR, P.; PRECETTI, A. A. C. M.; PARRA, J. R. P. **Dados biológicos comparativos de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1977) em duas dietas artificiais e substrato natural**. Revista Agricultura, Piracicaba, v. 53, p. 68-78, 1978.

KHAN, M.A., KHAN, H.; RUBERSON, J. R. **Lethal and behavioral effects of selected novel pesticides on adults of *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae)**. Pest Manag Sci 71:1640–1648. <https://doi.org/10.1002/ps.3972>. 2015.

KNUTSON, A. **The *Trichogramma* manual, a guide to the use of *Trichogramma* for biological control with special reference to augmentative releases for control of bollworm and budworm in cotton**. Texas: Texas A & M University, 1998.

KRAUS, S.; MONCHANIM, C.; GOMES-MORACHO, T.; LIHOREAU, M. **Insect diet**. In: Vonk J., Shackelford T. (eds) Encyclopedia of Animal Cognition and Behavior. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-47829-6_1137-1. 2019.

KOGAN, N. **Criação de insetos: bases nutricionais e aplicações em programas de manejo de pragas**. Congresso brasileiro de entomologia (Anais). Campinas – SP, 1980.

LAZZAROTTO, J. J.; FIORAVANÇO, J. C. **Comércio exterior mundial e brasileiro de uva de mesa: análise de indicadores de competitividade, tendências e sazonalidades**. Embrapa Uva e Vinho (Documentos, 80) Bento Gonçalves – RS, 2012.

LEÃO, P. C. S. **Estado atual da cultura da videira no Vale do São Francisco**. Embrapa (Infoteca). Petrolina – PE, 2018.

LEÃO, P. C. S. **Inovação e pesquisa científica para a vitivinicultura tropical: contribuições da Embrapa Semiárido**. Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica, v.17, n.2, p. 23-61, 2020.

LEFTWICH, P. T.; NASH, W. J.; FRIEND, L. A.; CHAPMAN, T. **Adaptation to divergent larval diets in the medfly, *Ceratitis capitata***. Evolution, v. 71, n. 2, p. 289-303, 2017.

LOEB, G. M.; CHA, D. H.; HESLER, S. P.; LINN JR, C. E.; ZHANG, A.; TEAL, P. E. A.; ROELOFS, W. L. **Monitoring grape berry moth (*Paralobesia viteana*: Lepidoptera) in commercial vineyards using a host plant based synthetic lure**. Entomological Society of America. V. 40, n. 6, 2011.

MARKHEISER, A.; RID, M.; BIANCU, S.; GROSS, J.; HOFFMANN, C. **Physical factors influencing the oviposition behaviour of European grapevine moths *Lobesia botrana* and *Eupoecilia ambiguella***. Journal Applied Entomology. p. 1-10. 2017.

MANFREDI-COIMBRA, S.; GARCIA, M. S.; LOECK, A. E.; BOTTON, M.; FORESTI, J. **Aspectos biológicos de *Argyrotaenia sphaleropa* (Meyrick 1909) (Lepidoptera: Tortricidae) em dietas artificiais com diferentes fontes proteicas**. Ciência Rural. Santa Maria, v.35, n.2, p.259-265, mar-abr, 2005.

MASON, K. S.; ROUBOS, C. R.; TEIXEIRA, L. A. F.; ISAACS, R. **Spatially targeted applications of reduced-risk insecticides for economical control of grape berry moth, *Paralobesia viteana* (Lepidoptera: Tortricidae)**. Journal of Economic Entomology. V. 109, N. 5. 2016.

MELLO, L. M. R. **Vitivinicultura brasileira: panorama 2018**. Embrapa Uva e Vinho (Comunicado técnico 210). Bento Gonçalves – RS, 2019.

MELLO, L. M. R.; MACHADO, C. A. E. **Vitivinicultura brasileira: panorama 2019**. Embrapa Uva e Vinho (Comunicado técnico 214). Bento Gonçalves, 2020.

MERCOSUL. **Sub-standard 3. 7. 19 Requisitos fitossanitários para *Vitis vinifera* (videira) segundo país de destino e origem, para os estados partes**. Buenos Aires. 2019.

MIHSFELDT, L. H. PARRA, J. R. P. **Comparison of artificial diets for rearing the sugarcane borer.** In: ANDERSON, T. E.; LEPPLA, N. C. (Ed.). *Advances in insect rearing for search and pest management.* Boulder: Westview, 1992. p. 195-209. 519 p.

MIYAMOTO, T.; AMREIN, H. **Gluconeogenesis: An ancient biochemical pathway with a new twist.** FLY. v. 0, n. 0, 1–6. 2017.

MORETI, A. C. C. C.; PARRA, J. R. P. **Biologia comparada e controle de qualidade de *Heliothis virescens* (Fabr., 1781) (Lepidoptera: Noctuidae) em dietas natural e artificial.** Arquivos do Instituto Biológico. São Paulo, v. 50, p. 7-15, 1983.

NODARI, E. S.; FRANK, Z. **Vinhos de altitude no estado de Santa Catarina: a afirmação de uma identidade.** Tempo e Argumento. Florianópolis, v. 11, n. 26, p. 183-200, jan./abr. 2019.

OLIVEIRA, J. E. M.; MOREIRA, A. N. **Manejo integrado de pragas da videira.** Embrapa. Petrolina – PE, 2010.

OSU (The Ohio State University). **Grape berry moth.** OSU.EDU. 2021.

PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. **Bioecologia e nutrição de insetos. Base para o manejo integrado de pragas.** Embrapa Informação e Tecnologia. Brasília – DF, 2009.

PARANHOS, B. A. J.; COSTA-LIMA, T. C.; GAMA, F. C. **Controle de moscas-frutas no Vale do São Francisco.** Instruções técnicas da Embrapa Semiárido (online). Petrolina - PE. 2013.

PARRA, J. R. P. **Consumo e utilização de alimentos por insetos.** In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (Ed.). *Ecologia nutricional de insetos e suas implicações no manejo de pragas.* São Paulo: Manole, 1991. p. 9-65.

PARRA, J. R. P. **Criação de insetos para estudos com patógenos.** In: ALVES, S. B. (Ed.). *Controle microbiano de insetos.* Piracicaba: Fealq, 1998. p. 1015-1038.

PARRA, J.R.P. **Criação massal de inimigos naturais.** In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (Ed.). *Controle biológico no Brasil: Parasitóides e predadores.* São Paulo: Manole, 2002. p. 143-164.

PARRA, J. R. P. **The evolution of artificial diets and their interactions in science and technology.** In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (Eds.) *Insect bioecology and nutrition for integrated pest management.* Boca Ratón: CRC Press, 2012. p. 51-92.

- PARRA, J.R.P.; COELHO, A. **Applied biological control in Brazil: From laboratory assays to field application.** J. Insect Sci. 2019.
- PINTO, M. M. D. **Aspectos gerais da criação de *Ceraeochrysa cincta* (SCHNEIDER, 1851) (Neuroptera: Chrysopidae) em laboratório.** Repositório UNESP. Jaboticabal, 2019.
- PORTO, A. J. **Efeito do fotoperíodo na criação do bicho-da-seda *Bombyx mori* L. (LEPIDOPTERA: BOMBYCIDAE).** B. Industr.anim. N. Odessa, v.57, n.2, p.105-112, 2000.
- R CORE TEAM (2021). **R: A language and environment for statistical computing.** R Foundation for Statistical Computing, Vienna. Disponível em: <<https://www.R-project.org>>. Acesso em: 02/07/2022.
- RAZOWSKI, J.; BECKER, V. O. **Brazilian Cochyliidii (Lepidoptera, Tortricidae).** Acta Zool Cracov 26:421–464. 1983.
- RAZOWSKI, J.; BECKER, V. O. **Revision of the cochyline genus *Lasiothyris* MEYRICK (Lepidoptera: Tortricidae), with a description of 8 new species.** Acta zool. cracov., 36(1): 121-136. Kraków, 1993
- RAZOWSKI, J.; BECKER, V. O. **Systematic and faunistic data on Neotropical Cochylini (Lepidoptera: Tortricidae), with description of new species. Part 1.** Acta zoológica cracoviensia. 45(4): 287-316, Kraków, 31 Dec., 2002.
- REINEKE, A.; POZZEBON, A.; HERCZYNSKI, O.; DUSO, C. **Insights in genetic diversity of German and Italian grape berry moth (*Eupoecilia ambiguella*) populations using novel microsatellite markers.** Nature. 2021.
- RIBEIRO, Z. A. **Dieta artificial e metodologia de criação massal para o bem-estar de *Helicoverpa armigera*.** Repositório UNESP. Jaboticabal – SP, 2017.
- RODRIGUES, W. C. **Fatores que influenciam no desenvolvimento dos insetos.** Entomologistas do Brasil. Ano 01, n. 4, p. 01-04. 2004.
- SÁ, M. G. R.; OLIVEIRA, J. E. M.; LOPES, F. S. C.; SILVA, V. C. P.; PERONTI, A. L. B. G. **Flutuação populacional e identificação de cochonilhas-farinentas sobre culturas frutíferas no Vale do São Francisco.** Anais XXVI Congresso brasileiro de fruticultura. Juazeiro – BA/ Petrolina – PE, 2019.
- SAN, P. P.; TUDA, M.; TAKAGI, M. **Impact of relative humidity and water availability on the life history of the predatory mite *Amblyseius swirskii*.** BioControl 66, p. 497–510. 2021.

SANTIAGO Y.; DE LA IGLESIA, L.; BLÁZQUEZ, J.; ARMENDÁRIZ, I.; PÉREZ, A.; CAMPILLO, G.; CASTAÑO, F. J.; MORENO, C. M. **La polilla del racimo (*Lobesia botrana* Den. & Schi.) y la minadora del cereal (*Cnephasia pumicana* Zeller): diferencias en la morfología y en el ciclo biológico.** Valladolid: Instituto Tecnológico Agrario de Castilla y León, 2006.

SCHMIDT-BÜSSER, D.; ARX, M.; GUERIN, P. M. **Host plant volatiles serve to increase the response of male European grape berry moths, *Eupoecilia ambiguella*, to their sex pheromone.** J Comp Physiol A. 2009.

SCHOWALTER, T. D. **Insect ecology: an ecosystem approach. 4th ed.** Massachusetts: Academic Press, 2016.

SILVA, M. S.; LÚCIO, V. H. G.; SANTOS, A. F. **A importância da comunicação química para os insetos.** Revista Ambientale. Ano 2, Vol. 2, 2010.

SILVA, P. C. G.; COELHO, R. C. **Cultivo da videira.** Embrapa Semiárido. Petrolina – PE, 2010.

SINGH, P. **Artificial diets for insects, mites, and spiders.** New York: Plenum, 1977.

SIMPSON, S. J.; SIBLY, R. M.; LEE, K. P.; BEHMER, S. T.; RAUBENHEIMER, D. **Optimal foraging when regulating intake of multiple nutrients.** Animal Behaviour, London, v. 68, p. 1299-1311, 2004.

SIKOROWSKI, P. P.; LAWRENCE, A. M. **Microbial contamination and insect Rearing.** American Entomologist. 1994.

SLANSKY JR, F.; SCRIBER, J. M. **Food consumption and utilization.** In: KERKUT, G. A.; GILBERT L. I. (Eds.). Comprehensive insects physiology biochemistry and pharmacology 4. Oxford: Pergamon Press, 1985. p. 87-163.

SOUZA, G. M. M.; SILVA-MATOS, R. R. S.; OLIVEIRA, J. E. M.; MOREIRA, A. N.; OLIVEIRA, A. C.; SOUZA, I. D. **Perfil socioeconômico e ambiental da produção integrada de uva no submédio São Francisco.** Gaia scientia. Paraíba – PB, 2015.

THIÉRY D.; LOUÂPRE, P.; MUNERET, L.; RUSCH, A.; SENTENAC, G.; VOGELWEITH, F.; ILTIS, C.; MOREAU, J. **Biological protection against grape berry moths. A review.** Agronomy for Sustainable Development. 2018.

THIÉRY, D.; CARTON, Y.; VIDAL, C.; GAUTHIER, N.; DERRIDJ, S.; VERCAMBRE, B.; GOEBEL, F. R.; GRÉGOIRE, J. C.; LIEUTIER, F. **Histoire de l'installation de quelques ravageurs.** In: Sauvion N, Calatayud PA, Thiéry D., Marion-Poll F (eds) Interactions Insectes plantes. Quae-ird Publication, pp 623–673. 2011.

VITTA, P. N. **Antecedentes biológicos de *Lobesia botrana* (Denis & Schiffermuller) (Lepidoptera, Tortricidae) [en línea]**. Santiago: Boletín INIA - Instituto de Investigaciones Agropecuarias. no. 419. 2020.