

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA E AMBIENTE

Wéllima Timóteo de Lima

**Avaliação e caracterização química de substratos vegetais para atração
e monitoramento de *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera:
Curculionidae)**

Araras, 2024

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA E AMBIENTE

**Avaliação e caracterização química de substratos vegetais para atração
e monitoramento de *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera:
Curculionidae)**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Ambiente (PPGAA) do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de São Carlos, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Agricultura e Ambiente.

Orientador: Prof. Dr. Ricardo Toshio Fujihara
Coorientador: Prof. Dr. Rodrigo Neves Marques

Araras, 2024

Aos meus pais, Edna Timóteo e Ernesto Timóteo, por todo amor,
incentivo e apoio que me deram em todas as etapas da minha vida.

O meu amor e eterna gratidão.

COM SATISFAÇÃO, DEDICO!

Timóteo de Lima, Wéllima

Avaliação e caracterização química de substratos vegetais para atração e monitoramento de *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae) / Wéllima Timóteo de Lima -- 2024.
92f.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de São Carlos, campus Araras, Araras
Orientador (a): Ricardo Toshio Fujihara
Banca Examinadora: Renato Nallin Montagnolli, Mateus Tonelli
Bibliografia

1. Caracterização química. 2. Substratos vegetais. 3. Potencial atrativo. I. Timóteo de Lima, Wéllima. II. Título.

Ficha catalográfica desenvolvida pela Secretaria Geral de Informática (SIn)

DADOS FORNECIDOS PELO AUTOR

Bibliotecário responsável: Maria Helena Sachi do Amaral - CRB/8
7083




UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS
Centro de Ciências Agrárias
Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Ambiente

Folha de Aprovação


Defesa de Dissertação de Mestrado da candidata Wéllima Timóteo de Lima, realizada em 30/04/2024.

Comissão Julgadora:


Prof. Dr. Ricardo Toshio Fujihara (UFSCar)

Documento assinado digitalmente
 **RICARDO TOSHIO FUJIHARA**
Data: 02/05/2024 12:33:49-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>


Prof. Dr. Renato Nallin Montagnolli (UFSCar)

Documento assinado digitalmente
 **RENATO NALLIN MONTAGNOLLI**
Data: 30/04/2024 18:58:21-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Mateus Tonelli (CTC)

Documento assinado digitalmente
 **MATEUS TONELLI**
Data: 30/04/2024 18:28:22-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Rodrigo Neves Marques (UFSCar)

Documento assinado digitalmente
 **RODRIGO NEVES MARQUES**
Data: 30/04/2024 21:17:19-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

O Relatório de Defesa assinado pelos membros da Comissão Julgadora encontra-se arquivado junto ao Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Ambiente.

Agradecimentos

A Deus, pela sabedoria que me foi concedida, pela força que me sustentou nos momentos difíceis e pela inspiração que permeou cada página desta dissertação.

Aos meus queridos pais, pelo amor incondicional, ajuda e incentivo mesmo à distância.

Ao Prof. Dr. Ricardo Toshio Fujihara, cujo apoio e orientação foram pilares essenciais para o sucesso desta dissertação. A parceria e colaboração que desenvolvemos ao longo deste trabalho foram inestimáveis.

Ao Prof. Dr. Rodrigo Neves Marques, pela coorientação, apoio e sugestões que contribuíram com o enriquecimento da minha dissertação.

Ao Prof. Dr. Reinaldo Gaspar Bastos, pelos ensinamentos, paciência e auxílio com as análises físico-químicas.

A Prof^a. Dra. Josiane Rodrigues, por toda ajuda com as análises estatísticas dos dados e interpretação dos mesmos.

Ao Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Ambiente (PPGAA) da Universidade Federal de São Carlos (CCA/UFSCar) campus Araras, pela oportunidade concedida e pelos recursos disponibilizados para realização do mestrado. A CAPES, Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior, também foi fundamental e é reconhecido com profunda gratidão.

A diretoria do Centro de Ciências Agrárias (CCA/UFSCar) campus Araras, pela concessão da bolsa de estudos durante a realização do mestrado.

Aos professores, que desempenharam um papel significativo no meu desenvolvimento acadêmico e profissional, a coordenação do PPGAA e a turma 1/2022.

Ao Grupo de Estudos e Pesquisa em Entomologia Geral (GEPEG) e ao Laboratório de Microbiologia Aplicada e Controle (LABMAC), pelo apoio, disponibilidade e auxílio nas atividades do experimento e, principalmente pela amizade de todos.

Ao Programa de Melhoramento Genético de Cana-de-açúcar (PMGCA), especialmente ao Dr. Roberto Giacomini Chapola e Eng. Agrônomo Fernando Dias, por disponibilizar as áreas para coleta dos insetos.

Aos colegas de mestrado, especialmente, Guilherme Aparecido e Danilo Teresani, pela colaboração, troca de ideias e apoio mútuo ao longo deste desafiador processo de pesquisa.

À banca examinadora da qualificação, Prof. Dr. Renato Nallin Montagnolli, Prof. Dra. Mariana Altenhofen da Silva e Prof. Dr. Fernando Sujimoto, pela disponibilidade e por todas as contribuições para o aprimoramento do meu trabalho.

À banca examinadora da defesa, Prof. Dr. Renato Nallin Montagnolli e o Pesquisador Dr. Mateus Tonelli, por dedicarem seu tempo e expertise na avaliação cuidadosa deste trabalho. Suas sugestões foram essenciais para aprimorar a qualidade desta dissertação.

À minha família e amigos, que estiveram ao meu lado durante todo este percurso, agradeço pelo constante encorajamento, compreensão e paciência. O apoio emocional foi o alicerce que sustentou minha jornada acadêmica. Vocês são especiais!

Minha profunda gratidão a todas as pessoas e instituições que tornaram possível a realização desta dissertação de mestrado. Este trabalho representa uma jornada de aprendizado e crescimento, e muitos foram fundamentais nesse processo.

Muito Obrigada!

“A persistência é o caminho do êxito”.

Charles Chaplin

RESUMO

O Brasil é líder mundial na produção de cana-de-açúcar, cultura de extrema relevância para o setor do agronegócio. No entanto, *Sphenophorus levis*, um dos principais inseto-praga dessa cultura, tem afetado a produção em algumas regiões do país. Com isso, é necessário aprimorar os métodos de monitoramento e controle, uma vez que o hábito subterrâneo da praga é um fator limitante. O objetivo deste trabalho foi avaliar se diferentes substratos vegetais (cana-de-açúcar, cana com melaço a 10%, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco) e seus compostos voláteis apresentam potencial atrativo para adultos de *S. levis*. Amostras desses substratos vegetais foram submetidas a diferentes tempos de degradação natural (0, 24, 48 e 72 h) em B.O.D a 26°C, sendo posteriormente processadas e armazenadas em congelador. Na sequência, foram caracterizados o pH, sólidos totais e solúveis, carbono e nitrogênio total das amostras, assim como identificados e quantificados os compostos orgânicos voláteis por cromatografia gasosa com detector de ionização de chama (GC-FID). Para testar a atratividade dos substratos, foram realizados ensaios em arenas com chance de escolha contendo quatro tratamentos (substratos vegetais) e 30 repetições (15 fêmeas e 15 machos adultos de *S. levis*), sendo avaliada a permanência no substrato durante 30 min. Os compostos voláteis mais frequentes na caracterização físico-química foram selecionados para avaliar a atratividade por adultos de *S. levis*. Os resultados mostraram variação do pH e dos sólidos totais e solúveis no decorrer do tempo para todos os substratos vegetais, além de teores de etanol e ácido acético, principais compostos voláteis presentes na degradação natural dos substratos. O grau de degradação dos substratos não interferiu na atratividade, porém, a concentração dos compostos voláteis influenciou na atração dos insetos. A exploração do comportamento de percepção e atração de *S. levis* a esses diferentes substratos e compostos voláteis gerou subsídios e uma perspectiva promissora para melhorar as técnicas de monitoramento desse inseto-praga.

Palavras-chave: cana-de-açúcar; bicudo-da-cana; praga de solo; composição volátil; atrativo

ABSTRACT

Brazil is the world leader in sugarcane production, a crop of extreme relevance to the agribusiness sector. However, *Sphenophorus levis*, one of the main pests of this crop, has affected production in some regions of the country. Therefore, it is necessary to improve monitoring and control methods, as the underground habitat of the pest is a limiting factor. The aim of this study was to evaluate whether different plant substrates (sugarcane, sugarcane with 10% molasses, pineapple peel, banana pseudostem, and coconut fiber) and their volatile compounds have attractive potential for *S. levis* adults. Samples of these plant substrates were subjected to different periods of natural degradation (0, 24, 48, and 72 hours) in a B.O.D. at 26°C, and subsequently processed and stored in a freezer. Next, the pH, total and soluble solids, carbon, and total nitrogen of the samples were characterized, and the organic volatile compounds were identified and quantified by gas chromatography with flame ionization detection (GC-FID). To test the attractiveness of the substrates, assays were performed in choice arenas containing four treatments (plant substrates) and 30 repetitions (15 female and 15 male *S. levis* adults), with the duration of permanence on the substrate evaluated for 30 minutes. The most frequently occurring volatile compounds in the physicochemical characterization were selected to evaluate their attractiveness to *S. levis* adults. The results showed variations in pH and total and soluble solids over time for all plant substrates, as well as ethanol and acetic acid contents, the main volatile compounds present in the natural degradation of the substrates. The degree of substrate degradation did not interfere with attractiveness; however, the concentration of volatile compounds influenced insect attraction. The exploration of *S. levis*' perception and attraction behavior to these different substrates and volatile compounds provided insights and promising perspectives to improve monitoring techniques for this insect pest.

Keywords: sugarcane; sugarcane weevil; soil pest; volatile composition; attractive.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Fases de desenvolvimento de *Sphenophorus levis*. A) Ovo. B) Larva. C) Pupa. D) Adulto. 9
- Figura 2.** Fêmea e macho adulto de *Sphenophorus levis*. A) Vista dorsal dos insetos, destacando maior tamanho corporal da fêmea em relação ao macho. B) Vista ventral dos insetos, destacando o formato do pigídio e a região pilosa. 9
- Figura 3.** Instalação de iscas no campo para a captura de adultos de *Sphenophorus levis*. A) Iscas de cana cortadas na longitudinal. B) Cerca onde as iscas foram distribuídas. C) Iscas posicionadas com as faces internas voltadas para o solo. D) Iscas cobertas com palha. 17
- Figura 4.** Coleta de adultos de *Sphenophorus levis*. A) Presença de adultos no colmo de cana-de-açúcar. B) Adultos acondicionados em recipiente plástico. 17
- Figura 5.** Preparo dos substratos vegetais para a obtenção das amostras. A) Pesagem de substrato para processamento. B) Amostras congeladas para a caracterização química. 19
- Figura 6.** Amostras preparadas para a identificação dos principais compostos voláteis após o processo de degradação dos substratos vegetais por meio de cromatografia gasosa (GC-FID). 21
- Figura 7.** Arenas confeccionadas com recipientes plásticos transparentes para a seleção do tamanho e avaliação do comportamento de *Sphenophorus levis*. A) Arenas com recipiente central de 140 e 500 mL. B) Arenas com recipiente central de 140, 500 e 1000 mL. 23
- Figura 8.** Perfis de pH dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural. 27
- Figura 9.** Perfis de sólidos totais dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural. 29
- Figura 10.** Perfis de sólidos solúveis (°Brix) dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural. 31
- Figura 11.** Perfil da evolução do etanol durante o processo de degradação natural dos extratos obtidos dos substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco. 36

Figura 12. Perfil da evolução do ácido acético durante o processo de degradação natural dos extratos obtidos de substratos vegetais cana pura, cana com melaço, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco. 37

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Relação dos substratos vegetais utilizados para a caracterização química e para os testes de atratividade com adultos de <i>Sphenophorus levis</i>	18
Tabela 2. Variações de massa de carbono orgânico total (TOC) dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.....	32
Tabela 3. Variações de massa de nitrogênio total (TN) dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.....	33
Tabela 4. Concentração (mg/L) de compostos voláteis dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco e submetidos a diferentes tempos de degradação natural.....	35
Tabela 5. Resposta de adultos de <i>Sphenophorus levis</i> quanto à escolha de recipientes contendo cana, recipiente vazios ou a permanência, em arenas centrais de 140 e 500 mL.	38
Tabela 6. Resposta de adultos de <i>Sphenophorus levis</i> quanto à escolha de recipientes contendo cana, recipiente vazios ou a permanência, em arenas centrais de 140, 500 e 1000 mL.....	38
Tabela 7. Teste de atratividade com adultos de <i>Sphenophorus levis</i> pelos substratos vegetais cana pura (controle positivo), cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco, durante 30 min de avaliação. Recipiente vazio (controle negativo).....	40
Tabela 8. Tempo de permanência de adultos de <i>Sphenophorus levis</i> nos substratos vegetais cana pura (controle positivo), cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco, durante 30 min de avaliação. Recipiente vazio (controle negativo).....	41
Tabela 9. Teste de atratividade com adultos de <i>Sphenophorus levis</i> pelos compostos voláteis ácido acético, ácido valérico, ácido propiônico, etanol e etanol + acético, durante 30 min de avaliação. Água destilada (controle negativo).....	42
Tabela 10. Tempo de permanência de adultos de <i>Sphenophorus levis</i> nos compostos voláteis ácido acético, valérico, propiônico, etanol e etanol + acético, durante 30 min de avaliação. Água destilada (controle negativo).....	43

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	1
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
2.1 Importância econômica da cana-de-açúcar no Brasil.....	3
2.2 Cultivo da cana-de-açúcar	4
2.3 Principais pragas que causam danos à cultura da cana-de-açúcar.....	5
2.4 O bicudo-da-cana-de-açúcar: <i>Sphenophorus levis</i>	7
2.5 Métodos de monitoramento e controle de <i>Sphenophorus levis</i>	10
2.6 Comunicação química	13
3 OBJETIVOS	15
3.1 Objetivo geral.....	15
3.2 Objetivos específicos	15
4 MATERIAL E MÉTODOS	16
4.1 Local de execução.....	16
4.2 Obtenção e manutenção de <i>Sphenophorus levis</i>	16
4.3 Obtenção dos substratos vegetais.....	18
4.4 Preparação dos substratos vegetais	19
4.4.1 Preparação para a caracterização físico-química.....	19
4.4.2 Preparação para os testes de atratividade com adultos de <i>S. levis</i>	20
4.5 Caracterização físico-química dos substratos vegetais	20
4.6 Testes preliminares para seleção do tamanho das arenas central	22
4.7 Atratividade de <i>Sphenophorus levis</i> pelos substratos vegetais.....	24
4.8 Atratividade de <i>Sphenophorus levis</i> pelos compostos voláteis	24
4.9 Análises dos dados	26
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	26
5.1 Caracterização físico-química dos substratos vegetais	26
5.2 Perfis de carbono orgânico total e nitrogênio total dos extratos dos substratos vegetais ..	31
5.3 Perfis de compostos orgânicos voláteis dos substratos vegetais degradados	34
5.4 Testes preliminares para seleção do tamanho das arenas.....	37
5.5 Atratividade de <i>Sphenophorus levis</i> pelos substratos vegetais.....	39
5.6 Atratividade de <i>Sphenophorus levis</i> pelos compostos voláteis	41
6 CONCLUSÕES.....	45
7 REFERÊNCIAS	47
8 APÊNDICES	57

1 INTRODUÇÃO

O cultivo da cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.) é uma das principais atividades agrícolas que impulsionam a economia brasileira, com mais de 10 milhões de hectares de área plantada. Esse cenário coloca o Brasil como líder mundial na produção de açúcar e o segundo maior produtor de etanol. Entre os estados brasileiros, São Paulo se destaca como o principal produtor, respondendo por metade da produção nacional de cana-de-açúcar (CONAB, 2023).

Apesar dos avanços tecnológicos e dos investimentos em estratégias de manejo integrado de pragas, a cultura da cana-de-açúcar enfrenta desafios significativos, especialmente no controle de pragas de solo. Estas, que se alimentam do sistema radicular, representam uma ameaça constante para os produtores. De maneira geral, controlar pragas que habitam o solo representa um desafio significativo, dada a habilidade desses insetos em se proteger sob a camada do solo ou encontrar abrigo dentro das próprias plantas. Essa estratégia de defesa natural dificulta sua detecção em campo, muitas vezes só se tornando evidentes quando os danos às plantas se tornam visíveis a seu ataque. Dentre elas, *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae), é considerada a principal praga de solo, cujas infestações resultam na redução da produção e, conseqüentemente, na diminuição da longevidade da cultura. Em algumas regiões, os ataques são tão intensos que os canaviais precisam ser reformados logo após a primeira colheita (DINARDO-MIRANDA; FRACASSO, 2013).

O controle de *S. levis*, apesar de extremamente difícil, deve ser precedido do monitoramento. Um dos métodos para a amostragem de adultos é o uso de toletes de cana rachados ao meio e embebidos em solução inseticida (iscas tóxicas). Porém, este pode acarretar problemas ambientais e causar riscos à saúde humana, uma vez que sua produção requer o corte e preparo manual dos toletes (MARTINS et al., 2020).

Nesse contexto, estratégias de manejo integrado de pragas têm sido desenvolvidas, visando minimizar os danos causados por esses insetos. Uma abordagem promissora para melhorar o monitoramento dessas pragas é explorar os compostos voláteis presentes em diferentes substratos vegetais em decomposição, podendo subsidiar novos métodos de monitoramento da praga. Estudos indicam que esses compostos podem atrair insetos, influenciando seu comportamento de busca por alimento ou parceiros reprodutivos.

De acordo com Cerda et al. (1994), compostos voláteis oriundos dos rizomas de bananeira possuem uma mistura de ésteres, álcoois e ácidos orgânicos atrativos para *Cosmopolites sordidus* (Germar), atuando na comunicação química do inseto. Além disso, fêmeas produzem maior quantidade de feromônio, o que atrai machos e fêmeas da mesma espécie (VIANA, 1992). Voláteis como álcoois podem atrair adultos de *Rhynchophorus* antes mesmo de identificarem o feromônio de agregação (DUARTE et al., 2003). Em algumas espécies de Curculionidae, observa-se uma relação positiva entre a degradação de substratos vegetais e a atratividade para os insetos.

Considerando a importância de *S. levis* e a carência de estudos sobre sua bioecologia para as atuais condições de cultivo de cana-de-açúcar, é necessário realizar pesquisas que esclareçam aspectos relevantes para aprimorar o manejo dessa praga. Explorar o comportamento de percepção e atração de *S. levis* a diferentes substratos vegetais pode oferecer subsídios e uma perspectiva promissora para melhorar as técnicas de monitoramento desse inseto-praga.

Sendo assim, o presente estudo buscou avaliar o potencial atrativo de diferentes substratos vegetais submetidos à degradação natural, identificar seus principais compostos voláteis por meio de caracterização físico-química, e avaliar o comportamento de atratividade de *S. levis* por esses compostos.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Importância econômica da cana-de-açúcar no Brasil

O Brasil se destaca como o maior produtor global de cana-de-açúcar, uma cultura de extrema importância para o agronegócio brasileiro. A cultura é a principal fonte de matéria prima utilizada na produção de açúcar, etanol e tem sido reconhecida como uma das principais alternativas para o setor de biocombustíveis (STOLF; OLIVEIRA, 2020).

Destaca-se que as áreas plantadas com cana-de-açúcar no país apresentaram aumento de 150% desde a década de 1980, passando de 4 para 10 milhões de hectares (CHERUBIN et al., 2021), o que foi reflexo de políticas públicas de estímulo à produção de etanol, visando diminuir a dependência nacional de combustíveis derivados do petróleo (WIESBERG et al., 2021). Diferentemente do que ocorre em outros países, a indústria sucroenergética no Brasil opera dentro de uma perspectiva sustentável, focada em aumentar a eficiência e reduzir os custos por meio da cogeração de energia elétrica (CONAB, 2023).

O aproveitamento da cana-de-açúcar na sua totalidade é um fator primordial para a sustentabilidade do processo de produção do complexo sucroalcooleiro. Esta cultura tem se mostrado como uma das matérias-primas mais importantes da atualidade devido à diversidade do uso de seus produtos e subprodutos (SILVA et al., 2021a). A inovação no setor faz com que a utilização dos subprodutos da cana-de-açúcar possa minimizar os impactos ao meio ambiente, por dar uma destinação correta aos resíduos após o processamento (NETO et al., 2014).

A bioeletricidade originada a partir da palha e do bagaço da cana-de-açúcar tem potencial para expandir em mais de 55% até 2030, e é considerada uma energia limpa e renovável. O setor sucroenergético representa cerca de 9% da potência outorgada no Brasil e 79,5% da fonte geral de biomassa. Cada tonelada de cana-de-açúcar processada na indústria gera aproximadamente 250 kg de bagaço e 200 kg de palha e pontas. O bagaço apresenta alto teor de fibras e, por isso, tem sido bastante utilizado na produção de vapor e energia elétrica; dessa forma, é possível garantir a autossuficiência energética das usinas no decorrer de toda a safra (UNICA, 2022).

Na safra 2022/23, a área cultivada no país atingiu 8,3 milhões de hectares e a colheita ultrapassou 610 milhões de toneladas. A produção da região Centro-Sul superou 550 milhões de toneladas, representando 90% do total nacional, enquanto que na região Norte-Nordeste foram colhidas 59,9 milhões de toneladas. O Estado de São

Paulo é o maior produtor do país, seguido por Goiás, Minas Gerais, Mato Grosso do Sul e Paraná. A produtividade média brasileira de cana-de-açúcar na safra 2022/23 foi estimada em 73,6 t/ha. Do total da matéria-prima industrializada, 45,85% foi destinado à produção de 37 milhões de toneladas de açúcar, enquanto que 54,15% à produção de 26,53 bilhões de litros de etanol, sendo 11,49 bilhões de litros de etanol anidro, que é misturado à gasolina, e 15,04 bilhões de litros de etanol hidratado (CONAB, 2023).

O setor sucroenergético movimentou pouco mais de US\$ 100 bilhões, incrementando aproximadamente US\$ 40 bilhões diretamente ao Produto Interno Bruto (PIB) brasileiro, que sozinho, é responsável por cerca de 2% do total. Essa representação do PIB mostra o quanto o setor é importante para a economia brasileira (UNICA, 2022).

Barbosa et al. (2012) alegam que a demanda por cana-de-açúcar está em crescente expansão, portanto, a indústria sucroalcooleira vem investindo em novas unidades, tecnologias e infraestrutura, pois além da grande demanda por seus produtos ainda há a demanda social por esse setor se tornar mais sustentável. No sentido de energia renovável e sustentabilidade, o etanol é um combustível que tem uma importância estratégica no combate ao efeito estufa e às mudanças climáticas, pois com a sua baixa emissão de carbono alinha-se aos princípios do desenvolvimento sustentável.

2.2 Cultivo da cana-de-açúcar

O cultivo da cana-de-açúcar passa por dois ciclos de produção: o ciclo da cana planta, que vai do plantio até a primeira colheita, e o ciclo da cana-soca, que se inicia após cada colheita e é caracterizado pela rebrotação das soqueiras (ANJOS; FIGUEIREDO, 2010). A cana-de-açúcar é considerada uma planta semiperene, permitindo, em média, cinco cortes antes da necessidade de reformar o canavial. Seu ciclo fenológico abrange as fases de brotação, perfilhamento, crescimento e maturação (SCARPARI; BEAUCLAIR, 2010).

Para que a cana-de-açúcar se desenvolva, três fatores são essenciais: radiação solar, temperatura e água, sendo este último o principal responsável pela variação de produtividade e de qualidade (GOUVÊA, 2008). Essa cultura se adapta a condições em regiões de clima tropical quente e úmido, com temperaturas que variam entre 19 a 32 °C e com chuvas bem distribuídas. A cultura conta com duas fases de desenvolvimento: crescimento vegetativo, no qual a planta necessita de clima úmido e quente para o seu

desenvolvimento; maturação, fase em que é necessária à ocorrência de temperaturas amenas e menor disponibilidade de água, favorecendo o acúmulo de sacarose (MARIN; NASSIF, 2013). Além das condições climáticas, é importante destacar que o tipo de solo e a sua interação com o clima também são fatores determinantes para o desenvolvimento e a produtividade da cana-de-açúcar.

As características do plantio e colheita da cana-de-açúcar variam no território nacional devido a fatores técnicos e físicos, existindo uma racionalidade ligada à sazonalidade pluviométrica. Têm-se diferentes sistemas de plantio e colheitas que atendem as especificidades das principais regiões produtoras, desencadeando períodos distintos para o Centro-Sul e para o Norte e Nordeste (THOMAZ JUNIOR, 2014).

Na região Centro-Sul do Brasil, o plantio da cana-de-açúcar ocorre, predominantemente, entre setembro e março. Quando realizado entre janeiro e maio, é chamado de plantio de ano e meio; quando ocorre de setembro a dezembro, é denominado plantio de ano. Além dessas modalidades, em locais onde não há limitação térmica e com possibilidade de irrigação, é realizado o plantio de inverno, que ocorre de junho até a primeira quinzena de setembro. Na região Norte-Nordeste, o plantio de ano e meio, também conhecido como plantio de inverno ou sequeiro, ocorre de maio a agosto, enquanto o plantio de ano, também denominado plantio de verão ou irrigado, ocorre entre setembro e início de janeiro (ANJOS; FIGUEIREDO, 2010). Em relação à colheita, a safra se concentra entre os meses de abril e novembro na região Centro-Sul, e de setembro a março no Norte-Nordeste (IBGE, 2017).

Entretanto, diversos fatores têm afetado a expansão da cana-de-açúcar: os abióticos, como a estiagem e as baixas temperaturas durante o ciclo produtivo, e os bióticos, como a incidência de plantas infestantes, doenças e pragas (MANHÃES et al., 2013), que podem dificultar o crescimento e o desenvolvimento da planta e, conseqüentemente, causar prejuízos aos produtores.

2.3 Principais pragas que causam danos à cultura da cana-de-açúcar

Diversas espécies de insetos-praga veem causando danos à cultura e substancial prejuízo econômico (PINTO, 2006; BORGES FILHO et al., 2019). Levando em consideração apenas o ataque de pragas, a cana-de-açúcar sofre perdas anuais de produtividade em torno de 20% em escala global. Mais de 80 espécies podem atacar a cultura, sendo que algumas, como besouros e cupins, geralmente são observadas nas

lavouras somente após terem ocasionado danos, pois são pragas de solo e, portanto, de difícil observação (ROSSETO; SANTIAGO, 2011).

No Brasil, as pragas que causam os maiores danos à cultura da cana-de-açúcar são: a broca-da-cana-de-açúcar - *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera, Crambidae), a broca-gigante - *Telchin licus* (Drury, 1773) (Lepidoptera, Castniidae), as cigarrinhas - *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) e *Mahanarva posticata* (Stål, 1855) (Hemiptera, Cercopidae), a broca-dos-rizomas - *Migdolus fryanus* (Westwood, 1863) (Coleoptera: Vesperidae) e o bicudo-da-cana-de-açúcar - *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera, Curculionidae) (CHEAVEGATTI-GIANOTTO et al., 2019).

A broca da cana-de-açúcar, *D. saccharalis*, é uma mariposa amplamente encontrada em todo o território nacional. As fêmeas ovipositam nas folhas das plantas, e quando eclodem, as larvas começam a se alimentar das folhas e das bainhas, perfurando o colmo e abrindo galerias internas. Esse processo resulta em perda de peso e a morte da gema apical (CTC, 2018). Além disso, os orifícios abertos pela broca predis põem as plantas ao ataque de fungos, como aqueles pertencentes aos gêneros *Colletotrichum* e *Fusarium*, que causam a podridão-vermelha do colmo (BOTELHO; MACEDO, 2002).

As lagartas da broca-gigante, *T. licus*, abrem galerias verticais, causando destruição quase completa do colmo, o que torna a planta suscetível à entrada de patógenos em altas infestações (SIMÕES NETO; GARCIA, 2016). Além disso, essa praga provoca falhas no brotamento das soqueiras e pode levar a gema apical à morte, reduzindo a longevidade do canavial (CTC, 2018).

Outra espécie de grande importância é a cigarrinha-da-raiz, *M. fimbriolata*, que geralmente surge após as chuvas que marcam o início da primavera. Suas ninfas produzem uma espuma na base dos colmos e nas raízes superficiais da planta, onde se alimentam e se protegem até alcançarem a fase adulta (CTC, 2018). Os adultos causam danos significativos nas folhas e colmos, pois além de se alimentarem por sucção da seiva, introduzem toxinas que prejudicam os tecidos das plantas, resultando em baixa qualidade de matéria prima e perda de produtividade (DINARDO-MIRANDA, 2011).

Uma das pragas de solo de destaque é a broca-dos-rizomas, *M. fryanus*, cujas larvas atacam o sistema radicular das plantas, resultando em falhas de brotação das soqueiras (MACHADO; HABIB, 2006; SIMÕES NETO; GARCIA, 2016). Além disso, ocorre a morte da cana-de-açúcar em reboleiras, onde o ataque é intenso, o que pode exigir uma reforma do canavial para evitar prejuízos ainda maiores (CTC, 2018).

Outra praga de solo que está se tornando cada vez mais preocupante nos canaviais brasileiros é o bicudo-da-cana-de-açúcar, *S. levis* (DINARDO-MIRANDA; FRACASSO, 2013, PAVLU; MOLIN, 2016). As larvas deste besouro se alimentam da soqueira e da base do colmo, construindo galerias que eventualmente causam a morte da planta. Isso resulta em uma redução significativa na produtividade (EVANGELISTA et al., 2015). Acredita-se que, uma das formas de disseminação ocorre por meio das mudas que contêm o besouro, tendo em vista a sua dificuldade de locomoção (CTC, 2018).

Entretanto, o crescimento da área de cultivo de cana-de-açúcar no Brasil, juntamente com a mecanização da colheita e as mudanças climáticas, contribuíram para o aumento da população das cigarrinhas-da-raiz, broca-da-cana e bicudo-da-cana, tornando essencial a adoção de medidas de controle que promovam o equilíbrio da população dessas pragas.

Geralmente, o uso de produtos químicos é empregado como medida preventiva, a fim de garantir a sustentabilidade da produção da cana-de-açúcar, reduzindo os impactos ambientais e melhorando a convivência com essas pragas (JOSÉ; LEITE, 2017).

O entendimento dos fatores que regulam as populações das pragas possibilita determinar as épocas e os locais com maiores riscos de ataque dessas espécies, e assim, elaborar estratégias adequadas ao seu controle (FIDELIS et al., 2019). É importante ressaltar que o controle dessas pragas envolve a implementação de várias práticas de manejo ao longo do ciclo de cultivo da cana-de-açúcar, desde o preparo do solo até a renovação do canavial (CHEAVEGATTI-GIANOTTO et al., 2019).

2.4 O bicudo-da-cana-de-açúcar: *Sphenophorus levis*

S. levis, popularmente conhecido como bicudo, é uma das maiores pragas da cana-de-açúcar (DINARDO-MIRANDA, 2008; CANAVIEIRA, 2013). O primeiro relato de sua ocorrência foi em 1977 na cidade de Piracicaba, estado de São Paulo (DEGASPARI et al., 1987). Atualmente, ele é encontrado principalmente no estado de São Paulo, mas sua presença já foi reportada em Minas Gerais e Paraná (GIOMETTI et al., 2011; CURSI et al., 2022); Mato Grosso do Sul (MORAES; ÁVILA, 2013); Mato Grosso e Goiás (GARCIA, 2013; CURSI et al., 2022). Este inseto-praga tem se apresentado como um fator limitante para a produção de cana-de-açúcar na grande maioria das regiões produtoras da cultura, devido ao seu alto potencial de dano que leva

a perdas significativas na produção. No Estado de São Paulo é considerado uma das pragas mais relevantes para a cana-de-açúcar (DINARDO-MIRANDA, 2014).

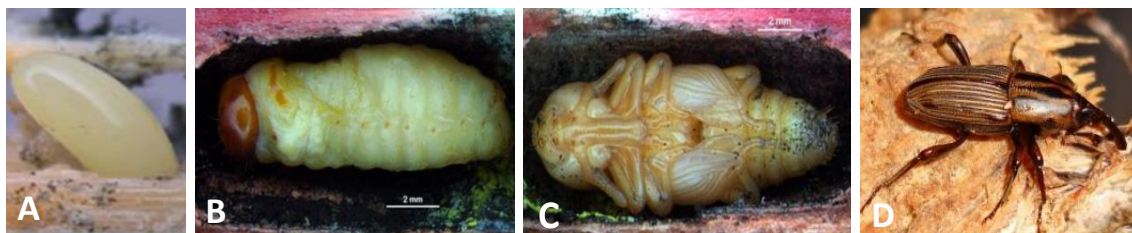
Geralmente são encontrados em solos claros, de textura argilosa e com boa umidade, em restos vegetais ou na base da touceira da cana. Possuem hábito noturno, sendo pouco ágeis e, quando perturbados, fingem-se de mortos – comportamento conhecido por tanatose (DINARDO-MIRANDA, 2014; IZEPP, 2015). O bicudo tem capacidade de voo restrita, sugerindo que o aumento da área infestada e sua dispersão a longas distâncias ocorrem principalmente pelo descuido no transporte de mudas de uma região para outra (DINARDO-MIRANDA, 2011).

O acasalamento ocorre em qualquer período do dia, 21 a 35 dias após a emergência dos adultos (BARRETO-TRIANA, 2009). As fêmeas utilizam suas mandíbulas, localizadas na extremidade do rostro, para perfurar a base das soqueiras e ovipositar de forma individualizada, sendo que 90% das perfurações ocorrem abaixo do nível do solo (CASTELIANI et al., 2020).

Os ovos apresentam forma elíptica e coloração branco-leitosa (Figura 1A); nos primeiros dias após a postura e com a proximidade da eclosão tornam-se escurecidos (CASTELIANI et al., 2020). As larvas são ápodas e apresentam coloração branca leitosa que se torna amarelada com as mudanças de estágio; a cabeça é castanha avermelhada e no primeiro segmento torácico apresentam uma mancha marrom (Figura 1B) (SOARES-COSTA et al., 2011; ALENCAR, 2016). Possuem hábito subterrâneo, pois são sensíveis ao calor e a desidratação. Ao aproximar-se da fase de pupa, as larvas produzem uma câmara pupal no colmo, e interrompem sua alimentação e movimentos (DEGASPARI et al., 1987). As pupas são do tipo exarada, com coloração branco-leitosa que se torna castanho claro com manchas dorsais após a esclerotização (PRECETTI; ARRIGONI, 1990) (Figura 1C).

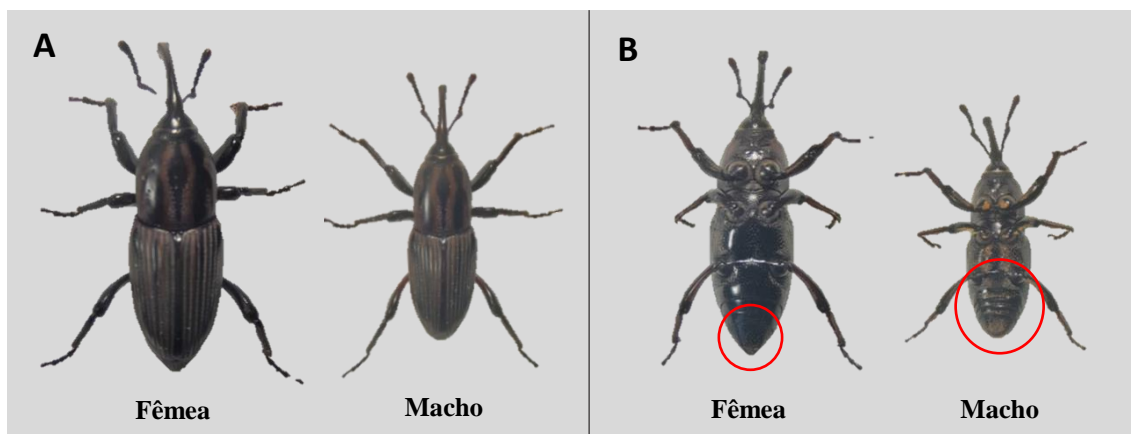
Os adultos de *S. levis* apresentam coloração marrom escura com manchas pretas no pronoto e listra longitudinal sobre os élitros; o comprimento varia de 12 a 15 mm (Figura 1D). Algumas características morfológicas auxiliam no dimorfismo sexual, e uma diferença visível a olho nu é que as fêmeas geralmente são maiores do que os machos (Figura 2A). É possível notar que os machos apresentam manchas mais definidas no pronoto e, com o auxílio de um estereoscópio, pelos em toda a parte ventral do abdome, enquanto as fêmeas têm pelos apenas na região apical. Além disso, os machos possuem o pigídio arredondado e curvado, e as fêmeas apresentam o pigídio truncado (VAURIE, 1978; ZORZENON et al., 2000) (Figura 2B).

Figura 1. Fases de desenvolvimento de *Sphenophorus levis*. A) Ovo. B) Larva. C) Pupa. D) Adulto.



Fonte: Valmir Antônio Costa – Instituto Biológico (2018).

Figura 2. Fêmea e macho adulto de *Sphenophorus levis*. A) Vista dorsal dos insetos, destacando maior tamanho corporal da fêmea em relação ao macho. B) Vista ventral dos insetos, destacando o formato do pigídio e a região pilosa.



Fonte: Arquivo pessoal da autora, 2023.

O ciclo completo de *S. levis* ocorre em torno de 56 dias, com uma razão sexual de 1:1 em condições de laboratório, e de 1,5:1 (fêmea: macho) em campo (DEGASPARI et al., 1987). As larvas ocorrem em dois picos populacionais, de maio a julho e em novembro. Os adultos ocorrem com maior frequência de fevereiro a março, e menor de outubro a dezembro (GRANSO, 2017). As larvas se alimentam da soqueira e da base do colmo, construindo galerias que danificam os tecidos, interrompendo o fluxo de nutrientes e originando falhas na brotação das soqueiras ou até mesmo levando à planta a morte (EVANGELISTA et al., 2015).

Por isso, a falta de um controle efetivo pode resultar em danos significativos, com redução de até 33% na produtividade da cana-de-açúcar e impactos na longevidade do canavial (DINARDO-MIRANDA; FRACASSO, 2013). Uma área infestada por *S. levis* pode sofrer perdas de 50 a 60% dos perfilhos, com uma média de perdas de 20 a 23 toneladas de cana por hectare/ano (ALMEIDA et al., 2011; DINARDO-MIRANDA;

FRACASSO, 2013). Os problemas causados pela presença do bicudo resultam na diminuição de cana produzida. Adicionalmente, o incremento populacional dessa praga ao longo dos anos se deve à dificuldade de controle e as mudanças do sistema de plantio e colheita modificados com o tempo (CUSTÓDIO et al., 2017).

No Estado de São Paulo, a transição da colheita da cana queimada para a colheita da cana crua, regulamentada pela lei estadual nº 11.241/2002, proíbe a queima do canavial pré-colheita (RIBEIRO; FICARELLI, 2010). Dessa forma, houve um aumento das populações do bicudo, pois quando as queimadas eram realizadas, os adultos eram controlados pela ação do fogo. Além disso, a palha remanescente no campo passou a servir de abrigo, proteção, e um ambiente favorável ao seu desenvolvimento (DINARDO-MIRANDA E FRACASSO, 2013). Entretanto, o hábito subterrâneo das larvas faz com que as diversas técnicas ou estratégias convencionalmente aplicadas sejam pouco eficientes (RINKE et al., 2011), e isso inclui o uso de inseticidas sintéticos que falham por não atingir a praga no período de maior suscetibilidade (ZARBIN et al., 2003).

2.5 Métodos de monitoramento e controle de *Sphenophorus levis*

As medidas de controle para *S. levis* devem ser realizadas mediante o monitoramento prévio, principalmente antes da implantação ou reforma do canavial, por meio do levantamento após o último corte da cana e antes da destruição das antigas soqueiras (IZEPPI, 2015). A determinação da densidade da praga é realizada por meio de um plano de amostragem, cujos resultados são comparados com os índices de tomada de decisão. Quando a população da praga atinge ou ultrapassa esses índices, torna-se necessário adotar medidas de controle (LIMA et al., 2019). O principal indicador utilizado para a tomada de decisão de controle da praga é o NDE (nível de dano econômico), o qual é determinado levando em consideração o preço dos insumos agrícolas, produtividade, custo de controle e eficiência do método empregado (MOURA et al., 2017).

Porém, o nível de dano econômico desta praga para a cultura da cana-de-açúcar ainda não é completamente estabelecido, provavelmente, por diversos fatores como a baixa eficiência no controle, a severidade dos danos causados pela praga e pela dificuldade da criação do inseto em laboratório para a realização de estudos básicos. Dessa forma, o controle é realizado baseando-se no histórico de ocorrência e dos danos da praga possíveis de serem observados (DINARDO-MIRANDA, 2014).

Um dos métodos de monitoramento adotado baseia-se na contagem de adultos presentes no campo, utilizando iscas compostas por colmos de cana com cerca de 30 cm, cortados longitudinalmente e imersos em solução inseticida por um período de 24 h. São posicionadas 100 iscas por hectare, estrategicamente colocadas na base das touceiras, cobertas com palha e substituídas a cada 20 dias (ALENCAR, 2016). Para a amostragem das larvas e pupas pode ser realizada a abertura de trincheiras no solo (0,5 x 0,5 x 0,3 m) em dois pontos por hectare, sendo que o solo e a touceira coletados devem ser verificados, contando as formas biológicas e a ocorrência de danos em cada ponto de amostragem (IZEPPI, 2015). Porém, o nível de infestação também tem sido mensurado a partir do arranque da touceira e contagem do número de perfilhos com a presença de galerias. O padrão é uma touceira de cana por hectare, distribuída de forma aleatória, percorrendo a área em ziguezague (MACEDO, 2024).

Diversas pesquisas vêm sendo desenvolvidas na tentativa de controlar o inseto na cultura. O método cultural consiste na destruição mecânica da soqueira durante o período de plantio (reforma do canavial), deixando as larvas e pupas expostas aos seus predadores, além de causar a seca das soqueiras. No entanto, essa prática ainda é insuficiente para controlar a praga (DINARDO-MIRANDA, 2011).

Alguns produtos químicos estão registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) para controle de *S. levis*, contendo os seguintes ingredientes ativos: lambda-cialotrina + tiametoxam (Engeo Pleno[®]), imidacloprido (Imidacloprid Nortox[®]), alfa-cipermetrina + fipronil (Regente Duo[®]), bifentrina + carbosulfano (Talisman[®]) (AGROFIT, 2023).

O controle químico utilizando fipronil e tiametoxam pode alcançar níveis de eficácia em torno de 60 a 70% (LEITE et al., 2012). No entanto, o controle de *S. levis* ainda é desafiador devido ao aumento contínuo de sua população e infestação em novas áreas de cultivo. O registro de inseticidas para controlar o bicudo não tem alcançado a eficácia desejada, possivelmente devido ao comportamento e hábito das larvas e adultos, o que dificulta o contato desses produtos com a praga (PRECETTI; ARRIGONI, 1990; LEITE et al., 2012). No entanto, para obter uma melhor eficiência no controle químico, tem sido realizadas aplicações no sulco do plantio (DINARDO-MIRANDA, 2005).

Além disso, outras estratégias têm sido estudadas, incluindo o uso de nematoides entomopatogênicos (NEPs) (SILVA et al., 2021b), fungos entomopatogênicos e bactérias, que apresentam eficácia e cuja infecção ocorre por contato direto (XIAO et

al., 2012). O controle de *S. levis* com o uso de NEPs, por exemplo, vem apresentando resultados satisfatórios, podendo ser uma alternativa eficaz (GIOMETTI et al., 2011). Silva (2020) avaliou a virulência de isolados de *Steinernema* e *Heterorhabditis* contra adultos de *S. levis* em diferentes dosagens, constatando que todos os isolados causaram patogenicidade.

Entretanto, controlar o bicudo-da-cana por meio de uma única estratégia não é viável. É essencial estabelecer um programa de Manejo Integrado de Pragas (MIP), que consiste na aplicação de medidas de controle de forma isolada ou combinada, levando em consideração a relação custo/benefício e os impactos na sociedade e no meio ambiente (KOGAN, 1998). O método de ataque simultâneo ou “ataque duplo” ao inseto alvo, por diferentes agentes de controle, se apresenta promissor para o manejo e controle de *S. levis*, bem como para outras espécies de insetos-praga. Essa abordagem de “ataque duplo” pode resultar em índices maiores de mortalidade do alvo em relação ao uso de qualquer um desses métodos de forma independente ou isolada (HIROMORI; NISHIGAKI, 2001; BITSADZE et al., 2013).

O emprego do MIP possibilita a busca pelo equilíbrio da população da praga e uma “convivência” com ela, uma vez que a sua completa erradicação do cultivo se torna inviável. Dessa forma, medidas preventivas como, a verificação das mudas de cana antes do plantio e o conhecimento de sua origem a partir de áreas não infestadas, são fundamentais para evitar a disseminação de *S. levis* (JOSÉ; LEITE, 2017).

A implementação do MIP é considerada a abordagem mais eficaz para o controle de *S. levis*. No entanto, é essencial investir em pesquisas para desenvolver novos métodos de controle cultural, explorar novas moléculas químicas e buscar alternativas de aplicação na lavoura, bem como o uso do controle biológico por meio de nematoides e microrganismos entomopatogênicos. Somente por meio da aplicação conjunta dessas medidas será possível enfrentar o desafio representado pelo bicudo, uma praga de difícil controle, que continua a causar prejuízos na produção de açúcar e etanol (JOSÉ; LEITE, 2017).

Nesse contexto, compreender a comunicação química e o comportamento dos insetos-praga em seus ambientes naturais é importante para aprimorar e desenvolver estratégias de monitoramento com maior eficácia.

2.6 Comunicação química

A comunicação exerce um papel crucial no comportamento animal, ao se comunicarem, os animais transferem informações por meio de sinais visuais, auditivos ou olfativos (ENDLER, 1993). Com os insetos não é diferente, apesar de compartilharem essas características, sua diversidade impulsiona o surgimento de vários mecanismos evolutivos para codificar informações. Entre os mecanismos, a comunicação olfativa predomina entre os insetos, sendo caracterizada pelo uso de compostos químicos para transferências de informações entre indivíduos (BREZOLIN et al., 2018).

De maneira geral, as plantas emitem uma variedade de compostos orgânicos voláteis (COVs) que exercem influência sobre o comportamento dos insetos. Isso é evidente em partes jovens das plantas, que são ricas em nutrientes, tornando-as atrativas para os insetos (PARÉ; TUMLINSON, 1999). As plantas têm capacidade de produzir substâncias voláteis que desempenham um papel significativo na modulação das interações ecológicas, afetando não apenas os organismos emissores, mas também aqueles que os recebem, mediando interações tróficas complexas (DICKE; VAN LOON, 2000; VAN POECKE; DICKE, 2004).

A exposição aos compostos voláteis das plantas não só altera o comportamento olfativo dos insetos, como também impacta o comportamento alimentar e desencadeia respostas defensivas (HELMS et al., 2013). Um dos mecanismos proeminentes é a comunicação olfativa entre os insetos, caracterizada pelo uso de compostos químicos na transmissão de informações entre indivíduos (BREZOLIN et al., 2018). O sistema de comunicação olfativa dos insetos permite distinção de compostos orgânicos que são encontrados no ambiente, e que, por sua vez, desencadeia uma série de comportamentos específicos como, a procura por plantas hospedeiras, escolha de locais para acasalamento, oviposição e reprodução (SPÄTHER et al., 2013; HAO et al., 2020).

A antena dos insetos, principal órgão sensorial, é constituída por diferentes tipos de sensilas, desempenhando funções que incluem a detecção de sinais químicos, mecânicos e térmicos (SU et al., 2009; YUVARAJ et al., 2018). O sistema olfativo dos insetos permite a detecção de certas substâncias voláteis liberadas pelas plantas, que são então interpretadas como mensagens químicas. Devido à ampla variedade de odores presentes no ambiente, esse mecanismo

demonstra uma alta especificidade em relação a substâncias bioativas (HORAS, 2009; FERREIRA et al., 2001).

Uma amostra de voláteis provenientes de plantas pode apresentar mais de 200 compostos, sendo que estudos comportamentais e eletrofisiológicos com antenas de insetos indicam que apenas uma fração desses é detectada pelos insetos (BRUCE et al., 2005; PAN et al., 2015). Frequentemente, os compostos relevantes para os insetos são constituídos por componentes minoritários no perfil volátil. Experimentos nos quais insetos foram expostos isoladamente a voláteis de plantas, bem como em combinação, destacaram que respostas comportamentais mais intensas são observadas quando são utilizadas misturas ou combinações adequadas de substâncias voláteis, em comparação com compostos isolados (BRUCE; PICKETT, 2011).

Em exemplo envolvendo o bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae), os adultos demonstraram atração aparente pelos voláteis provenientes das folhas verdes das plantas de algodoeiro. Essas folhas, seja em condições saudáveis ou induzidas por herbivoria, emitem voláteis, sendo que os adultos têm preferência pela mistura de voláteis liberada pelas plantas em estado reprodutivo, em detrimento das plantas em estado vegetativo (DICKENS et al., 1990). O β -bisabolol destacou-se como um dos primeiros compostos a demonstrar alta atratividade para os adultos do bicudo, sendo detectado em quantidades significativas em extratos de botões florais, flores e maçãs de algodão (MINYARD et al., 1969; THOMPSON et al., 1971).

Girón-Pérez et al. (2009), avaliaram a resposta olfativa de *S. levis* a colmos de cana e casca de abacaxi submetidos ao processo de degradação em condições de laboratório. Araújo et al. (2018), estudaram a preferência olfativa de adultos de *Metamasius hemipterus* (Linnaeus, 1758) (Coleoptera: Curculionidae) a iscas atrativas de cana, casca de coco e pseudocaule de bananeira. Martins et al. (2020) investigaram em condições de laboratório e de campo, a resposta olfativa de *S. levis* a vinhaça, colmos de cana, melaço e águas residuais.

Para insetos gregários, o uso de substratos vegetais apresenta potenciais atrativos, pois produzem voláteis oriundos do processo degradativo, e que são capazes de atrair insetos em busca de alimentos, podendo atuar em processos fisiológicos importantes, incluindo o acasalamento e outras etapas do ciclo reprodutivo (TINZAARA et al., 2002). Considerando que compostos voláteis estão

presentes em diversos substratos vegetais e que ambos têm um papel relevante na atração de insetos, explorar seu comportamento em relação a essas substâncias pode ser uma alternativa para aprimorar o monitoramento de insetos-praga. Atualmente, um dos principais métodos de amostragem para *S. levis* é com o uso de colmos de cana-de-açúcar contendo inseticidas (iscas tóxicas), que podem ocasionar problemas de contaminação ambiental e riscos à saúde humana.

Sendo assim, o presente estudo buscou avaliar a atratividade de *S. levis* por:

- i) diferentes substratos vegetais submetidos a um processo de degradação natural;
- ii) diferentes compostos voláteis obtidos por caracterização físico-química.

A exploração do comportamento de percepção e atração de *S. levis* a esses diferentes substratos e compostos voláteis gerou subsídios e uma perspectiva promissora para melhorar as técnicas de monitoramento desse inseto-praga.

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

O objetivo do presente trabalho foi avaliar se diferentes substratos vegetais (cana-de-açúcar, cana com melado, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco) e seus compostos voláteis ao longo da degradação apresentam potencial atrativo para adultos de *S. levis*.

3.2 Objetivos específicos

- 1) Realizar a caracterização físico-química (pH, sólidos totais, °Brix, TOC e TN) de diferentes substratos vegetais submetidos a períodos gradativos de degradação natural;
- 2) Identificar e quantificar os principais compostos voláteis presentes nos substratos vegetais;
- 3) Avaliar a atratividade de *S. levis* pelos substratos vegetais submetidos a gradativos períodos de degradação;
- 4) Avaliar o potencial atrativo dos principais compostos voláteis por *S. levis* ao longo da degradação;
- 5) Comparar se machos e fêmeas de *S. levis* demonstram diferença de percepção e atração pelos diferentes substratos, tempo de degradação e compostos voláteis.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Local de execução

O estudo foi desenvolvido no Laboratório do GEPEG – Grupo de Estudos e Pesquisa em Entomologia Geral, e no Laboratório de Microbiologia Aplicada e Controle (LABMAC), localizados no CCA/UFSCar, campus Araras.

O trabalho foi dividido em quatro partes, todas realizadas em laboratório, sendo que a primeira consistiu em realizar a caracterização físico-química dos substratos vegetais; a segunda, identificar e quantificar os principais compostos voláteis após o processo de degradação natural; a terceira, avaliar a atratividade dos substratos vegetais selecionados por adultos de *S. levis*; e quarta, avaliar a atratividade dos principais compostos voláteis por adultos de *S. levis*.

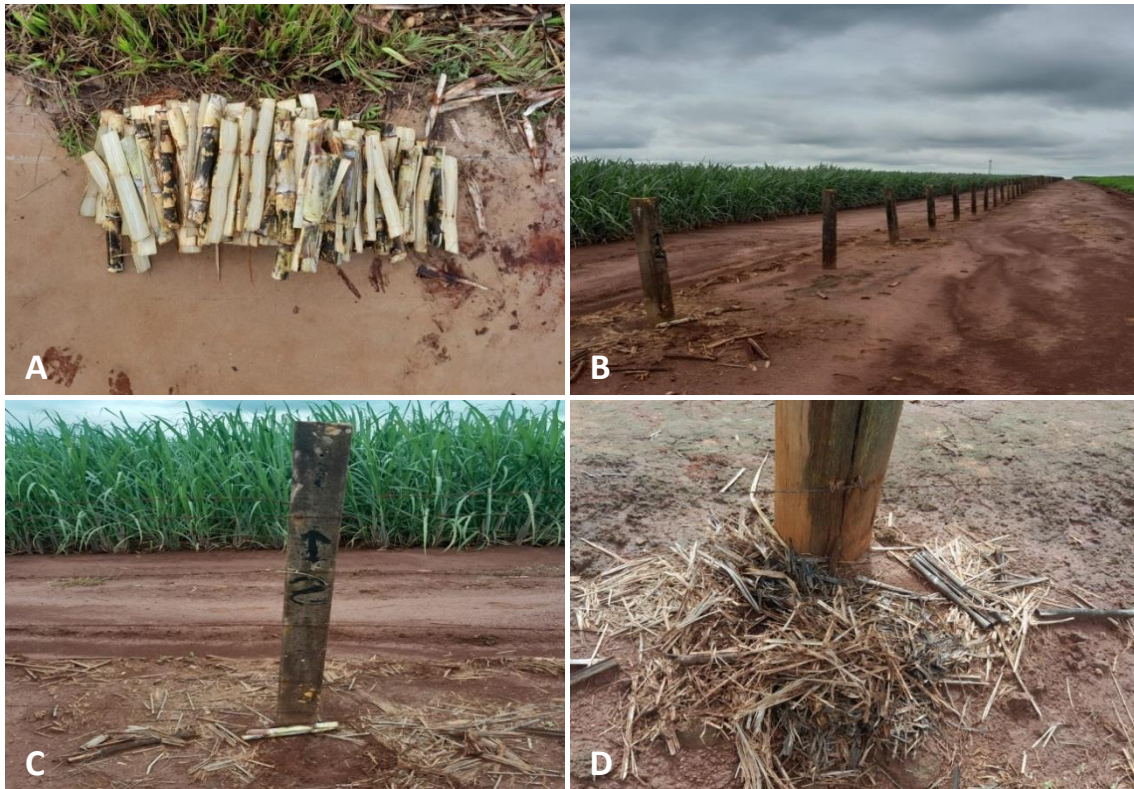
4.2 Obtenção e manutenção de *Sphenophorus levis*

Fêmeas e machos adultos de *S. levis* foram coletados semanalmente em áreas cultivadas do Programa de Melhoramento Genético de Cana-de-açúcar (PMGCA), CCA/UFSCar, campus Araras, em épocas de picos populacionais do inseto no período de fevereiro a março de 2023.

Para a coleta dos insetos, foram confeccionadas iscas com toletes de cana de aproximadamente 30 cm, cortados na longitudinal, sendo cada isca formada por duas metades do colmo (Figura 3A). As iscas foram distribuídas na base de uma “cerca” (Figura 3B) com as faces cortadas voltadas para o solo (Figura 3C), cobertas com palha e renovadas a cada 21 dias (Figura 3D).

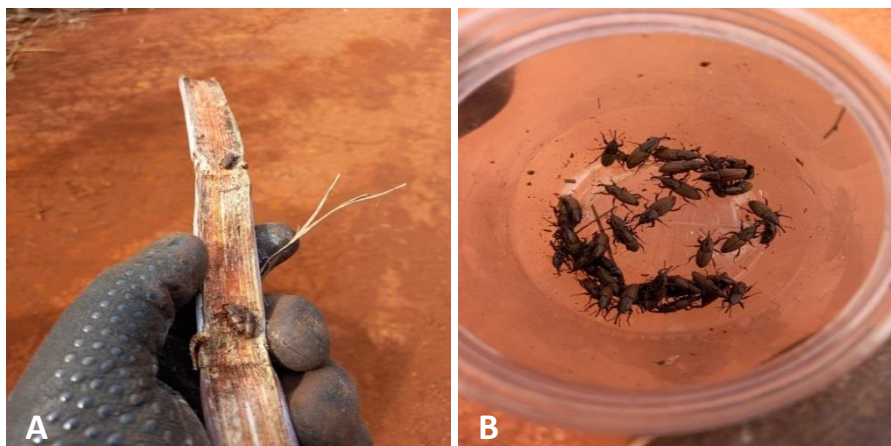
A coleta dos insetos ocorreu após 7, 14 e 21 dias da distribuição das iscas no campo (Figura 4A), colocados em recipientes plásticos e levados ao laboratório do GEPEG (Figura 4B). Os adultos foram mantidos em bandejas a $25 \pm 1^\circ \text{C}$ e alimentados com hastes de cana-de-açúcar trocadas a cada quatro dias (VAURIE, 1978; ZORZENON et al., 2000).

Figura 3. Instalação de iscas no campo para a captura de adultos de *Sphenophorus levis*. A) Iscas de cana cortadas na longitudinal. B) Cerca onde as iscas foram distribuídas. C) Iscas posicionadas com as faces internas voltadas para o solo. D) Iscas cobertas com palha.



Fonte: Arquivo pessoal da autora, 2023.

Figura 4. Coleta de adultos de *Sphenophorus levis*. A) Presença de adultos no colmo de cana-de-açúcar. B) Adultos acondicionados em recipiente plástico.



Fonte: Arquivo pessoal da autora, 2023.

4.3 Obtenção dos substratos vegetais

Os substratos vegetais selecionados já foram avaliados em outros trabalhos, porém não de forma conjunta. Para este trabalho, foram utilizados os seguintes substratos vegetais: pedaços do colmo de cana-de-açúcar puros (controle) da variedade SP80-3280, pedaços do colmo de cana tratados com melaço a 10% (melaço de cana do Ceará, 100% natural), casca de abacaxi da variedade pérola (fruto maduro), pseudocaule de bananeira do tipo prata e partes do fruto do coco verde (epicarpo e mesocarpo).

Os colmos de cana-de-açúcar foram colhidos em áreas de plantio do PMGCA/CCA, campus Araras, no mesmo dia em que foram processados, a fim de evitar perda de água. O melaço, abacaxi e o coco verde foram obtidos em comércio local (varejão) na cidade de Araras – SP. Já o pseudocaule de bananeira foi retirado de um pomar na UFSCar/CCA, campus Araras, no mesmo dia do processamento.

Para a caracterização química e para os testes de atratividade com adultos de *S. levis* foram utilizados substratos vegetais não degradados e degradados de forma natural (Tabela 1). Os substratos foram submetidos a períodos gradativos de degradação natural (metabolismo microbiano) a fim de simular o processo de degradação que ocorre em campo, no qual os toletes de cana são mantidos para o monitoramento.

Tabela 1. Relação dos substratos vegetais utilizados para a caracterização química e para os testes de atratividade com adultos de *Sphenophorus levis*.

Tratamentos			
Tempo zero (Sem degradação)	24 horas de degradação	48 horas de degradação	72 horas de degradação
Cana + melaço 10% + água	Cana + melaço 10% + água	Cana + melaço 10% + água	Cana + melaço 10% + água
Casca de abacaxi fresco	Casca de abacaxi + água	Casca de abacaxi + água	Casca de abacaxi + água
Pseudocaule de bananeira	Pseudocaule de bananeira + água	Pseudocaule de bananeira + água	Pseudocaule de bananeira + água
Fibra do coco	Fibra do coco + água	Fibra do coco + água	Fibra do coco + água
Colmo de cana (controle)	Colmo de cana + água (controle)	Colmo de cana + água (controle)	Colmo de cana + água (controle)

4.4 Preparação dos substratos vegetais

O preparo e processamento dos substratos vegetais foi realizado no Laboratório do GEPEG. Todos os substratos vegetais foram higienizados em água corrente e com auxílio de uma esponja a fim de eliminar quaisquer partículas que pudessem interferir no processo de degradação natural.

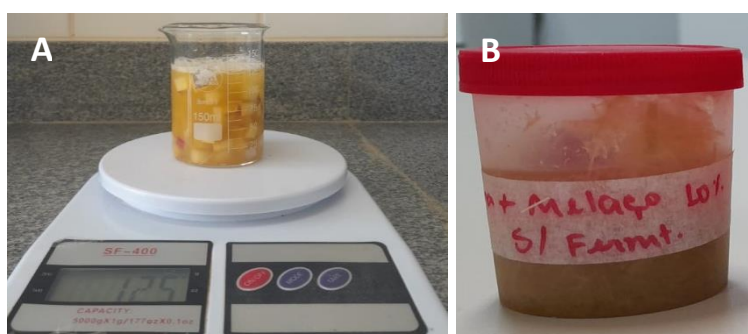
Os substratos vegetais foram cortados separadamente em pequenos pedaços de aproximadamente 2,5 cm, e em seguida armazenados individualmente em recipientes plásticos e tampados. Os procedimentos citados anteriormente foram realizados no preparo dos substratos vegetais para a caracterização química e para os testes de atratividade.

4.4.1 Preparação para a caracterização físico-química

Para cada tratamento apresentado na Tabela 1, pesou-se 200 g de cada substrato + 400 mL de água destilada, que posteriormente foram colocados individualmente em recipientes plásticos e armazenados em BOD a 26°C para padronizar o processo de degradação natural por um período de 24, 48 e 72 h.

Antes e após o processo degradativo de cada tratamento, foi retirada uma amostra de 50 g e 75 mL da suspensão de cada substrato (Figura 5A), que foi processada em liquidificador até obter uma mistura homogênea. Em seguida, uma alíquota de 80 mL foi colocada em coletor universal estéril e armazenada no congelador a fim de evitar possíveis perdas de voláteis (Figura 5B). Vale ressaltar que, antes de cada processamento o liquidificador foi lavado com detergente neutro, água corrente e depois feita assepsia com álcool 70% para não deixar resíduos, nem odor do substrato anterior.

Figura 5. Preparo dos substratos vegetais para a obtenção das amostras. A) Pesagem de substrato para processamento. B) Amostras congeladas para a caracterização química.



Fonte: Arquivo pessoal da autora, 2023.

4.4.2 Preparação para os testes de atratividade com adultos de *S. levis*

Para realizar os testes de atratividade com adultos de *S. levis* foram utilizados substratos vegetais não fermentados e fermentados, conforme apresentado na Tabela 1. Para o tratamento sem o processo de degradação, 400 g de cada substrato foram pesados e armazenados em recipientes plásticos e mantidos em B.O.D. ($T = 26 \pm 1^\circ\text{C}$; $\text{UR} = 70 \pm 10\%$) (ARAÚJO et al., 2018). Os tratamentos expostos à degradação foram colocados separadamente em recipientes plásticos 400 g de cada substrato + 800 mL de água destilada, sendo mantidos nas condições supracitadas a fim de padronizar o processo de degradação natural por 24, 48 e 72 h (GIRÓN-PÉREZ et al., 2009). O preparo de cada substrato vegetal está descrito no item 4.4.

4.5 Caracterização físico-química dos substratos vegetais

As amostras dos substratos vegetais foram caracterizadas quanto ao pH, por meio da leitura direta em pHmetro digital modelo DM-22 (Digimed[®]) previamente calibrado com solução tampão.

Os sólidos totais foram determinados pelo método do Instituto Adolfo Lutz (1985) a partir de amostras previamente filtradas com volume conhecido. Com auxílio de uma pinça foram separadas membranas filtrantes MCE de 47 mm e 0,45 μm de diâmetro de poro (APHA, 2005) e colocados separadamente em placas de Petri devidamente identificadas. Em seguida as placas foram colocadas em estufa previamente aquecida a 105°C por 40 min, após esse período as placas foram retiradas da estufa e colocadas para resfriar em dessecador com sílica gel por aproximadamente 30 min. Posteriormente, todos os filtros foram pesados separadamente em balança analítica Metler Toledo AE160 e seu peso inicial foram anotados.

Uma alíquota de 20 mL de cada amostra (item 4.4.1) foi filtrada com auxílio de bomba a vácuo Marconi MA 057/3, colocadas em tubos Falcon e em seguidas armazenadas na geladeira. Após a filtração, os filtros foram colocados em suas respectivas placas de Petri e levados novamente a estufa pré-aquecida a 105°C por 24 h. Após esse período, repetiram-se os procedimentos finais já descritos no parágrafo anterior. A quantidade de sólidos totais foi encontrada subtraindo o peso final da amostra seca do peso inicial do filtro e posteriormente dividindo pela alíquota filtrada de 20 mL (AOAC, 1995).

Os sólidos solúveis ($^\circ\text{Brix}$) foram medidos em refratômetro automático digital de bancada Reichert – modelo r²i300, (Tecnal[®]) com leitura direta e calibrada com água

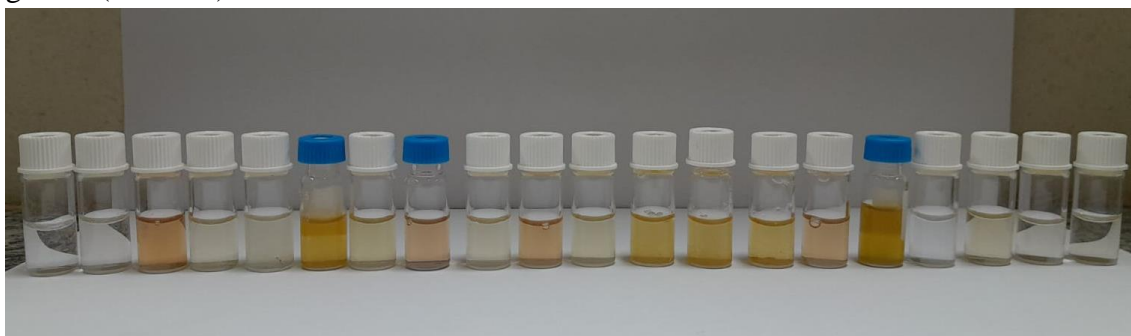
destilada à temperatura corrigida em 20°C. Para isso, uma pequena alíquota de cada amostra foi retirada com auxílio de pipeta plástica e posteriormente pipetados sobre o prisma do aparelho para medição do grau brix. A cada medição, o prisma era higienizado com água destilada e seco com papel toalha a fim de evitar possíveis alterações nas medições posteriores.

Os teores de carbono orgânico total (TOC) e nitrogênio total (TN) foram determinados em analisador TOC - LCPN SIMADZU[®]. As amostras foram diluídas em 10x e preparadas em vials, cada um contendo 1,5 mL da amostra filtrada e 13,5 mL de água milli-Q. Em seguida os vials foram levemente agitados e acondicionados no equipamento a fim de analisar carbono e nitrogênio total.

A caracterização dos compostos voláteis produzidos e solúveis no extrato (fração líquida da degradação natural dos substratos vegetais) foi realizada por cromatografia em fase gasosa com detector de ionização de chama (GC-FID) em um cromatógrafo Shimadzu[®] GC-2010 Plus. O equipamento apresenta auto injetor automático e uma coluna polar Stabilwax[®] - DA (30 m, 0,25 mm ID, 0,25 µm df).

O preparo consistiu em descongelar as amostras armazenadas em tubos Falcon já filtradas anteriormente em bomba a vácuo. Após esse processo, as amostras foram preparadas em vials de 2 mL contendo uma alíquota de (900 µL da amostra + 50 µL de ácido fosfórico concentrado a 20% + 50 µL do padrão AGV – ácidos graxos voláteis) (Figura 6).

Figura 6. Amostras preparadas para a identificação dos principais compostos voláteis após o processo de degradação dos substratos vegetais por meio de cromatografia gasosa (GC-FID).



Fonte: Arquivo pessoal da autora, 2023.

As alíquotas de 1 mL de cada amostra foram injetadas em modo split, utilizando Hélio como gás de arraste à velocidade linear de 22 cm.s⁻¹, a fim de obter a separação

dos analitos em uma corrida cromatográfica de 20 min. As temperaturas do injetor e do detector foram de 250°C e 300°C respectivamente. A programação da temperatura do forno utilizada foi 40°C por 2 min, 20°C por min até 240°C com tempo de espera de 5 min. Para quantificar os compostos, uma calibração do método AGV foi feita com diluição no reagente padrão volatile Free Acid Mix (CRM46975, Sigma-Aldrich), analisadas sob as condições descritas acima. A determinação dos perfis dos compostos voláteis foi realizada utilizando o software GCsolution v. 2.42.00 (Shimadzu®).

Amostras padrão contendo (900 µL de água + 50 µL de ácido fosfórico + 50 µL de AGV) e uma amostra etanol + padrão, contendo (900 µL de etanol previamente diluído + 50 µL de ácido fosfórico + 50 µL de AGV), foram utilizadas para confirmar se haveria diferença no tempo de retenção. Uma amostra analito + água, contendo (900 µL de amostra + 100 µL de água) foi utilizada para comprovar que, se não adicionasse o ácido fosfórico nas amostras o tempo de retenção iria mudar. Ao final das análises, foram injetadas soluções contendo apenas água (1 mL) e uma amostra com acetona + água, contendo (500 µL de acetona + 500 µL de água) para limpeza da coluna cromatográfica. Os cromatogramas foram obtidos e os compostos identificados pelos seus tempos de retenção característicos (Apêndice 5 a 24).

4.6 Testes preliminares para seleção do tamanho das arenas central

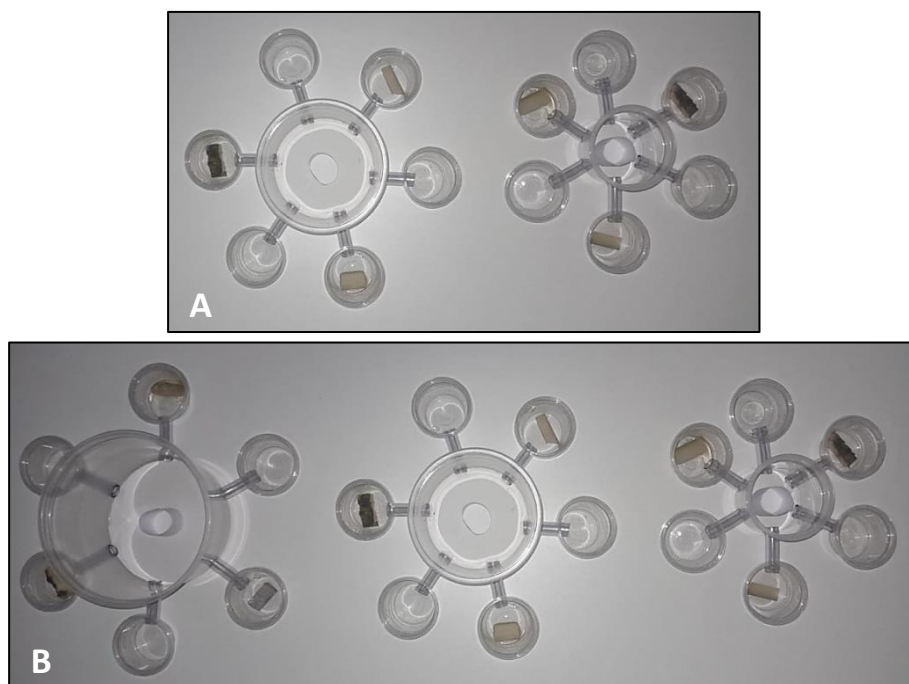
As arenas confeccionadas para os testes de atratividade foram compostas por um recipiente plástico central conectado por meio de mangueiras plásticas a outros recipientes plásticos (adaptado de Lima, 2006). Todos os materiais apresentavam-se transparentes, a fim de permitir melhor visualização dos adultos de *S. levis* quando expostos às fontes de estímulo (substratos vegetais).

Devido à ausência de fluxo de ar no interior da arena, é esperado que os insetos manifestem respostas apenas em curtas distâncias. Por isso, foram realizados testes preliminares para avaliar o comportamento de *S. levis* de acordo o tamanho das arenas. Com auxílio de uma tesoura, foram feitas aberturas (círculos) em todas as tampas dos recipientes centrais e, posteriormente, foram colados tecidos de voil, a fim de evitar saturação com os odores dos substratos vegetais.

Foram confeccionadas três arenas com volumes de 140, 500 e 1000 mL conectadas a outros recipientes de 30 mL com mangueiras de 4 cm de comprimento. Dois testes preliminares foram realizados: com arenas de 140 e 500 mL (Figura 7A), e com arenas de 140, 500 e 1000 mL (Figura 7B). Três recipientes periféricos continham

pedaços de cana pura (2,5 cm), e outros três não continham substrato (controle negativo). Em cada arena a alocação do substrato foi definida de forma aleatória.

Figura 7. Arenas confeccionadas com recipientes plásticos transparentes para a seleção do tamanho e avaliação do comportamento de *Sphenophorus levis*. A) Arenas com recipiente central de 140 e 500 mL. B) Arenas com recipiente central de 140, 500 e 1000 mL.



Fonte: Arquivo pessoal da autora, 2023.

Antes de iniciar os ensaios, os adultos de *S. levis* permaneceram 24 h sob privação de alimento, a fim de estimular a busca pelo substrato ofertado (ARAÚJO et al., 2018). Os testes foram conduzidos no período diurno (matutino), sob temperatura de $26 \pm 1^\circ\text{C}$ e ausência de luz; uma vez que a luminosidade poderia interferir no comportamento dos insetos, pois se trata de uma praga de solo.

Os ensaios foram realizados em delineamento inteiramente casualizado com cinco repetições para cada gênero adulto de *S. levis*. Um macho ou uma fêmea foram liberados no centro de cada arena, com o auxílio de uma pinça. Devido ao design da arena, os bioensaios foram de curta duração, uma vez que os compostos presentes se encontram bem distribuídos, levando as antenas dos insetos a saturação (HOWSE et al., 1998, EIRAS; MAFRA-NETO, 2001). Por isso, o período de avaliação foi somente de 10 min após a liberação.

Ao término de cada avaliação, as arenas foram higienizadas com detergente neutro, água corrente e álcool 70%, a fim de reduzir a tendência de escolha por um determinado substrato. Os insetos e os substratos foram substituídos ao fim de cada avaliação.

4.7 Atratividade de *Sphenophorus levis* pelos substratos vegetais

A atratividade de adultos de *S. levis* pelos substratos vegetais foi realizada por meio de ensaios com chance de escolha. Com base no resultado dos testes preliminares, optou-se pela arena central de 1000 mL.

Os procedimentos adotados foram iguais aos apresentados no item 4.6, exceto os tratamentos e o número de repetições. Os testes foram conduzidos durante o período diurno (matutino), a uma temperatura de $26 \pm 1^\circ\text{C}$, e em condições de ausência de luz, uma vez que a luminosidade poderia interferir no comportamento dos insetos, por ser uma praga de solo. O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado, sendo os tratamentos os diferentes substratos vegetais: cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco, além do controle positivo (cana pura) e do controle negativo (recipiente vazio). Os substratos vegetais foram avaliados sob diferentes tempos de degradação natural conforme tabela 1.

Trinta indivíduos de *S. levis* foram usados por tratamento (15 machos e 15 fêmeas), sendo que cada grupo de cinco insetos (machos e fêmeas) foi considerado como uma repetição. Em cada arena, um inseto (macho ou fêmea) foi liberado no recipiente central, sendo considerado como parâmetro a preferência e o tempo de permanência no recipiente periférico contendo um dos substratos, no recipiente vazio ou na arena central.

Foram utilizados 30 indivíduos de *S. levis* (15 machos e 15 fêmeas), sendo que cada grupo de cinco insetos (machos e fêmeas) foi considerado uma repetição. Baseado em ensaios preliminares, cada avaliação durou 30 min, pois devido à estrutura da arena, os compostos presentes estavam amplamente distribuídos, podendo levar à saturação das antenas dos insetos (HOWSE et al., 1998; EIRAS; MAFRA-NETO 2001).

4.8 Atratividade de *Sphenophorus levis* pelos compostos voláteis

A atratividade dos compostos voláteis foi avaliada por meio de ensaios com chance de escolha utilizando as mesmas arenas com recipiente central de 1000 mL. Os

procedimentos adotados foram iguais aos apresentados no item 4.6, exceto os tratamentos e o número de repetições.

Os ensaios foram realizados em delineamento inteiramente casualizado, sendo selecionados os compostos voláteis mais frequentes na caracterização físico-química: ácido propiônico (COD: R01771000, ACS Científica), ácido valérico (COD: R27221000, ACS Científica) e ácido acético (COD: QHA003, Qhemis), etanol (COD: AE07218RA, Êxodo científica) e etanol + ác. acético, além do controle negativo (água destilada). Os ensaios foram realizados em arenas com chance de escolha e o experimento conduzido em delineamento inteiramente casualizado. No total foram utilizados 90 adultos de *S. levis* (45 machos e 45 fêmeas), sendo que cada grupo de cinco insetos (machos e fêmeas) foi considerado como uma repetição.

As concentrações dos tratamentos foram definidas pelos resultados da caracterização físico-química e diluídos em solvente (água destilada): (i) 0,2 µL de ácido propiônico para 5 mL de solvente; (ii) 0,2 µL de ácido valérico para 5 mL de solvente; (iii) 8 µL de ácido acético para 5 mL de solvente; (iv) 15 µL de etanol para 5 mL de solvente; (v) 15 µL de etanol + 8 µL de ácido acético para 5 mL de solvente; (vi) água destilada. As diluições foram realizadas com auxílio de micropipetas com volumes de 0,2 a 2,0 µL e 0,5 a 10 µL e armazenadas em tubos Falcon de 15 mL.

Cada recipiente conectado à câmara central continha um disco de algodão “apolo” e um disco de filtro de papel (café), ambos cortados nas mesmas medidas dos recipientes. Com auxílio de uma pipeta de plástico, 5 mL de cada solução foi aplicada de forma individual em seus respectivos discos (arenas). Os insetos foram liberados individualmente na arena central e, após cada repetição, os compostos voláteis (tratamentos) foram substituídos por novos e alocados em recipientes diferentes para gerar aleatoriedade.

A avaliação dos ensaios seguiu o mesmo padrão dos testes de atratividade com os substratos vegetais, ocorrendo durante 30 min para cada repetição, período considerado parâmetro para definir a preferência e o tempo de permanência no recipiente contendo cada um dos compostos voláteis. Ao término de cada avaliação, as arenas foram higienizadas com detergente neutro, água corrente e hexano, com o intuito de eliminar qualquer interferência persistente na escolha dos insetos em relação a um composto volátil específico.

4.9 Análises dos dados

Os dados obtidos nos ensaios experimentais de atratividade, tanto para substratos vegetais quanto para compostos voláteis, foram analisados estatisticamente por meio de análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas entre si utilizando o teste de Scott-Knott, a 5% de significância.

A normalidade dos dados foi verificada pelo teste de Shapiro-Wilk, ao mesmo nível de probabilidade. Para os dados de contagem, relacionados à preferência dos insetos, foi aplicada a transformação $\sqrt{x+0,5}$ para atender a suposição de normalidade. Todas as análises foram realizadas utilizando o software R (R CORE TEAM, 2023).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Caracterização físico-química dos substratos vegetais

A Figura 8 apresenta os perfis de pH para os extratos oriundos de substratos vegetais durante os diferentes tempos de degradação natural. Os valores de pH para os extratos obtidos a partir de cana-de-açúcar diminuíram ao longo do processo de degradação natural, variando entre 5,60 e 3,67 em 72 h. De acordo com Krishnakumar et al. (2013), consideráveis reduções no pH podem estar associadas a produção de ácidos orgânicos, especialmente ácido lático e acético por bactérias.

A degradação da cana está relacionada à qualidade microbiológica, pois a mistura homogênea em si já contém uma ampla e variada microbiota original da cana-de-açúcar. Além disso, há uma relação com o solo, o método de colheita e a forma de armazenamento. As características físico-químicas também influenciam no desenvolvimento microbiano, evidenciando a alta concentração de açúcar e o pH favorável que propicia o crescimento de uma ampla gama de microrganismos (AMSON, 2005).

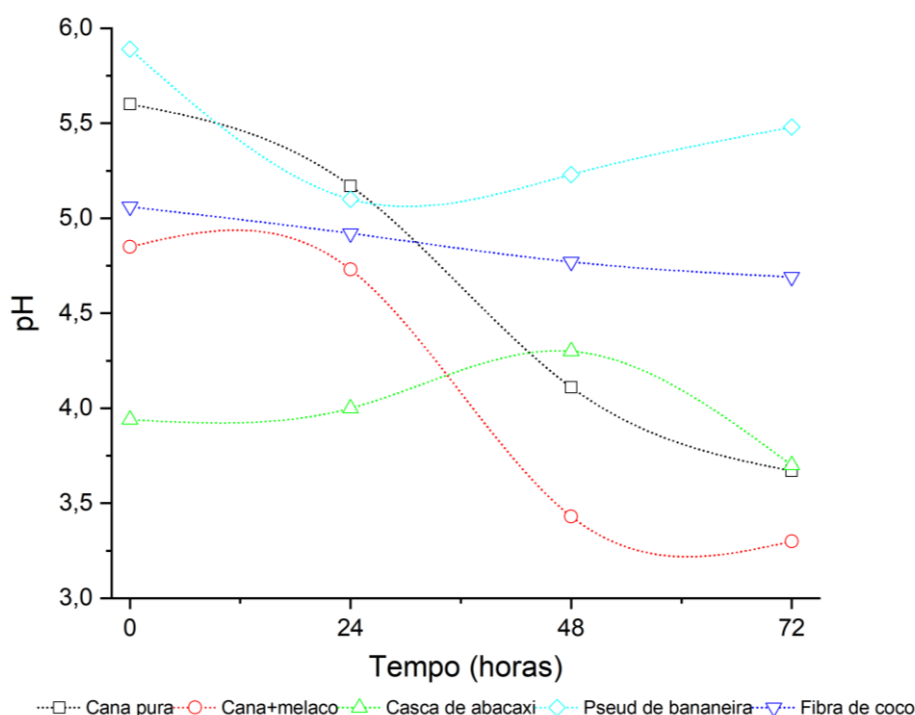
Para os extratos de cana com melão, o pH também diminuiu, seguindo uma tendência semelhante a cana pura, de 4,85 no tempo inicial a 3,30 após 72 h. É possível observar ainda que tanto a cana pura como a cana com melão apresentaram um rápido decréscimo nos valores de pH entre 24 e 48 h.

O pH encontrado para o extrato obtido da casca de abacaxi ao final do processo degradativo foi de 3,70, valor próximo ao observado por Caldas et al. (2006), que encontrou um valor de pH de 3,90 para o vinho de abacaxi. Para Silva (2006), é esperado que os extratos degradados da casca apresentem valores de pH inferiores ao inicial devido à formação de ácidos orgânicos.

O pH do extrato obtido a partir do pseudocaule de bananeira e da fibra de coco mantiveram-se relativamente estáveis ao longo do tempo, com discretas variações. Para o extrato do pseudocaule de bananeira, o pH permaneceu constante em torno de 5,0, resultado semelhante ao encontrado por Gonçalves Filho (2011), onde a faixa de pH indicada como a ideal para esse tipo de degradação varia de 4,0 a 6,0. De acordo com Silva et al. (2013), o pH da fibra de coco foi de 5,3, semelhante ao valor encontrado no presente trabalho, cujos valores variaram de 5,06 a 4,69. Durante o processo de degradação de substratos vegetais geralmente ocorrem variações na concentração dos solutos, resultando consequentemente em alterações na acidez das amostras (MAGRO et al., 2006).

Em relação à degradação microbiana o pH é um fator relevante, podendo variar em resposta às atividades metabólicas dos microrganismos de cada substrato vegetal. Tipicamente, essa variação decorre da produção de ácidos orgânicos, os quais tendem a reduzir o pH do meio. Por outro lado, a assimilação de parte desses ácidos orgânicos ou de componentes originais do meio de cultivo em conjunto com hidrólise de compostos nitrogenados como a ureia pode ocasionar em uma alcalinização do meio (AFONSO, 2012).

Figura 8. Perfis de pH dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melaco, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.



Com relação aos sólidos totais, os resultados indicaram uma tendência de diminuição nos valores ao longo do tempo para todos os substratos vegetais (Figura 9). Assim, a degradação dos sólidos no meio com a transformação destes em compostos voláteis pode influenciar a atratividade dos substratos pelos insetos. No entanto, é importante considerar que a atratividade não é determinada apenas pelos sólidos totais, mas por uma combinação complexa de fatores químicos, físicos e olfativos.

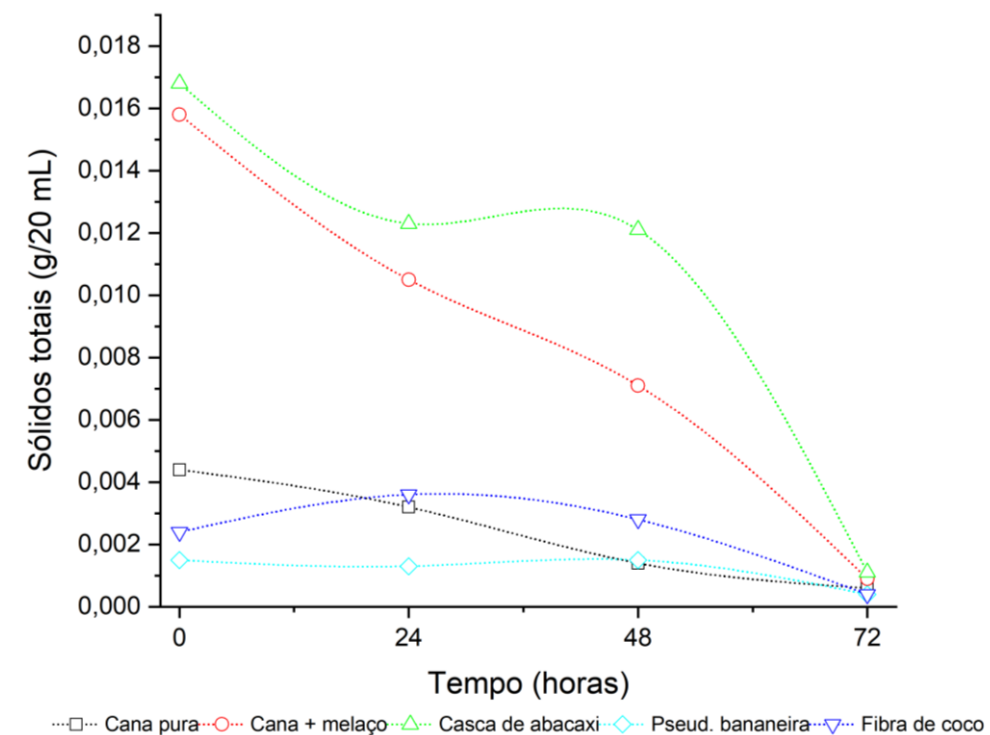
No tempo inicial, o extrato obtido da casca de abacaxi apresentou o teor mais elevado de sólidos totais (0,016 g/20 mL), que diminuiu consideravelmente após 24 h (0,012 g/20 mL) e aumentou novamente após 48 h, indicando possíveis mudanças na composição química. Por outro lado, a cana com melão apresentou um valor inicial de (0,015 g/20 mL), que diminuiu gradativamente após 72 h (0,009 g/20 mL).

Já o extrato obtido da fibra de coco apresentou um valor inicial relativamente baixo (0,002 g/20 mL), que aumentou após 24 h (0,003 g/20 mL), e diminuiu novamente após 48 e 72 h. Os extratos da cana pura e o pseudocaule de bananeira apresentaram uma diminuição constante nos valores de sólidos totais ao longo do tempo.

O maior teor de sólidos totais foi observado no extrato da casca de abacaxi e na cana com melão durante o período inicial até às 24 h, o que pode estar associado ao grau de maturação desses substratos, assim como à adição de melão na cana-de-açúcar. Em todas as amostras, houve um aumento seguido de uma redução nos teores de sólidos totais durante o processo de degradação, possivelmente relacionado à hidrólise dos polissacarídeos insolúveis, especialmente do amido, em açúcares solúveis, bem como à degradação dos açúcares em outras funções metabólicas associadas ao amadurecimento (CHITARRA; CHITARRA, 1990).

A utilização de parâmetros como pH e sólidos totais são importantes para analisar as transformações que ocorrem durante os processos de degradação natural (MAGRO et al., 2006). Consequentemente, a liberação de voláteis por esses substratos vegetais pode influenciar a percepção de atratividade pelos insetos.

Figura 9. Perfis de sólidos totais dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melação, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.



A figura 10 mostra o resultado das medições de sólidos solúveis ($^{\circ}$ Brix) nos diferentes extratos obtidos dos substratos vegetais ao longo do tempo, indicando as concentrações de açúcares solúveis em cada solução.

De acordo com os resultados, o extrato da cana pura não apresentou variações consideráveis no $^{\circ}$ Brix das amostras, variando de 1,7 a 1,3 no período de 72 h, sugerindo uma discreta diminuição na concentração de açúcares solúveis. Já a cana com melação apresentou o teor de sólidos solúveis inicial 8,5 $^{\circ}$ Brix, sendo reduzido para 7,0 $^{\circ}$ Brix em 72 h, o que pode indicar uma conversão dos açúcares em compostos voláteis. Estes resultados sugerem que a adição de melação à cana aumentou o teor de açúcares solúveis, refletido pelo maior valor de Brix inicial na mistura. Isso demonstra que o melação, sendo uma fonte concentrada de açúcares, aumenta a concentração de açúcares solúveis e induz a biodegradação natural desta amostra.

Por outro lado, o extrato obtido a partir da casca de abacaxi iniciou com um teor de sólidos solúveis de 3,3 $^{\circ}$ Brix, diminuindo consideravelmente para 1,5 $^{\circ}$ Brix em 72 h. Esse substrato mostrou uma tendência de diminuição mais acentuada na

concentração de açúcares solúveis em comparação com outros substratos durante a degradação natural. De acordo com estudos realizados por Corazza et al. (2001) e Silva (2006), isso pode estar atribuído à composição química específica da casca de abacaxi, a qual contém frutose como principal açúcar simples, além das enzimas do microrganismo podendo acelerar as reações.

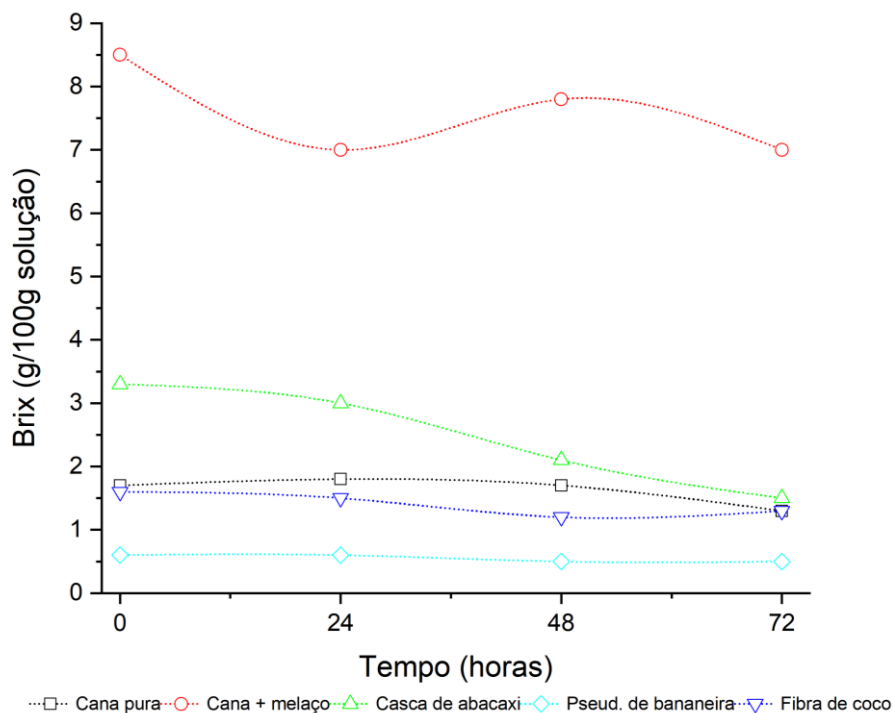
De acordo com Netto et al. (1996), independentemente da temperatura de armazenamento, houve uma diminuição nas medidas de sólidos solúveis do abacaxi ao longo do período de armazenamento. Resultado similar foi observado neste estudo para o extrato da casca de abacaxi ao longo do tempo de degradação natural.

O °Brix do extrato do pseudocaule da bananeira manteve-se relativamente constante em torno de 0,6 ao longo de 72 h. Isso sugere que a concentração de açúcares solúveis permaneceu estável ao longo do período avaliado, levando a uma discreta degradação.

O extrato obtido da fibra de coco também não apresentou variações consideráveis nas amostras, variando de 1,6 para 1,3, resultado semelhante ao encontrado para cana pura ao longo do tempo. O resultado de °Brix para esse substrato vegetal corresponde ao que foi encontrado por Kanzawa e Ditchfield (2010), quando relataram que os sólidos solúveis obtidos de 1,6 para a fibra de coco apresentaram uma diferença em relação à concentração encontrada na polpa de 6,6 °Brix. Essa diferença pode ser atribuída aos processos de lavagem, resultando na redução da concentração de açúcares no resíduo.

Os valores mais baixos de sólidos solúveis foram identificados para o extrato de pseudocaule de bananeira, e isso pode estar relacionado ao maior teor de ácidos presentes nesse substrato.

Figura 10. Perfis de sólidos solúveis (°Brix) dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melação, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.



5.2 Perfis de carbono orgânico total e nitrogênio total dos extratos dos substratos vegetais

As variações de carbono orgânico total (TOC) nos intervalos de tempo considerados mostram uma tendência na degradação de todos os substratos vegetais (Tabela 2). De modo geral, estes resultados estão relacionados a fatores como à composição química, atividade microbiana, presença de nutrientes, temperatura e grau de maturação dos substratos vegetais (MAGRO et al., 2006).

A diminuição de TOC ao longo do tempo nos substratos vegetais durante os processos de degradação natural também é um indicativo de perda de carbono na forma de CO_2 e compostos orgânicos voláteis. Nesse sentido, Garg e Gupta (2011) também indicaram que as reduções dos teores de carbono orgânico resultam da liberação desses compostos na forma de gases, incluindo CO_2 . Essa atividade ocorre de forma mais intensa na fase inicial do processo, quando há maior disponibilidade de substrato e, posteriormente, a degradação acontece de forma gradual.

O extrato da cana pura apresentou variação de TOC ao longo do tempo após 24 e 48 h de degradação, um aumento de 571 e 778 mg/L, respectivamente, quando comparado com o tempo inicial. Por outro lado, o extrato de cana com melação

apresentou maior redução na variação do TOC após 24 e 48 h, intensificado pela maior quantidade de açúcares disponíveis para a degradação anaeróbia, já apontada pelo maior teor de sólidos solúveis. Para a casca de abacaxi, também houve uma diminuição gradativa de TOC no decorrer de todo o processo de degradação, principalmente após 72 h, onde foi registrada a redução de 5622 mg/L, indicando deterioração do substrato.

Para o extrato obtido do pseudocaule de bananeira, houve redução de 474 e 451 mg/L após 48 e 72 h de degradação, respectivamente. Já a fibra de coco apresentou uma redução na variação de carbono de 1120 mg/L após 48 h. Em concordância com os resultados deste estudo, Paiva et al. (2011) destacaram que a adição de água nos substratos vegetais pode desempenhar um papel significativo no favorecimento da atividade microbológica e, conseqüentemente, na degradação do material.

Tabela 2. Variações de massa de carbono orgânico total (TOC) dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melaço, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.

Substrato vegetal	Tempo (h)	TOC _f - TOC _i (mg/L)	(Δ) (mg/L)
Cana pura	24	(7124 – 6553)	571
Cana pura	48	(7331 – 6553)	778
Cana pura	72	(5972 – 6553)	- 581
Cana + melaço	24	(25080 – 27330)	- 2250
Cana + melaço	48	(25900 – 27330)	- 1430
Cana + melaço	72	(26890 – 27330)	- 440
Casca de abacaxi	24	(12290 – 13300)	- 1010
Casca de abacaxi	48	(10630 – 13300)	- 2670
Casca de abacaxi	72	(7678 – 13300)	- 5622
Pseud. bananeira	24	(1554 – 1827)	- 273
Pseud. bananeira	48	(1353 – 1827)	- 474
Pseud. bananeira	72	(1376 – 1827)	- 451
Fibra de coco	24	(6638 – 6172)	466
Fibra de coco	48	(5052 – 6172)	- 1120
Fibra de coco	72	(5309 - 6172)	- 863

TOC_f: TOC final no tempo considerado; TOC_i: TOC inicial; Δ: variação dos teores de TOC

Os resultados obtidos para a variação de nitrogênio total (TN) demonstraram que não houve consideráveis alterações no decorrer do tempo deste nutriente para os substratos vegetais, exceto para a casca de abacaxi e para o pseudocaule de bananeira (Tabela 3). Isso pode ser um indicativo para explicar o potencial atrativo desses substratos para insetos adultos *S. levis*.

O nitrogênio desempenha um papel crucial tanto na multiplicação celular quanto na degradação, principalmente por sua influência nas sínteses de proteínas e ácidos nucleicos. Na ausência adequada de nitrogênio, o crescimento celular diminui levando a um prolongamento do período de degradação e conseqüentemente à diminuição da eficiência produtiva (STUPIELLO; HORII, 1981).

No presente trabalho, as variações de TN para extratos de cana pura (variedade SP80-3280) foram de aproximadamente 14, 10 e 18 mg/L após 24, 48 e 72 h respectivamente. Este perfil difere do reportado por Silva et al. (2012), os quais obtiveram um total de 874 mg/L de TN em caldo de cana com a variedade SP80-1049. Os mesmos autores ainda relataram que, de acordo com os diferentes ciclos de maturação das variedades de cana-de-açúcar há interferência na variação dos teores das frações nitrogenadas.

O extrato da cana com melação também apresentou baixa variação de TN após 24 e 48 h de degradação, exceto após 72 h, quando obteve uma redução de 40,67 mg/L. Por outro lado, a fibra de coco não apresentou variações consideráveis de TN ao longo de todo processo degradativo.

Tabela 3. Variações de massa de nitrogênio total (TN) dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melação, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.

Substrato vegetal	Tempo (h)	(TN_f - TN_i)	(Δ) (mg/L)
Cana pura	24	(25,84 – 40,46)	- 14,62
Cana pura	48	(30,3 – 40,46)	- 10,16
Cana pura	72	(22,24 – 40,46)	- 18,22
Cana + melação	24	(55,33 – 67,62)	- 12,29
Cana + melação	48	(50,76 – 67,62)	- 16,86
Cana + melação	72	(26,95 – 67,62)	- 40,67
Casca de abacaxi	24	(226,3 – 257,7)	- 31,4
Casca de abacaxi	48	(194 – 257,7)	- 63,7
Casca de abacaxi	72	(149,8 – 257,7)	- 107,9
Pseud. bananeira	24	(83,52 – 110,9)	- 27,38
Pseud. bananeira	48	(78,98 – 110,9)	- 31,92
Pseud. bananeira	72	(69,68 – 110,9)	- 41,22
Fibra de coco	24	(12,43 – 14,46)	- 2,03
Fibra de coco	48	(11,06 – 14,46)	- 3,4
Fibra de coco	72	(11,66 – 14,46)	- 2,8

TN_f : TN final no tempo considerado; TN_i : TN inicial; Δ: variação dos teores de TN

5.3 Perfis de compostos orgânicos voláteis dos substratos vegetais degradados

Na Tabela 4 são apresentadas as concentrações em mg/L dos principais compostos voláteis encontrados em cada solução dos diferentes substratos vegetais que foram analisados no presente estudo.

Os resultados indicaram teores de etanol em mg/L, composto volátil predominante em todos os substratos vegetais analisados, com destaque para a degradação natural dos extratos da cana com melão, casca de abacaxi e cana pura (Figura 11). É possível observar que a concentração de etanol aumentou após 48 e 72 h de degradação. O resultado é similar ao obtido por Girón-Pérez et al. (2009) que avaliaram a atratividade de cana pura, cana com melão e casca de abacaxi por adultos de *S. levis*.

O etanol é um dos principais produtos da degradação anaeróbia de frutas (TORRES NETO et al., 2006). No presente estudo, concentrações de outros compostos voláteis foram identificadas para os mesmos substratos vegetais (Tabela 4). Por outro lado, Alvarenga (2014) relatou a presença de ésteres, aldeídos, álcoois superiores, álcool n-butílico ($\text{CH}_3(\text{CH}_2)_3\text{OH}$), álcool sec-butílico, metanol e furfural nos fermentados da casca de abacaxi, os quais são compostos distintos dos que foram encontrados no atual estudo.

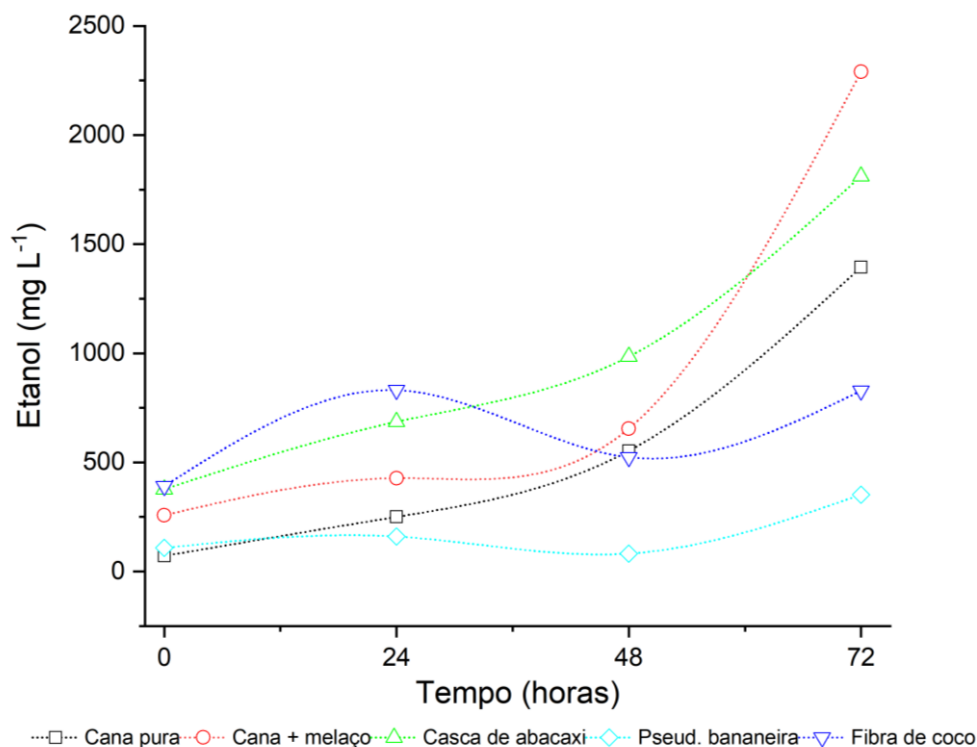
Tabela 4. Concentração (mg/L) de compostos voláteis dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco e submetidos a diferentes tempos de degradação natural.

Substratos	Ácidos									
	Etanol	Acético	Propiônico	Isobutírico	Butírico	Isovalérico	Valérico	4-metil-valérico	Hexanóico	Heptanóico
Cana pura 0h	71,233	132,882	9,621	2,459	5,345	5,220	18,484	6,508	4,650	7,269
Cana pura 24h	250,190	174,104	3,716	N/I	N/I	N/I	2,383	N/I	N/I	N/I
Cana pura 48h	553,378	231,266	N/I	8,657	N/I	N/I	14,572	N/I	N/I	408,081
Cana pura 72h	1395,408	600,926	4,442	0,723	0,977	0,801	11,897	1,249	N/I	N/I
Cana + melão 0h	258,241	495,475	21,211	0,648	1,747	11,405	28,414	5,082	3,806	16,907
Cana + melão 24h	427,647	639,393	23,478	N/I	N/I	2,613	28,252	3,385	4,420	N/I
Cana + melão 48h	655,220	747,858	20,111	4,689	1,465	5,900	24,906	9,573	7,480	8,827
Cana + melão 72h	2290,452	1642,955	27,221	6,850	10,569	9,372	28,943	10,981	7,664	4,117
Casca de abacaxi 0h	377,218	361,389	10,403	3,393	2,614	7,752	56,744	10,217	7,611	12,158
Casca de abacaxi 24h	686,381	385,632	7,454	N/I	N/I	1,422	4,570	3,883	N/I	N/I
Casca de abacaxi 48h	985,063	797,726	6,475	6,564	2,854	6,545	6,909	9,434	6,891	N/I
Casca de abacaxi 72h	1812,339	910,572	6,787	1,160	N/I	2,433	N/I	2,170	N/I	N/I
Fibra de coco 0h	391,247	114,936	7,283	0,872	1,620	3,294	1,724	1,797	0,512	N/I
Fibra de coco 24h	830,926	110,820	7,064	2,514	2,499	4,272	3,525	2,775	2,603	2,401
Fibra de coco 48h	523,187	113,360	7,320	3,126	3,512	6,039	4,487	4,637	4,663	4,184
Fibra de coco 72h	828,275	110,749	6,075	1,834	0,672	2,178	1,462	2,656	1,431	2,291
Pseud. bananeira 0h	108,331	27,265	5,916	1,709	3,029	3,443	3,463	4,514	4,115	5,612
Pseud. bananeira 24h	160,143	62,378	6,339	1,935	1,640	1,798	1,746	2,149	0,545	0,538
Pseud. bananeira 48h	81,960	79,025	4,176	1,646	3,128	1,780	1,784	3,136	2,490	4,423
Pseud. bananeira 72h	351,977	135,512	7,287	5,323	55,657	6,777	5,685	7,835	7,225	8,471

Valores convertidos a (mg/L) baseados na quantidade dos compostos presentes no padrão.

N/I: não identificado na amostra.

Figura 11. Perfil da evolução do etanol durante o processo de degradação natural dos extratos obtidos dos substratos vegetais cana pura, cana com melação, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco.

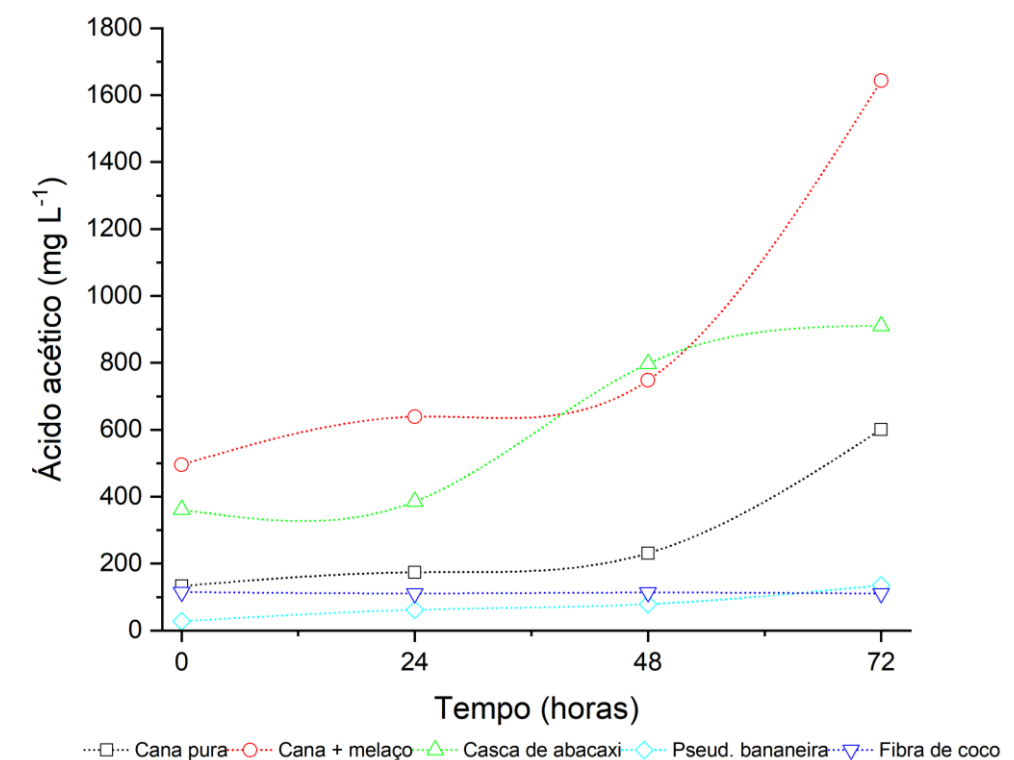


Na Figura 12 é possível observar os teores de ácido acético em mg/L em todos os substratos vegetais analisados, com destaque para os extratos da cana com melação, casca de abacaxi e cana pura, mesma ordem dos valores obtidos para os teores de etanol. Além disso, foram detectadas quantidades consideráveis de ácido propiônico ($C_3H_6O_2$) e valérico ($C_5H_{10}O_2$), 27 e 28 mg/L, respectivamente, na cana com melação após 72 h de degradação (Tabela 4).

A quantidade produzida de ácido acético foi menor, apesar da produção ser semelhante ao etanol ao longo do tempo, principalmente para as amostras de cana com melação, casca de abacaxi e cana pura, após 48 h de degradação. De acordo com Girón-Pérez et al. (2009), uma curva de produção de acetato de etila similar foi identificada nos mesmos substratos vegetais após 48h de degradação, com valores de 0,71, 0,14 e 0,50 mg/L para cana com melação, casca de abacaxi e cana pura, respectivamente.

Considerando o monitoramento dos teores de etanol, ácido acético e TOC foi possível observar que a degradação se mostrou mais intensa e com maior produção de voláteis para extratos da cana com melação e na casca de abacaxi.

Figura 12. Perfil da evolução do ácido acético durante o processo de degradação natural dos extratos obtidos de substratos vegetais cana pura, cana com melação, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco.



5.4 Testes para seleção do tamanho das arenas

Nos testes preliminares com as arenas centrais de 140 e 500 mL, a ANOVA foi significativa para a resposta dos machos de *S. levis* ($p < 0,05$), sendo que eles apresentaram maior frequência de deslocamento da arena central de 140 mL para os recipientes contendo cana (Tabela 5).

Ao analisar o comportamento das fêmeas, a ANOVA não mostrou resultado significativo ($p = 0,1379$). Já a análise conjunta com machos e fêmeas foi significativa ($p < 0,05$). Porém, a resposta obtida foi similar à observada para os machos de *S. levis*, com maior deslocamento dos insetos da arena central de 140 mL para os recipientes contendo cana (Tabela 5).

Para os testes com três tamanhos de arena, a ANOVA foi significativa na resposta dos machos de *S. levis* ($p < 0,05$), sendo que nas arenas de 140 e 1000 mL esta foi similar, diferindo significativamente apenas da arena de 500 mL (Tabela 6). No caso das fêmeas, a ANOVA também mostrou resultado significativo ($p < 0,05$). Porém, nos três tamanhos de arena as fêmeas responderam de forma similar, não havendo diferença significativa quanto à saída da arena central para os recipientes com cana (Tabela 6).

Por fim, a ANOVA considerando machos e fêmeas mostrou resultado significativo ($p < 0,05$), com os adultos se deslocando com maior frequência para os recipientes contendo cana, ao invés de permanecerem na arena central ou se deslocarem para os recipientes vazios. Porém, nos três tamanhos de arena a resposta de *S. levis* foi similar, não havendo diferença significativa quanto à escolha pelos recipientes com cana (Tabela 6).

Tabela 5. Resposta de adultos de *Sphenophorus levis* quanto à escolha de recipientes contendo cana, recipiente vazios ou a permanência, em arenas centrais de 140 e 500 mL.

Arena central (mL)	Resposta de <i>S. levis</i>	♂	♀	♂ + ♀
140	Recipiente com cana	1,22 a	-	1,17 a
	Arena central	0,70 b	-	0,75 b
	Recipiente vazio	0,70 b	-	0,70 b
500	Recipiente com cana	0,91 b	-	0,91 b
	Arena central	0,91 b	-	0,91 b
	Recipiente vazio	0,81 b	-	0,81 b

* Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott, a 5% de significância.

**Dados transformados em $\sqrt{x} + 0,5$.

Tabela 6. Resposta de adultos de *Sphenophorus levis* quanto à escolha de recipientes contendo cana, recipiente vazios ou a permanência, em arenas centrais de 140, 500 e 1000 mL.

Arena central (mL)	Resposta de <i>S. levis</i>	♂	♀	♂ + ♀
140	Recipiente com cana	1,12 a	1,12 a	1,12 a
	Arena central	0,70 b	0,70 b	0,70 b
	Recipiente vazio	0,81 b	0,81 b	0,81 b
500	Recipiente com cana	0,91 b	1,12 a	1,01 a
	Arena central	0,81 b	0,70 b	0,75 b
	Recipiente vazio	0,91 b	0,81 b	0,86 b
1000	Recipiente com cana	1,12 a	1,12 a	1,12 a
	Arena central	0,70 b	0,70 b	0,70 b
	Recipiente vazio	0,81 b	0,81 b	0,81 b

* Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott, a 5% de significância.

**Dados transformados em $\sqrt{x} + 0,5$.

5.5 Atratividade de *Sphenophorus levis* pelos substratos vegetais

De acordo com os resultados da ANOVA para a variável preferência dos insetos pelos diferentes substratos vegetais, a interação tripla Substrato*Sexo*Degradação não foi significativa ($p = 0,5386$), assim também como não foram significativas as interações duplas Sexo*Degradação ($p = 0,9998$) e Substrato*Degradação ($p = 0,7451$). Quanto à interação Substrato*Sexo, a ANOVA mostrou resultado significativo ($p < 0,05$), indicando que a preferência de machos e fêmeas pelos substratos vegetais ocorreu de forma diferente.

Os machos foram atraídos para os recipientes que continham os diferentes substratos vegetais nas mesmas proporções, exceto para o recipiente vazio, o que já era esperado. Já para as fêmeas, os recipientes contendo cana com melaço e vazio foram os menos atrativos, diferindo estatisticamente dos demais substratos vegetais ofertados, que por sua vez não diferiram entre si (Tabela 7).

O único substrato vegetal que apresentou diferença estatística de preferência entre machos e fêmeas foi o de cana com melaço, sendo este substrato mais atrativo para os machos do que para as fêmeas. Os demais substratos vegetais não apresentaram diferenças significativas para machos e fêmeas. Nesse caso, esses substratos atraíram os insetos nas mesmas proporções (Tabela 7). Resultado semelhante foi encontrado por Martins et al. (2020) ao investigar a resposta olfativa de *S. levis* a vinhaça, cana pura e cana tratada com melaço.

Comparando os resultados de atratividade desse estudo com os resultados que foram observados por Girón-Pérez et al. (2009), machos e fêmeas de *S. levis* mostraram atração semelhante aos colmos de cana-de-açúcar e a casca de abacaxi após diferentes períodos de degradação. Estatisticamente, o tempo de degradação dos substratos vegetais não influenciou a atratividade dos insetos neste estudo. No entanto, a concentração dos ácidos orgânicos, que variou ao longo do tempo, mostrou-se atrativa para os insetos de *S. levis*. Isso sugere que a qualidade e composição química dos substratos, mais do que o tempo de degradação, são determinantes na atração desses insetos.

De acordo com Tinzara (2002), os substratos vegetais em estágios iniciais de degradação tendem a ser mais atrativos para os insetos em comparação com aqueles em estágios mais avançados. No entanto, estudos conduzidos por Budenberg et al. (1993) não identificaram diferenças significativas no número de insetos atraídos entre os dois estados de conservação dos substratos vegetais.

Jaffé et al. (1993) também observaram que substratos como casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco são atrativos para machos e fêmeas adultos do gorgulho-da-palmeira, *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae).

Tabela 7. Teste de atratividade com adultos de *Sphenophorus levis* pelos substratos vegetais cana pura (controle positivo), cana com melação, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco, durante 30 min de avaliação. Recipiente vazio (controle negativo).

Substratos vegetais	Preferência	
	♂	♀
Cana + melação	1,24 Aa	0,87 Bb
Cana pura	1,07 Aa	1,15 Aa
Casca de abacaxi	1,30 Aa	1,20 Aa
Fibra de coco	1,13 Aa	1,30 Aa
Pseudocaule de bananeira	1,04 Aa	1,25 Aa
Recipiente vazio	0,79 Ba	0,75 Ba

*Teste de Scott-Knott aplicado nas colunas (letras maiúsculas) e nas linhas (letras minúsculas). Médias seguidas pela mesma letra não diferente entre si, ao nível de 5% de significância.

**Dados transformados em $\sqrt{x} + 0,5$.

De acordo com os resultados obtidos na ANOVA para a variável tempo de permanência dos insetos nas arenas, a interação tripla Substrato*Sexo*Degradação não foi significativa ($p = 0,8974$), da mesma forma como não foram significativas as interações duplas Sexo*Degradação ($p = 0,9729$), Substrato*Degradação ($p = 0,9171$) e Substrato*Sexo ($p = 0,185$). Por sua vez, avaliando-se cada um dos fatores de forma isolada, apenas os substratos apresentaram resultado significativo ($p < 0,05$). O tempo de permanência dos adultos machos e fêmeas de *S. levis* nas arenas foi o mesmo para todos os substratos vegetais, menos do recipiente vazio, no qual os insetos permaneceram por um menor período (Tabela 8).

A atração pelos substratos e a permanência de adultos de *S. levis* em determinado recipiente pode ser atribuída ao processo de degradação e, como resultado, a concentração de compostos voláteis que foram identificados. De acordo com El-Sayed et al. (2005) e com os resultados obtidos no presente trabalho, a adição de um subproduto (melaço) ao colmo de cana não demonstrou maior eficácia na atração e permanência de *S. levis* quando comparado com o uso do colmo de cana isoladamente, visto que ambos os substratos não apresentaram diferenças significativas no tempo de permanência dos insetos.

O tempo de resposta de machos e fêmeas de *S. levis* às fontes de estímulos foi semelhante para este estudo, diferente do que foi encontrado por Girón Pérez et al. (2009), quando se notou maior agilidade dos machos. De acordo com os autores, essa resposta pode estar relacionada ao fato de que os machos da família Curculionidae são os primeiros a colonizar hospedeiros vegetais, desempenhando um papel fundamental no início da agregação e atração de insetos de ambos os gêneros. Estudos realizados por Viana (1992) também observaram o mesmo comportamento em adultos de *Cosmopolites sordidus*(Germar) (Coleoptera: Curculionidae).

Tabela 8. Tempo de permanência de adultos de *Sphenophorus levis* nos substratos vegetais cana pura (controle positivo), cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco, durante 30 min de avaliação. Recipiente vazio (controle negativo).

Substratos vegetais	Tempo de permanência (♂ + ♀)
Fibra de coco	20,00 a
Pseudocaule de bananeira	19,34 a
Cana pura	17,60 a
Casca de abacaxi	17,58 a
Cana + melão	12,54 a
Recipiente vazio	2,75 b

*Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott, a 5% de significância.

5.6 Atratividade de *Sphenophorus levis* pelos compostos voláteis

De acordo com os resultados da ANOVA para a variável preferência dos insetos pelos diferentes compostos voláteis, a interação dupla Compostos voláteis*Sexo não foi significativa ($p = 0,4038$). Por sua vez, avaliando-se os fatores de forma isolada, notou-se resultado significativo para os compostos voláteis ($p < 0,05$).

É possível observar que, independentemente do gênero, os insetos apresentaram a mesma preferência para os diferentes compostos, exceto para o ácido propiônico e para a água destilada, que foram considerados os menos atrativos, e não diferiram estatisticamente entre si (Tabela 9).

Uma vez que o fator Sexo não foi significativo ($p = 0,9159$), é possível inferir que tanto os machos quanto as fêmeas de *S. levis* mostraram tendências semelhantes nas respostas aos diferentes compostos voláteis nos ensaios conduzidos em laboratório. Resultado similar foi encontrado por Martins (2020), ao avaliar a resposta olfativa de adultos de *S. levis* aos compostos voláteis identificados na vinhaça.

Ainda, analisando o estudo realizado por Martins (2020), adultos de *S. levis* de ambos os gêneros demonstraram maior atração pelas misturas de compostos voláteis encontrados na vinhaça em concentrações de 1000 e 100 ppm quando comparados com o óleo mineral. A maior atratividade para essa mistura pode estar relacionada ao aumento na concentração dos compostos que foram ofertados. Neste trabalho, foi possível observar que a mistura dos compostos etanol + ácido acético não apresentou diferença em relação aos demais compostos, exceto para o ácido propiônico, o qual obteve um pior desempenho em relação à atratividade dos insetos.

A maioria dos compostos voláteis identificados atraíram os insetos de *S. levis* nas mesmas proporções, independente das concentrações que foram encontradas para cada substrato vegetal. Pérez et al. (1996) observaram que compostos resultantes do processo de degradação de substratos vegetais, especificamente cana-de-açúcar, aumentaram a atratividade de insetos pertencentes a família Curculionidae.

Tabela 9. Teste de atratividade com adultos de *Sphenophorus levis* pelos compostos voláteis ácido acético, ácido valérico, ácido propiônico, etanol e etanol + acético, durante 30 min de avaliação. Água destilada (controle negativo).

Compostos voláteis	Preferência (♂ + ♀)
Etanol + ácido acético	1,34 a
Ácido valérico	1,24 a
Etanol	1,16 a
Ácido acético	1,13 a
Ácido propiônico	0,79 b
Água destilada	0,79 b

*Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott, a 5% de significância.

** Dados transformados em $\sqrt{x} + 0,5$.

Quanto ao tempo de permanência dos insetos nos diferentes compostos voláteis ofertados, a ANOVA apontou resultado significativo para a interação dupla Compostos voláteis*Sexo ($p < 0,05$), ou seja, nesse caso o tempo de permanência dos insetos nas arenas ocorreu de maneira distinta para machos e fêmeas.

Os machos permaneceram por mais tempo nos recipientes que continham etanol, etanol + acético e ácido valérico, sendo que o seu tempo de permanência em cada um desses compostos não foi considerado estatisticamente diferente. Por outro lado, as fêmeas permaneceram por mais tempo nos recipientes que continham etanol, etanol + ácido acético, ácido acético, bem como na água destilada, sendo que o tempo de

permanência das fêmeas em cada um foi considerado estatisticamente equivalente (Tabela 10).

O recipiente com água destilada e o que continha ácido valérico apresentaram diferença significativa no tempo de permanência entre os diferentes gêneros de *S. levis*. Os machos permaneceram menos tempo no recipiente com água destilada quando comparado com as fêmeas. Por outro lado, as fêmeas ficaram menor tempo no recipiente que continha o ácido valérico (Tabela 10). Portanto, o tempo que os insetos permaneceram em determinado composto volátil é diferente para machos e fêmeas. De acordo com Medeiros (2009), isso pode ser atribuído às variações nas preferências alimentares e às respostas específicas aos estímulos olfativos gerados pelos atrativos ofertados.

Romero-López et al. (2005) observaram que substâncias atrativas, sejam de origem sintética ou natural, que atuam como estímulos olfativos, podem variar entre os gêneros. Além disso, alguns compostos voláteis podem ter relevância diferenciada dependendo do estado fisiológico do inseto.

Por outro lado, a composição dos compostos voláteis varia em quantidade e concentração de acordo com o estágio fenológico de cada substrato vegetal, o que influencia a percepção, a resposta comportamental e a permanência dos insetos em determinado atrativo (MACKU; JENNINGS, 1987; DÍAZ-FLEISCHER et al., 2000). Substratos vegetais verdes (frutos) apresentam uma concentração mais elevada de álcoois e aldeídos, enquanto os maduros contêm uma quantidade maior de ésteres, sendo esse processo intensificado pela ação de microrganismos (MACKU; JENNINGS, 1987; NOUT; BARTELT, 1998).

Tabela 10. Tempo de permanência de adultos de *Sphenophorus levis* nos compostos voláteis ácido acético, valérico, propiônico, etanol e etanol + acético, durante 30 min de avaliação. Água destilada (controle negativo).

Compostos voláteis	Tempo de permanência	
	♂	♀
Etanol	16,83 Aa	19,56 Aa
Água destilada	2,67 Bb	15,02 Aa
Etanol + ácido acético	20,74 Aa	12,86 Aa
Ácido acético	9,17 Ba	12,33 Aa
Ácido valérico	19,78 Aa	6,00 Bb
Ácido propiônico	3,11 Ba	4,33 Ba

*Teste de Scott-Knott aplicado nas colunas (letras maiúsculas) e nas linhas (letras minúsculas). Médias seguidas pela mesma letra não diferente entre si, ao nível de 5% de significância.

Os testes com substratos vegetais mostraram diferenças na preferência entre machos e fêmeas de *S. levis*, indicando uma atração específica por determinados substratos dependendo do gênero. No entanto, o tempo de permanência nos substratos foi semelhante entre gêneros, sugerindo uma equivalência no comportamento uma vez que o atrativo já havia sido escolhido.

Já nos testes com compostos voláteis, observou-se um comportamento similar entre machos e fêmeas, porém, houve diferença no tempo de permanência em cada composto. Isso sugere que, embora os insetos tenham respondido de maneira consistente aos compostos, a permanência foi influenciada pelo gênero.

Esses resultados evidenciam que tanto machos quanto fêmeas de *S. levis* foram atraídos pelos substratos vegetais, independentemente do tempo de degradação, indicando uma preferência por esses substratos em relação à sua ausência. Além disso, a atração pelos compostos voláteis liberados durante a degradação dos substratos sugere uma preferência específica por certos compostos. É possível que os compostos voláteis responsáveis pela atratividade dos insetos tenham sido liberados desde os estágios iniciais da degradação, e tenham permanecido relativamente constantes ao longo do tempo de degradação.

Independente do tempo de degradação, todos os substratos vegetais apresentaram consideráveis concentrações de etanol e ácido acético (mg/L), com destaque para os extratos da cana com meloço e casca de abacaxi (Tabela 4), que obtiveram predominância desses compostos voláteis resultando num fator combinado de maior atratividade para os machos de *S. levis* (Tabela 7). Por outro lado, a cana com meloço não apresentou maior atratividade para as fêmeas quando comparado com os demais substratos vegetais, apesar das concentrações dos compostos citados.

Os extratos da cana com meloço também apresentaram as maiores concentrações de ácido propiônico e valérico, porém não demonstraram maior atratividade das fêmeas de *S. levis* quando comparado com os demais substratos vegetais. Por outro lado, os extratos da fibra de coco apresentaram uma menor concentração de ácido valérico, no entanto, foram atrativos tanto para os machos quanto para as fêmeas de *S. levis*. Independente das proporções dos ácidos acético, propiônico e valérico e do etanol, os extratos da cana pura e do pseudocaule de bananeira mostraram-se atrativos para ambos os gêneros do inseto-praga (Tabela 7).

Houve variações na preferência entre machos e fêmeas para alguns substratos, como a cana com meloço. Quanto aos compostos voláteis, etanol combinado com ácido

acético, ácido valérico, etanol e ácido acético foram os mais atrativos, sugerindo um potencial maior de atratividade para essas substâncias e suas implicações na ecologia comportamental desses insetos.

Comparando a atratividade dos substratos vegetais com os compostos voláteis, é possível inferir que ambos têm influência no comportamento e na preferência dos insetos. Pois os compostos identificados foram tão atrativos quanto os substratos vegetais que foram ofertados, independente do tempo de degradação.

Assim, com base nesses resultados, é evidente que substratos vegetais e compostos voláteis estão relacionados, pois diferentes compostos presentes nos substratos podem explicar as diferenças na atratividade observada entre os substratos. Portanto, a combinação de análises químicas e comportamentais oferece uma compreensão abrangente dos fatores que influenciam a atração e o comportamento dos insetos adultos de *S. levis*.

6 CONCLUSÕES

Este estudo possibilitou relacionar a caracterização físico-química de alguns substratos vegetais e seus principais compostos voláteis com potencial atrativo para o monitoramento de *S. levis*. Assim, é possível concluir que:

- Com pequenas variações, os perfis de pH e sólidos totais reduziram conforme a degradação natural dos substratos;
- Os perfis de °Brix apresentaram discreta redução ao longo da degradação natural dos substratos;
- Os valores de TOC mostraram uma tendência na degradação de todos os substratos vegetais;
- Para TN, não ocorreram consideráveis alterações no decorrer do tempo, independente do substrato vegetal;
- Os compostos voláteis presentes em maior concentração nos substratos vegetais estudados foram etanol, ácido acético, ácido propiônico e ácido valérico;
- As variações nos valores de pH, sólidos totais, °Brix, TOC e TN, após a degradação natural dos substratos vegetais, não influenciaram significativamente nos testes de atratividade, a não ser pela menor preferência das fêmeas pela cana com melão;

- O tempo de permanência de *S. levis* nos diferentes substratos foi similar, diferindo somente do controle negativo, demonstrando que conseguiram detectar a presença dos substratos vegetais;
- Nos testes de atratividade com os compostos voláteis, independentemente do gênero, a preferência foi menor para o ácido propiônico e para a água destilada, que não diferiram estatisticamente entre si;
- Os machos permaneceram menos tempo nos discos com água destilada, ácido acético e ácido propiônico; as fêmeas, nos discos com ácido valérico e ácido propiônico, em comparação com os machos.

7 REFERÊNCIAS

AFONSO, L. C. **Produção de celulasas por cultivo em estado sólido e aplicação na hidrólise de bagaço de cana-de-açúcar.** Dissertação - Programa de Pós-graduação em Engenharia. Universidade de São Paulo. São Paulo, 2012.

AGROFIT. **Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento.** Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 03 dez. 2023.

ALENCAR, M. A. V. ***Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae): Caracterização macroscópica e determinação de inseticida e época de aplicação para controle.** 2016. 60 f. Tese (Doutorado) – Universidade Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2016.

ALMEIDA, L. C.; STINGEL, E.; ARRIGONI, E. B. **Monitoramento e controle do bicudo da cana-de-açúcar *Sphenophorus levis*.** 2011. CTC. Disponível em: <<http://www.ctc.com.br>>. Acesso em: 26 abr. 2022.

ALVARENGA, L. M. **Fermentados alcoólicos e acético de polpa e casca de abacaxi (*Ananas comosus* (L.) Merril): cinética das fermentações e caracterização dos produtos.** 2014. Tese (Doutorado) - Universidade federal de Minas Gerais, Faculdade de Farmácia, Belo Horizonte, 2014.

AMSON, G. V. **Comércio ambulante de alimentos em Curitiba: perfil de vendedores e propostas para programa de boas práticas higiênicas na manipulação de alimentos.** 2005. Dissertação (Mestrado em Tecnologia de Alimentos) – Setor de Tecnologia, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2005.

ANJOS, I. A.; FIGUEIREDO, P. A. M. de. **Aspectos fitotécnicos do plantio.** In: DINARDO-MIRANDA, L. L.; VASCONCELOS, A. C. M. de; LANDELL, M. G. de A. (Ed.). **Cana-de-açúcar.** Campinas: Instituto Agrônômico, p. 882, 2010.

AOAC - ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTERS. **Official Methods of Analysis.** Washington, p. 1141, 1995.

APHA – AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater,** 21 ed. Washington, D.C., 2005.

ARAÚJO, R. G. V. de.; SILVA JÚNIOR, V. A. da.; SABINO, A. R.; ARAÚJO JÚNIOR, J. V. de.; DANTAS, P. C.; DUARTE, A. G. Avaliação olfatométrica de iscas alimentares para captura de *Metamasius hemipterus* (Linnaeus, 1758) (Coleoptera: Curculionidae). **Revista Ambientale, [S.l.]**, v. 10, n. 2, p. 48–56, 2018.

BARBOSA, A. P. P. L.; JUNIOR, W. G. Cenários tecnológicos para a demanda por cana de açúcar. **Future Studies Research Journal**, v. 4, n. 1, p. 92-113, 2012.

BARRETO-TRIANA, N. D. C. **Comportamento sexual e reprodutivo de *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae) em cana-de-açúcar.** 2009. 95 f. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2009.

- BITSADZE, N.; JARONSKI, S.; KHASDAN, V.; ABASHIDZE, E.; ABASHIDZE, M., LATCHININSKY, A.; HOROWITZ, A. R. Joint action of *Beauveria bassiana* and the insect growth regulators diflubenzuron and novaluron, on the migratory locust, *Locusta migratoria*. **Journal of Pest Science**, n. 86, p. 293-300, 2013.
- BORGES FILHO, R.; STURZA, V. S.; BERNARDI, D.; DA CUNHA, U. S.; PINTO, A. S.; SILVA, S. D. D. A.; NAVA. Population dynamics of pests and natural enemies on sugar cane grown in a subtropical region of Brazil. **Florida Entomologist**, v. 102, n. 3, p. 526 – 530, 2019.
- BOTELHO, P. S. M.; MACEDO, N. *Cotesia flavipes* para o controle de *Diatraea saccharalis*. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. (Eds.). **Controle Biológico no Brasil: parasitoides e predadores**, p.409-425, 2002.
- BREZOLIN, A. N.; MARTINAZZO, J.; MUENCHEN, D. K.; CEZARO, A. M.; RIGO, A. A.; STEFFENS, C.; STEFFENS, J.; BLASSIOLI-MORAES, M. C.; BORGES, M. Tools for detecting insect semiochemicals: a review. **Analytical and Bioanalytical Chemistry**, v. 410, p. 4091–4108, 2018.
- BRUCE, T. J. A.; PICKETT, J. A. Perception of plant volatile blends by herbivorous insects – Finding the right mix. **Phytochemistry**, v. 72, n. 13, p. 1605 – 1611, 2011.
- BRUCE, T. J. A.; WADHAMS, L. J.; WOODCOCK, C. M. Insect host location: a volatile situation. **Trends in plant Science**, v. 10, n. 6, p. 269 – 274, 2005.
- BUDENBERG, W. J.; NDIEGE, I. O.; KARAGO, F. W. Behavioral and electrophysiological responses of the banana weevil, *Cosmopolites sordidus* to host plants volatiles. **Journal of Chemical Ecology**, v. 19, p. 267-272, 1993.
- CALDAS, M. C. S.; MANFROI, L.; MELO NETO, B. A.; SANTOS, J. S.; NASCIMENTO, L. A.; CARVALHO, E. A.; CARVAJAL, J. C. L.; MENDONÇA, F. H. O. Elaboração de fermentado alcoólico de abacaxi. **I Jornada Nacional da Agroindústria**, Bananeiras, 2006.
- CANAVIEIRA, C. D. T. **Pragas e doenças da cana-de-açúcar**, 2013.
- CASTELIANI, A.; MARTINS, L. F.; CARDOSO, J. F. M.; SILVA, M. S. O.; SILVA, R. S. A.; CHACON-OROZCO, J. G.; LEITE, L. G. Behavioral aspects of *Sphenophorus levis* (Coleoptera: Curculionidae), damage to sugarcane and its natural infection by *Steinernema carpocapsae* (Nematoda: Rhabditidae). **Crop Protection**, n. 137, p. 105 – 262, 2020.
- CERDA, H.; FERNÁNDEZ, G.; JAFFÉ, K.; MARTINEZ, R. SÁNCHEZ, P. Estudio olfatométrico de la atracción del picudo del cocotero *Rhynchophorus palmarum* (L) a volátiles de tejidos vegetales. **Agronomía Tropical**, v. 44, n. 2, p. 203 – 214, 1994.
- CHEAVEGATTI-GIANOTTO, A.; OLIVEIRA, W. S.; LOPES, F. C. C.; GENTILE, A.; ONOSAKI, R.; BURNQUIST, W. L. Development of CTC20BT, the first genetically modified sugarcane commercially available in the world. **Proceedings**

International Society of Sugar Cane Technologists Congress, v. 30, p. 1272-1279, 2019.

CHERUBIN, M. R.; CARVALHO, J. L. N.; CERRI, C. E. P.; NOGUEIRA, L. A. H.; SOUZA, G. M.; CANTARELLA, H. Land use and management effects on sustainable sugarcane-derived bioenergy. **Land**, v. 10, n. 1, p. 72, 2021.

CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B. **Pós-colheita de frutos e hortaliças: fisiologia e manuseio**. Lavras: ESAL, FAEP, 1990.

CONAB. **Acompanhamento da Safra Brasileira: Cana-de-açúcar, safra 2021/2022, quarto levantamento**, abril de 2023. Brasília, 2022. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/info-agro/safra/cana>>. Acesso em: 20 abr. 2023.

CORAZZA, M. L.; RODRIGUES, D. G.; NOZAKI, J. Preparação e Caracterização do Vinho de Laranja. **Química Nova**, v. 24, n. 4, 2001, p.449-452, 2001.

CTC - CENTRO DE TECNOLOGIA CANAVIEIRA. **Pragas e doenças da cana-de-açúcar**. 2018. Disponível em: <<https://ctc.com.br/produtos/wpcontent/uploads/2018/07/Caderneta-de-Pragas-e-Doen%C3%A7as-da-Cana-de-a%C3%A7%C3%BAcar-CTC.pdf>>. Acesso em: 22 mai. 2022.

CURSI, D. E.; HOFFMANN, H. P.; BARBOSA, G. V. S.; BRESSIANI, J. A.; GAZAFFI, R.; CHAPOLA, R. G. History and current status of sugarcane breeding, germplasm development and molecular genetics in Brazil. **Sugar Tech**, n. 24, p. 112–133, 2022.

CUSTÓDIO, H. H.; MARTINELLI, P. R. P.; DOS SANTOS, L. S. Controle químico e biológico de *Sphenophorus levis* Vaurie (Coleoptera: Curculionidae) na cultura da cana-de-açúcar. **Entomologia Mexicana**, v. 4, p. 331-337, 2017.

DEGASPARI, N.; BOTELHO, P. S. M.; ALMEIDA, L. C.; CASTILHO, H. J. Biologia de *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae), em dieta artificial e no campo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 22, p. 553-558, 1987.

DÍAZ-FLEISCHER, F.; PAPA, D. R.; PROKOPY, R. J.; NORRBOM, A. L.; ALUJA, M. Evolution of fruit fly oviposition behavior. In: ALUJA, M.; NORRBOM, A. L. (Ed.). **Fruit flies (Tephritidae): phylogeny and evolution of behavior**. CRC Press, cap. 30, p. 811-841, 2000.

DICKE, M.; VAN LOON, J. J. A. Multitrophic effects of herbivore-induced plant volatiles in an evolutionary context. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 97, n. 3, p. 237- 249, 2000.

DICKENS, J. C.; JANG, E. B.; LIGHT, D. M.; ALFORD, A. R. Enhancement of insect pheromone responses by green leaf volatiles, **Naturwissenschaften**, v. 77, n. 1, p. 29 – 31, 1990.

DINARDO-MIRANDA, L. L. Cana. Caderno técnico cultivar. **Revista Cultivar Grandes Culturas**, n. 80, p. 10, 2005.

DINARDO-MIRANDA, L. L. Pragas. In: DINARDO-MIRANDA, L. L.; VASCONCELOS, A. C. M.; LANDELL, M. G. A. **Cana de açúcar**. Campinas: Instituto Agronômico, p. 349 – 404, 2008.

DINARDO-MIRANDA, L. L. *Sphenophorus levis*. In: DINARDO-MIRANDA, L. L. **Nematoides e pragas da cana-de-açúcar**. Campinas: Instituto Agronômico. n. 7, p. 210-262, 2014.

DINARDO-MIRANDA, L. L. **Pragas e o cenário de cana crua**. Idea news, Ribeirão Preto, p. 26-30, 2011.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; FRACASSO, J. V. Sugarcane straw and the populations of pests and nematodes. **Scientia Agricola**, v. 70, n.5, p. 369 – 374, 2013.

DUARTE, A. G.; DE LIMA, I. S.; NAVARRO, D. M. A. F.; SANT`ANA, A. E. G. Captura de *Rhynchophorus palmarum* L (Coleoptera: Curculionidae) em armadilhas iscadas com fermônios de agregação e compostos voláteis de frutos do abacaxi. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 25, n. 1, p. 81 – 84, 2003.

EIRAS, A.E.; MAFRA-NETO, A. Olfatometria aplicada ao estudo do comportamento de insetos, p. 27-39. In VILELA, E. F.; DELLA LUCIA, M.T. **Feromônios de insetos: Biologia, química e emprego no manejo de pragas**. Ribeirão Preto, Editora Holos, p. 206, 2001.

EL-SAYED, A. M.; HEPPELTHWAITE, V. J.; MANNING, L. M.; GIBB, A. R.; SUCKLING, D. M. Volatile Constituents of fermented sugar baits and their attractions to lepidopteran species. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 53, n. 4, p. 953 - 958, 2005.

ENDLER, J. A. Some general comments on the evolution and design of animal communication systems. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 340, p. 215–225, 1993.

EVANGELISTA, D. E.; DE PAULA, F. F. P.; RODRIGUES, A.; HENRIQUE-SILVA, F. Pectinases from *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae): putative accessory digestive enzymes. **Journal of Insect Science**, v. 15, n. 1, 2015.

FERREIRA, J. T. B.; CORRÊA, A. G.; VIEIRA, P. C. **Produtos naturais no controle de insetos** – (Série de textos da escola de verão), v.3. p. 176, Ed. UFSCar, 2001.

FIDELIS, E. G.; E. S. FARIAS, M. C.; LOPES, F. F.; SOUSA, J. C.; ZANUNCIO, & M. C. PIKANÇO. Contributions of climate, plant phenology and natural enemies to the seasonal variation of aphids on cabbage. **Journal of Applied Entomology**, n. 143, p. 365–370, 2019.

FILHO, J. H. O. **Qualidade pós-colheita de colmos de cana armazenados e seus reflexos na produção de cachaça**. 2015. Tese (Doutorado) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, 2015.

GARCIA, J. F. **Manual de identificação de pragas da cana**. Campinas: FMC, p. 220, 2013.

- GARG, V. K.; GUPTA, R. Optimization of cow dung spiked pre-consumer processing vegetable waste for vermicomposting using *Eisenia fetida*. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 74, n. 1, p. 19-24, 2011.
- GIOMETTI, F. H. C.; LEITE, L. G.; TAVARES, F. M.; SCHMIT, F. S.; BATISTA FILHO, A.; DELL'ACQUA, R. Virulência de nematoides entomopatogênicos (Nematoda: Rhabditida) a *Sphenophorus levis* (Coleoptera: Curculionidae). **Bragantia**, v. 70, n. 1, p. 81- 86, 2011.
- GIRÓN-PÉREZ, K.; NAKANO, O.; SILVA, A. C.; ODA-SOUZA, M. Atração de adultos de *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae) a fragmentos vegetais em diferentes estados de conservação. **Neotropical Entomology**, v. 38, n. 6, p. 1- 6, 2009.
- GONÇALVES FILHO, L. C. **Utilização do pseudocaule de bananeira como substrato da fermentação alcoólica: avaliação de diferentes processos de despolimerização**. 2011. Dissertação (Mestrado) – Universidade da Região de Joinville, Univille, Joinville, 2011.
- GOUVÊA, J. R. F. **Mudanças climáticas e a expectativa de seus impactos na cultura da cana-de-açúcar na região de Piracicaba, SP**. 2008. 98 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2008.
- GRANSO, E. A. **Influência dos atributos do solo na distribuição espacial de *Sphenophorus levis* na cultura da cana-de-açúcar**. 2017. 62 f. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, 2017.
- HAO, Y.; SUN, Y.; LIU, C. Functional morphology of antennae and sensilla of *Hippodamia variegata* (Coleoptera: Coccinellidae). **Plos One**, v. 15, n. 8, p. 237-452, 2020.
- HELMS, A. M.; DE MORAES, C. M.; TOOKER, J. F.; MESCHER, M. C. Exposure of *Solidago altissima* plants to volatile emissions of an insect antagonist (*Eurosta solidaginis*) deters subsequent herbivory. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 110, n. 1, p. 199–204, 2013.
- HIROMORI, H.; NISHIGAKI, J. Factor analysis of synergistic effect between the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* and synthetic insecticides. **Applied Entomology and Zoology**, v. 36, p. 231-236, 2001.
- HORAS, V. R. **“*Crociosema aporema* (Walsingham, 1914) (Lepidoptera: Tortricidae): Resposta olfativa aos voláteis da soja e comportamento de acasalamento**. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2009.
- HOWSE, P. E.; JONES, O. T.; STEVENS, I. D. R. **Insect pheromones and their use in Pest Management**. 1 st. London, p. 345, 1998.
- IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **A geografia da cana-de-açúcar: dinâmica territorial da divisão territorial do trabalho**. Rio de Janeiro: IBGE, 2017,

172 p. Disponível em: <<https://biblioteca.ibge.gov.br/index.php/biblioteca-catalogo?view=detalhes&id=2101436>>. Acesso em: 10 dez.2022.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas analíticas do Instituto Adolfo Lutz: Métodos químicos e físicos para alimentos**. 3 ed. São Paulo. 1985. 533p.

IZEPPI, T. S. **Distribuição espacial e dinâmica populacional de *Sphenophorus levis* (Coleoptera: Curculionidae) em cana-de-açúcar**. 2015. 74 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2015.

JAFFÉ, K.; SÁNCHEZ, P.; CERDA, H. Ecologia química da palmeira gorgulho *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae): atração por plantas hospedeiras e por um feromônio de agregação produzido pelo macho. **Journal of Chemical Ecology**, v. 19, p. 1703-1720, 1993.

JOSÉ, E. M. A.; LEITE, L. G. Manejo integrado do bicudo em cana-de-açúcar. **Revista Cultivar – Grandes Culturas**, n. 219, p. 26-27, 2017.

KANZAWA, C. Y.; DITCHFIELD, C. Propriedades físico-químicas e microbiológicas da polpa de coco verde (*Cocos nucifera* Linn.). Anais. São Paulo: USP, 1 2AD, 2010.

KOGAN, M. Integrated pest management: Historical perspective and contemporary developments. **Annual Review Entomology**, n. 43, p. 43-70, 1998.

KRISHNAKUMAR, T.; THAMILSELVI, G.; DEVADAS, C. T. Effect of delayed extraction and storage on quality of sugarcane juice. **African Journal of Agricultural Research**, v. 8, n. 10, p. 930 – 935, 2013.

LEITE, L. G.; TAVARES, F. M.; BOTELHO, P. S. M.; BATISTA FILHO, A.; POLANCZYK, R. A.; SCHIMIDT, F. S. Eficiência de nematoides entomopatogênicos e inseticidas químicos contra *Sphenophorus levis* e *Leuxothyreus* sp. em cana-de-açúcar. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 42, n. 1, p. 40-48, 2012.

LIMA, C. H. O.; SARMENTO, R. A.; PEREIRA, P. S.; RIBEIRO, A. V.; SOUZA, D. J.; PICANÇO, M. C. Economic injury levels and sequential sampling plans for control decision-making systems of *Bemisia tabaci* biotype B adults in watermelon crops. **Pest Management Science**, v. 75, n.4, p. 998-1005, 2019.

LIMA, J. T. **Seleção de substratos celulósicos atrativos para o cupim *Coptotermes gestroi* (Isoptera: Rhinotermitidae)**. 2006. 120 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual Paulista, “Júlio de Mesquita Filho”, Rio Claro, 2006.

MACEDO, N. *Sphenophorus*: a praga mais preocupante dos canaviais. Agro Bayer Brasil. Disponível em: <<https://www.agro.bayer.com.br/conteudos-impulso-bayer/sphenophorus-levis-o-que-e-e-como-combater>>. Acesso em: 10 abr. 2024.

MACHADO, L. A.; HABIB, M. *Migdolus fryanus* (westwood, 1863) (Coleoptera: Vesperidae): praga da cultura de cana-de-açúcar. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 73, n. 3, p. 375 – 381, 2006.

- MACKU, C.; JENNINGS, W. G. Production of volatiles by ripening bananas. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 35, n. 5, p. 845-848, 1987.
- MAGRO, N. G. D.; COELHO, S. R. M.; HAIDA, K. S.; BERTÉ, S. D.; MORAES, S. S. Comparação físico-química de frutos congelados de *Butia eriospatha* (Mart.) Becc. Do Paraná e Santa Catarina – Brasil. **Revista Varia Scientia**, v. 06, n. 11, p. 33 – 42, 2006.
- MANHÃES, C. M. C.; GARCIA, R. F.; JÚNIOR, D. C.; FRANCELINO, F. M. A.; JÚNIOR, J. F. S. V.; FRANCELINO, H. O. Perdas abrangentes e danos às colheitas de cana-de-açúcar no Norte Fluminense. **Vértices**, v. 15, n. 3, p. 61-71, 2013.
- MARIN, F.; NASSIF, D. S. Mudanças climáticas e a cana-de-açúcar no Brasil: fisiologia, conjuntura e cenário futuro. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 17, n. 2, p. 232-239, 2013.
- MARTINS, L. F.; TONELLI, M. BENTO, J. M.; BUENO, C. J.; LEITE, L. G. Attraction of the sugarcane billbug, *Sphenophorus levis*, to vinasse and its volatile composition. **Chemoecology**, v. 30, p. 205 – 214, 2020.
- MEDEIROS, M. A. A. **Atratividade de iscas alimentares na captura de insetos em armadilhas McPhail**. 2009, Tese (Doutorado), Universidade Federal do Semi-árido, Mossoró – RN, 2009.
- MINYARD, J. P.; HARDEE, D. D.; GUELDER, R. C.; THOMPSON, A. C.; WIYGUL, G.; HEDIN, P. A. Constituents of the cotton bud compounds attractive to the boll weevil. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 17, n. 5, p. 1093 – 1097, 1969.
- MOURA, M. F.; LOPES, M. C.; PEREIRA, R.R.; PARISH, J. B.; CHEDIAK, M.; ARCANJO, L. P.; CARMO, D. G.; PICAÇO, M. C. Sequential sampling plans and economic injury levels for *Empoasca kraemeri* on common bean crops at different technological levels. **Pest Management Science**, v. 74, n. 2, p. 398 – 405, 2017.
- NETO, J. B. S. S.; SOARES, P. F.; VANDERLEI, R. D.; COELHO, T, M.; ARAGÃO, F. V. Inovação no uso de resíduo da indústria sucroalcooleira. **Revista Gestão, Inovação e Tecnologia**, v. 4, n. 5, p. 1536 - 1549, 2014.
- NETTO, A. G. et al. **Abacaxi para exportação: procedimentos de colheita e pós-colheita**. Brasília: MAARA, p. 41. (Série Publicações Técnicas FRUPEX, 23), 1996.
- NOUT, M.; BARTELT, R. J. Attraction of a flying nitidulid (*Carpophilus humeralis*) to volatiles produced by yeasts grown on sweet corn and a corn-based medium. **Journal of Chemical Ecology**, v. 24, n. 7, p. 1217-1239, 1998.
- PAIVA, E. C. R.; MATOS, A. T.; SARMENTO, A. P.; PAULA, H. M.; JUSTINO, E. A. Avaliação de Sistema de Tratamento de Carcaças de Frangos pelo Método da Composteira-Windrow. **Revista Eletrônica de Engenharia Civil**, nº 3, v. 1, p. 19-27, 2011.
- PAN, H.; LU, Y.; XIU, C.; GENG, H.; CAI, X.; SUN, X.; ZHANG, Y.; III, L. W.; WYCKHUYS, K. A. G.; WU, K. Volatile fragrances associated with flowers mediate

host plant alternation of a polyphagous mirid bug. **Scientific Reports**, v. 5, n. 14805, p. 1 – 11, 2015.

PARÉ, P. W.; TUMLINSON, J. H. Plant volatiles as a defense against insect herbivores. **Plant Physiology**, v. 121, n. 2, p. 325 – 331, 1999.

PAVLU, F. A.; MOLIN, J. P. A sampling plan and spatial distribution for site-specific control of *Sphenophorus levis* in sugarcane. **Acta Scientiarum: Agronomia**, v. 38, n. 3, p. 279 – 287, 2016.

PÉREZ, A. L.; HALLET, R. H.; GRIES, R.; GRIES, G.; OEHLISCHLARGER, A. C.; BORDEN, J. H. Pheromone chirality of asian palm weevils, *Rhynchophorus ferrugineus* (Oliv.) and *R. vulneratus* (Panz.) (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Chemical Ecology**, v. 22, n. 2, p. 357-368, 1996.

PINTO, A. S. O controle biológico de pragas da cana-de-açúcar. In: BORGES FILHO, R.; GARCIA, J. F. **Controle de pragas da cana-de-açúcar**, p. 09-13, 2006.

PRECETTI, A. A. C. M.; ARRIGONI, E. B. **Aspectos bioecológicos e controle do besouro *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera, Curculionidae) em cana-de-açúcar**. Boletim Técnico Coopersucar – Edição Especial, p. 15, 1990.

RIBEIRO, H.; FICARELLI, T. R. A. Queimadas nos canaviais e perspectivas dos cortadores de cana-de-açúcar em Macatuba, São Paulo. **Saúde e Sociedade**, v. 19, n. 1, p. 48 - 63, 2010.

RINKE, R.; COSTA, A. S.; FONSECA, F. P. P.; ALMEIDA, L. C.; JÚNIOR, I. D.; HENRIQUE-SILVA, F. Microbial diversity in the larval gut of field and laboratory populations of the sugarcane weevil *Sphenophorus levis* (Coleoptera, Curculionidae). **Genetics and Molecular Research**, v. 10, n. 4, p. 2679 - 2691, 2011.

ROMERO-LÓPEZ, A. A.; ARZUFFI, R.; MORÓN, M. A. Feromonas y atrayentes sexuales de coleópteros Melolonthidae de importância agrícola. **Folia Entomológica Mexicana**, v. 44, n. 2, p. 233 - 245, 2005.

ROSSETO, R.; SANTIAGO, A. D. **Agência de Informação Embrapa: pragas da cana-de-açúcar**. 2011. Disponível em: <http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/cana-de-acucar/arvore/CONTAG01_53_711200516718.html>. Acesso em: 23 mai. 2022.

SANTOS, A. M. **Estudo da influencia da complementação de nutrientes no mosto sobre o processo de fermentação alcoólica em batelada**. 2008. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Alagoas, 2008.

SCARPARI, M. S.; BEAUCLAIR, E. G. F. de. **Anatomia e botânica**. In: DINARDOMIRANDA, L. L.; VASCONCELOS, A. C. M. de; LANDELL, M. G. de A. (Ed.). **Cana-de-açúcar**. Campinas: Instituto Agrônômico, p. 882, 2010.

SILVA, A. F. **Geleias convencional e light elaboradas a partir do aproveitamento de resíduos na agroindústria do abacaxi (*Ananás comosus* (L))**. 2006, 72 f. Dissertação (Mestrado em ciência e tecnologia agroindustrial) – Universidade Federal de Pelotas, 2006.

- SILVA, D. L. G.; BATISTI, D. L. S.; FERREIRA, M. J. G.; MERLINI, F. B.; CAMARGO, R. B.; BARROS, B. C. B. Cana-de-açúcar: Aspectos econômicos, sociais, ambientais, subprodutos e sustentabilidade. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 7, p. 1-17, 2021a.
- SILVA, J. D. R.; SILVA NETO, H. F.; TASSO JUNIOR, L. C.; MARQUES, M. O. Frações de nitrogênio em caldos de cultivares precoces de cana-de-açúcar. **Científica**, Jaboticabal, v. 40, n. 2, p. 173 – 178, 2012.
- SILVA, K. M. D.; REZENDE, L. C. S. H.; SILVA, C. A.; BERGAMASCO, R.; GONÇALVES, D. Caracterização físico-química da fibra de coco verde para a adsorção de metais pesados em efluentes de indústrias de tintas. **Engevista**, v. 15, n. 1, p. 43-50, 2013.
- SILVA, M. S. O. *Steinernema rarum* para o controle de *Sphenophorus levis*, *Hyponeuma taltula* e *Leucothyreus* sp. na cultura da cana-de-açúcar e sua compatibilidade com vinhaça. 2020. 60 f. Dissertação (Mestrado) – Instituto Biológico, São Paulo, 2020.
- SILVA, M. S. O.; CARDOSO, J. F. M.; FERREIRA, M. E. P.; BALDO, F. B.; SILVA, R. S. A.; CHACON-OROZCO, J. G.; SHAPIRO-ILAN, D. I.; HAZIR, S.; BUENO, C. J.; LEITE, L. G. An Assessment of *Steinernema rarum* as a biocontrol agent in sugarcane with focus on *Sphenophorus levis*, host-finding ability, compatibility with vinasse and field efficacy. **Agriculture**, v. 11, n. 6, p. 500, 2021b.
- SIMÕES NETO, D. E.; GARCIA, J.F. **Cana-de-açúcar: pragas e doenças - desafios fitossanitários e manejo sustentável**. 1. ed. Jaboticabal: Gráfica Multipress Ltda, p. 216, 2016.
- SOARES-COSTA, A.; DIAS, A. B.; DELLAMANO, M.; DE PAULA, F. F. P.; CARMONA, A. K.; TERRA, W. R.; HENRIQUE-SILVA, F. Digestive physiology and characterization of digestive cathepsin L-like proteinase from the sugarcane weevil *Sphenophorus levis*. **Journal of Insect Physiology**, v. 57, n. 4, p. 462 - 468, 2011.
- SPÄTTE, A.; REINECKE, A.; OLSSON, S. B.; KESAVAN, S.; KNADEN, M.; HANSSON, B. S. Plant species- and status-specific odorant blends guide oviposition choice in the moth *Manduca sexta*. **Chemical Senses**, v. 38, n. 2, p. 147 – 159, 2013.
- STOLF, R.; OLIVEIRA, A. P. R. D. The success of the Brazilian alcohol program (Proálcool) - A decade-by-decade brief history of ethanol in Brazil. **Engenharia Agrícola**, v. 40, n. 2, p. 243-248, 2020.
- STUPIELLO, J. P.; HORII, J. Condução da fermentação alcoólica. **Saccharum Stab**, São Paulo, v. 4, n. 17, p. 43 - 46, 1981.
- SU, C.; MENUZ, K.; CARLSON, J. R. Olfactory perception: receptors, cells, and circuits. **Cell**, v. 139, n. 1, p. 45-59, 2009.
- THOMAZ JUNIOR, A. Trabalho e saúde no ambiente destrutivo do Agrohidronegócio canavieiro no Pontal do Paranapanema (SP) - Brasil. Presidente Prudente: **Revista Pegada Eletrônica**, v. 15, n. 2, 2014.

THOMPSON, A. C.; HANNY, B. W.; HEDIN, P. A.; GUELDNER, R. C. Phytochemical studies in the Family Malvaceae. I. Comparison of essential oils of six species by salsiquid chromatography, **American Journal of Botany**, v. 58, n. 9, p. 803 – 807, 1971.

TINZAARA, W.; DICKE, M.; VAN HUIS, A.; CLIFFORD, G. Use of infochemicals in pest management with special reference to the banana weevil *Cosmopolites sordidus* (Germar) (Coleoptera: Curculionidae). **Insect Science and Its Application**, v. 22, n. 4, p. 241-261, 2002.

TORRES NETO, A. B.; SILVA, M. E.; SILVA, W. B.; SWARNAKAR, R.; SILVA, F. L. H. Cinética e caracterização físico-química do fermentado do pseudofruto do caju (*Anacardium occidentale* L.) **Química Nova**, v. 29, n. 3, p. 489 - 492, 2006.

UNICA - União da Indústria de Cana-de-açúcar. **A bioeletricidade da cana**. 2022. Disponível em: <<http://www.unica.com.br/setor-sucroenergetico/bioeletricidade>>. Acesso em: 04 jan. 2023.

VAN POECKE, R. M. P.; DICKE, M. Indirect defence of plants against herbivores: Using *Arabidopsis thaliana* as a model plant. **Plant Biology**, v. 6, n. 4, p. 387 – 401, 2004.

VAURIE, P. Revision of the genus *Sphenophorus* in South America. **American Museum Novitates**, v. 26, p. 1-30, 1978.

VIANA, A. M. M. **Comportamento de agregação e acasalamento de *Cosmopolites sordidus* (Coleoptera: Curculionidae), mediado por semioquímicos, em olfatômetros**. 1992. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Viçosa, 1992.

WIESBERG, I. L.; MEDEIROS, J. L.; MELLO, R.V. P.; MAIA, J. G. S.; BASTOS, J. B. V.; QUEIROZ, F. A. O. Bioenergy production from sugarcane bagasse with carbon capture and storage: Surrogate models for techno-economic decisions. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 150, p. 111 - 486, 2021.

XIAO, G.; YING, S. H.; ZHENG, P.; WANG, Z. L.; ZHANG, S.; XIE, X. Q.; FENG, M. G. Genomic perspectives on the evolution of fungal entomopathogenicity in *Beauveria bassiana*. **Scientific Reports**, v. 2, p. 483, 2012.

YUVARAJ, J. K.; MARTIN, A. N.; ANDERBRANT, O.; LOFSTEDT, C. Diversity of olfactory structures: A comparative study of antennal sensilla in Trichoptera and Lepidoptera. **Micron**, v. 111, p. 9 - 18, 2018.

ZARBIN, P. H.; ARRIGONI, E. D. B.; RECKZIEGEL, A.; MOREIRA, J. A.; BARALDI, P. T.; VIEIRA, P. C. Identification of male-specific chiral compound from the sugarcane weevil *Sphenophorus levis*. **Journal of Chemical Ecology**, v. 29, n. 2, p. 377-386, 2003.

ZORZENON, F. J.; BERGMANN, E. C.; BICUDO, J. E. A. Primeira ocorrência de *Metamasius hemipterus* (Linnaeus, 1758) e *Metamasius ensirostris* (Germar, 1824) (Coleoptera, Curculionidae) em palmiteiros dos gêneros *Euterpe* e *Bactris* (Arecaceae) no Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 2, n. 67, p. 265–268, 2000.

8 APÊNDICES

Apêndice 1. Medidas de pH encontradas para os extratos obtidos de substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.

Substratos vegetais	Tempo (horas)			
	0	24	48	72
Cana pura	5,60	5,17	4,11	3,67
Cana + melão	4,85	4,73	3,43	3,30
Casca de abacaxi	3,94	4,00	4,30	3,70
Pseud. de bananeira	5,89	5,10	5,23	5,48
Fibra de coco	5,06	4,92	4,77	4,69

Apêndice 2. Medidas de sólidos totais encontradas para os extratos obtidos de substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.

Substratos vegetais	Tempo (h)	Filtro			
		Peso inicial	Peso final	Sólidos totais (g/20 mL)	Sólidos totais (%)
Cana pura	0	0,0691	0,1573	0,0044	0,44
Cana pura	24	0,0788	0,1426	0,0032	0,32
Cana pura	48	0,0818	0,1107	0,0014	0,14
Cana pura	72	0,079	0,0905	0,0006	0,06
Cana + melão	0	0,0726	0,3882	0,0158	1,58
Cana + melão	24	0,0679	0,2779	0,0105	1,05
Cana + melão	48	0,0694	0,2108	0,0071	0,71
Cana + melão	72	0,0818	0,1000	0,0009	0,09
Casca de abacaxi	0	0,0706	0,4058	0,0168	1,68
Casca de abacaxi	24	0,0701	0,3162	0,0123	1,23
Casca de abacaxi	48	0,0566	0,2991	0,0121	1,21
Casca de abacaxi	72	0,0808	0,1018	0,0011	0,11
Pseud. bananeira	0	0,0754	0,1045	0,0015	0,15
Pseud. bananeira	24	0,0697	0,0955	0,0013	0,13
Pseud. bananeira	48	0,0791	0,1081	0,0015	0,15
Pseud. bananeira	72	0,0752	0,0836	0,0004	0,04
Fibra de coco	0	0,0853	0,1331	0,0024	0,24
Fibra de coco	24	0,0682	0,1394	0,0036	0,36
Fibra de coco	48	0,0758	0,1317	0,0028	0,28
Fibra de coco	72	0,0813	0,0897	0,0004	0,04

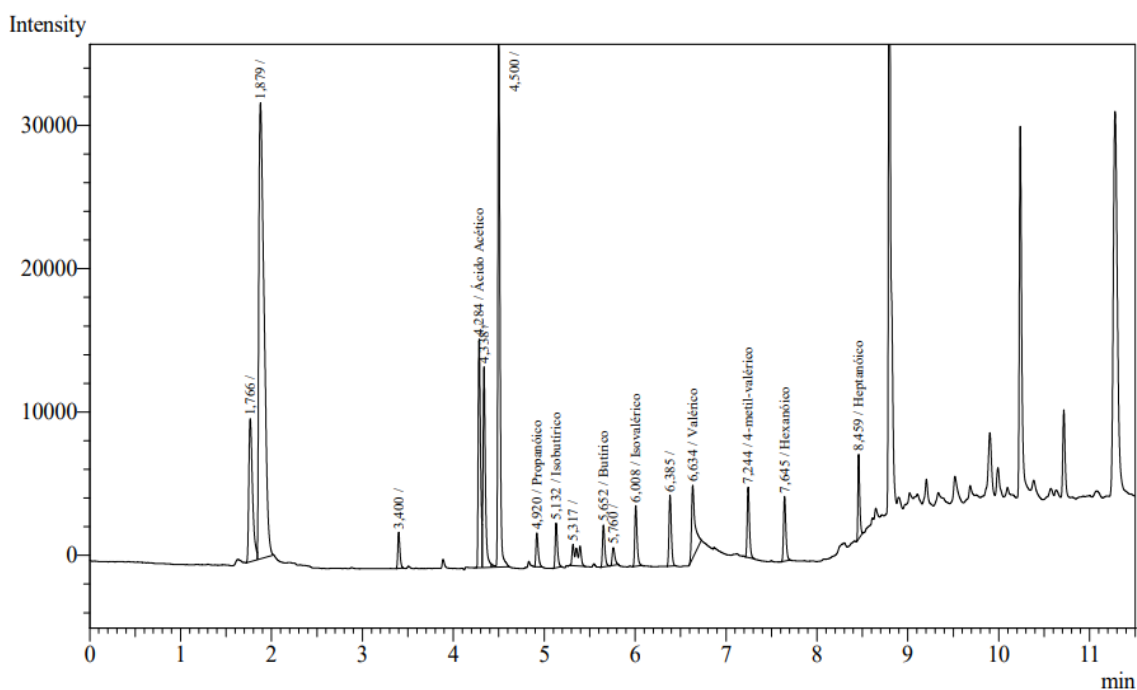
Apêndice 3. Medidas de sólidos solúveis (°Brix) encontradas para os extratos obtidos de substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.

Substratos vegetais	Tempo (horas)			
	0	24	48	72
Cana pura	1,7	1,8	1,7	1,3
Cana + melão	8,5	7,0	7,8	7,0
Casca de abacaxi	3,3	3,0	2,1	1,5
Pseud. de bananeira	0,6	0,6	0,5	0,5
Fibra de coco	1,6	1,5	1,2	1,3

Apêndice 4. Concentrações de etanol e ácido acético encontrado dos extratos oriundos dos substratos vegetais cana pura, cana com melão, casca de abacaxi, pseudocaule de bananeira e fibra de coco após o processo de degradação natural.

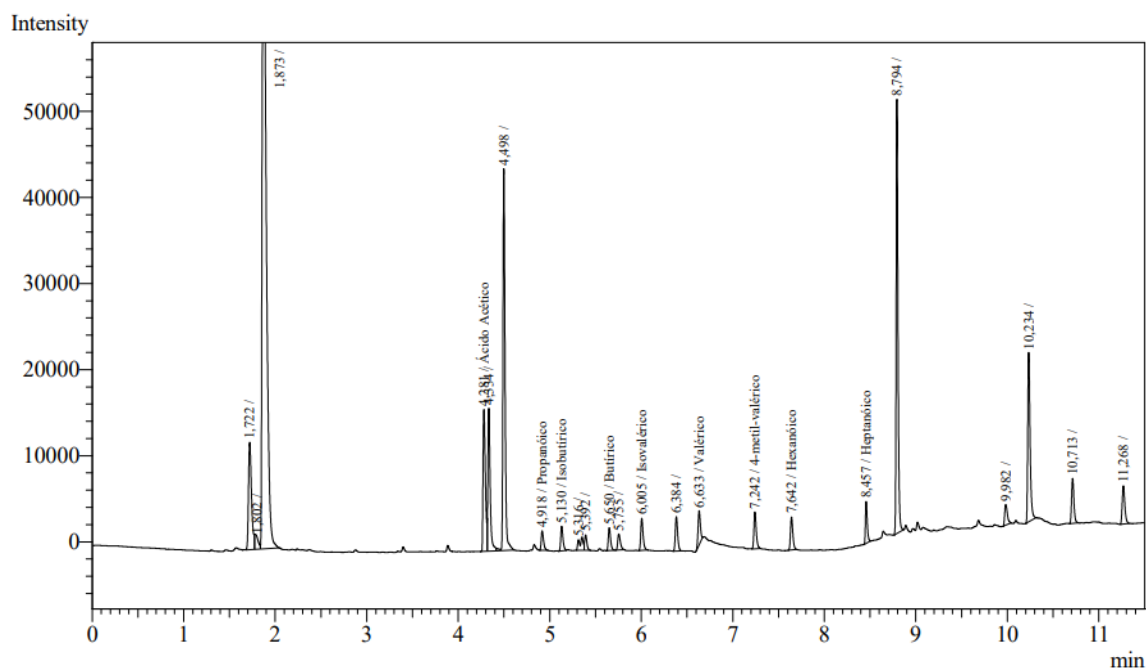
Substratos vegetais	Tempo (h)	Etanol (mg/L)	Ác. acético (mg/L)
Cana pura	0	71,233	132,882
Cana pura	24	250,190	174,104
Cana pura	48	553,378	231,266
Cana pura	72	1395,408	600,926
Cana + melão	0	258,241	495,475
Cana + melão	24	427,647	639,393
Cana + melão	48	655,220	747,858
Cana + melão	72	2290,452	1642,955
Casca de abacaxi	0	377,218	361,389
Casca de abacaxi	24	686,381	385,632
Casca de abacaxi	48	985,063	797,726
Casca de abacaxi	72	1812,339	910,572
Pseud. bananeira	0	108,331	27,265
Pseud. bananeira	24	160,143	62,378
Pseud. bananeira	48	81,960	79,025
Pseud. bananeira	72	351,977	135,512
Fibra de coco	0	391,247	114,936
Fibra de coco	24	830,926	110,820
Fibra de coco	48	523,187	113,360
Fibra de coco	72	828,275	110,749

Apêndice 5. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da casca de abacaxi sem o processo de degradação natural.



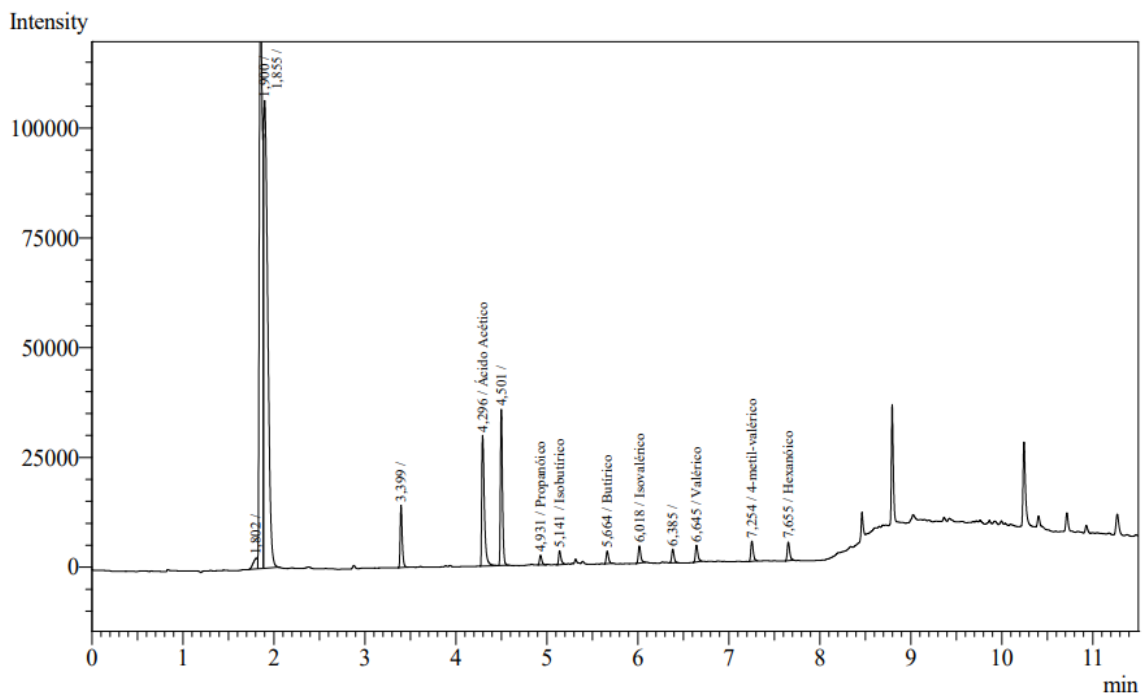
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,766	28274	9946	0,000				
2	1,879	127256	31768	0,000		V		
3	3,400	3983	2470	0,000				
4	4,284	27961	15668	388,475	ppm		1	Ácido Acético
5	4,338	24998	13842	0,000		V		
6	4,500	61778	37828	0,000		V		
7	4,920	4239	2307	44,955	ppm		2	Propanóico
8	5,132	5302	3100	43,936	ppm		3	Isobutírico
9	5,317	6833	1428	0,000				
10	5,652	5065	2853	42,340	ppm		4	Butírico
11	5,760	2383	1207	0,000		V		
12	6,008	7331	4123	56,135	ppm		5	Isovalérico
13	6,385	8778	4846	0,000				
14	6,634	13503	5062	105,110	ppm		6	Valérico
15	7,244	8534	4775	64,145	ppm		7	4-metil-valérico
16	7,645	8035	4417	60,598	ppm		8	Hexanóico
17	8,459	7987	5813	76,903	ppm		9	Heptanóico
Total		352240	151453					

Apêndice 6. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da casca de abacaxi após 24h de degradação natural.



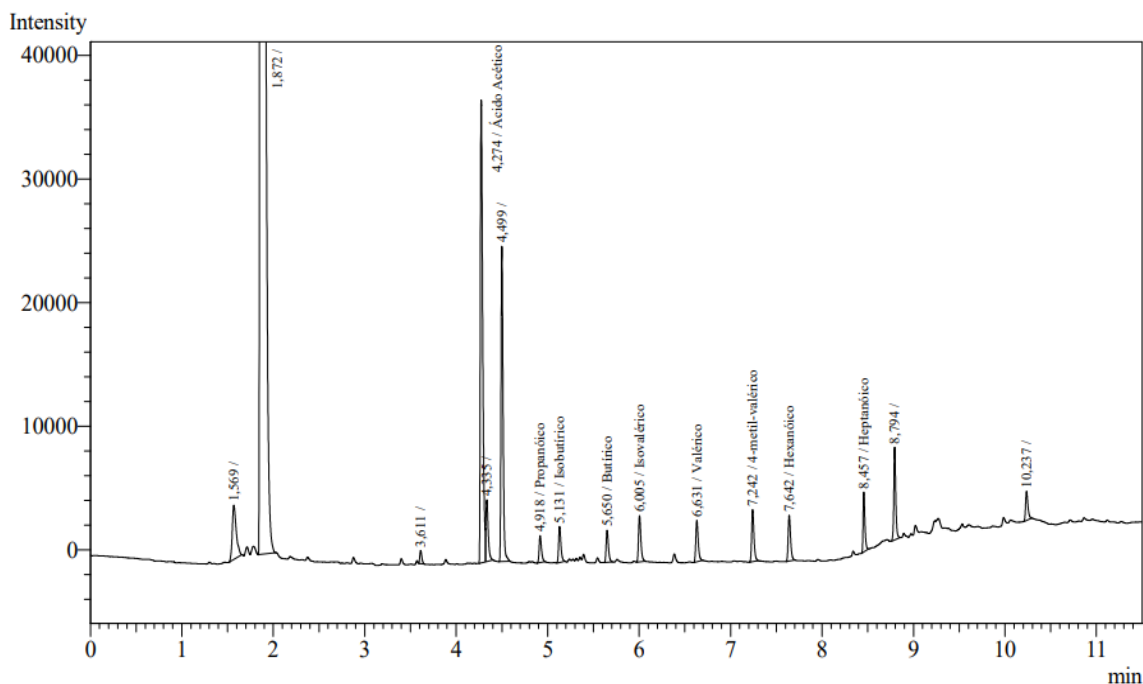
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,722	28599	12358	0,000				
2	1,802	4544	1458	0,000		V		
3	1,873	240267	76655	0,000		V		
4	4,281	29706	16252	412,718	ppm		1	Ácido Acético
5	4,334	28180	16436	0,000		V		
6	4,498	70303	43594	0,000		V		
7	4,918	3961	2231	42,006	ppm		2	Propanóico
8	5,130	4853	2799	40,214	ppm		3	Isobutírico
9	5,316	4524	1214	0,000				
10	5,392	2902	1749	0,000		V		
11	5,650	4588	2639	38,356	ppm		4	Butírico
12	5,755	3677	1826	0,000		V		
13	6,005	6504	3680	49,805	ppm		5	Isovalérico
14	6,384	7048	3960	0,000				
15	6,633	6800	3860	52,936	ppm		6	Valérico
16	7,242	7691	4228	57,811	ppm		7	4-metil-valérico
17	7,642	6885	3801	51,930	ppm		8	Hexanóico
18	8,457	6694	4698	64,457	ppm		9	Heptanóico
19	8,794	69841	48996	0,000				
20	9,982	4911	2369	0,000				
21	10,234	34415	19432	0,000				
22	10,713	9221	5184	0,000				
23	11,268	8662	4402	0,000				
Total		594776	283821					

Apêndice 7. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da casca de abacaxi após 48h de degradação natural.



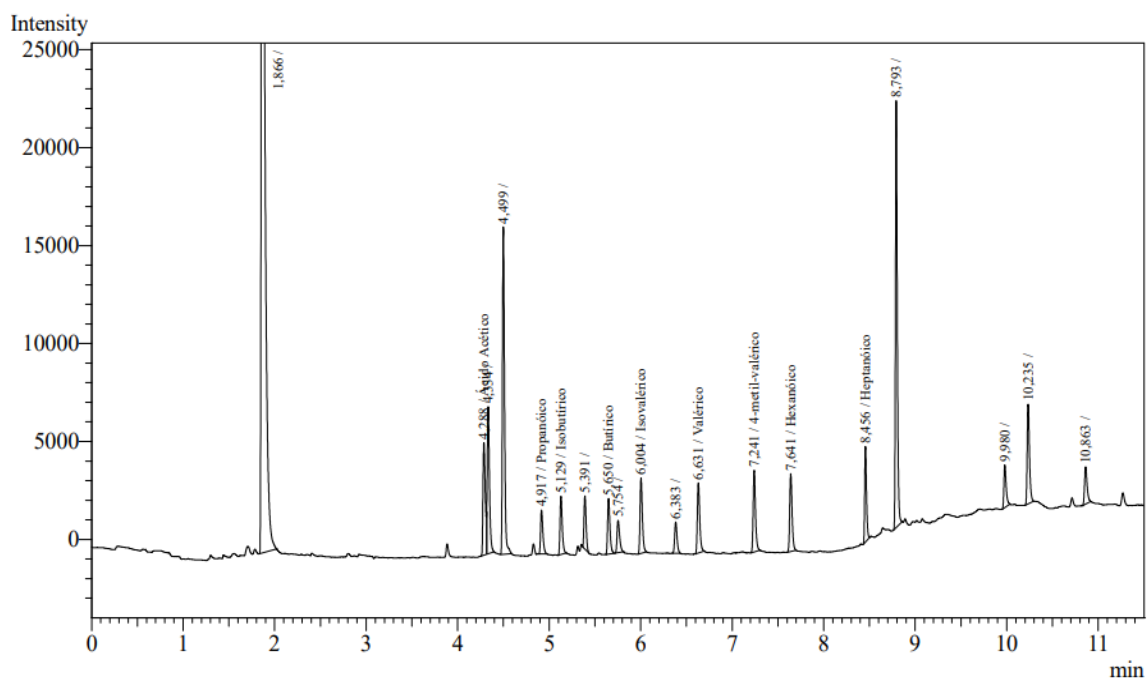
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,802	8077	2389	0,000				
2	1,855	338041	130846	0,000		V		
3	1,900	338902	106286	0,000		V		
4	3,399	21635	13739	0,000				
5	4,296	59368	29484	824,812	ppm		1	Ácido Acético
6	4,501	54963	34900	0,000		V		
7	4,931	3869	2220	41,027	ppm		2	Propanóico
8	5,141	5685	3130	47,107	ppm		3	Isobutírico
9	5,664	5094	2884	42,580	ppm		4	Butírico
10	6,018	7173	3882	54,928	ppm		5	Isovalérico
11	6,385	5510	3049	0,000				
12	6,645	7101	3763	55,275	ppm		6	Valérico
13	7,254	8430	4537	63,362	ppm		7	4-metil-valérico
14	7,655	7939	4162	59,878	ppm		8	Hexanóico
Total		871787	345271					

Apêndice 8. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da casca de abacaxi após 72h de degradação natural.



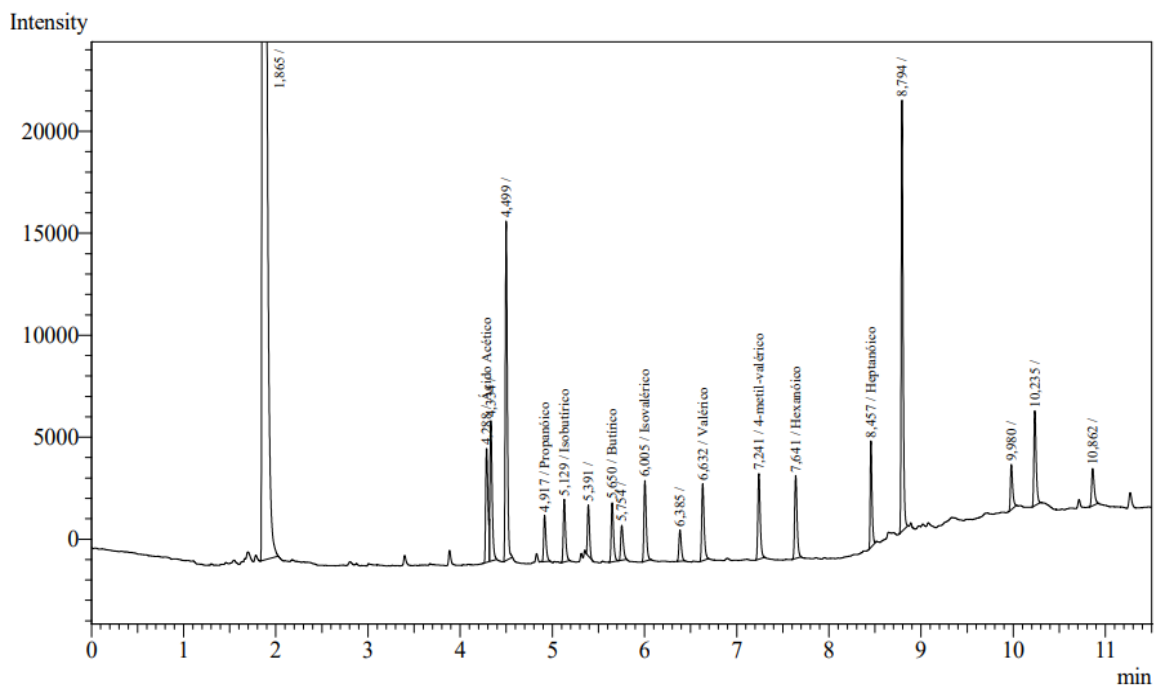
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,569	13351	4357	0,000				
2	1,872	627337	206068	0,000				
3	3,611	1636	1038	0,000				
4	4,274	67490	37093	937,658	ppm		1	Ácido Acético
5	4,335	8455	4930	0,000		V		
6	4,499	39614	24639	0,000				
7	4,918	3898	2146	41,339	ppm		2	Propanóico
8	5,131	5033	2880	41,703	ppm		3	Isobutírico
9	5,650	4475	2575	37,411	ppm		4	Butírico
10	6,005	6636	3721	50,816	ppm		5	Isovalérico
11	6,631	6032	3266	46,954	ppm		6	Valérico
12	7,242	7464	4184	56,098	ppm		7	4-metil-valérico
13	7,642	6715	3656	50,647	ppm		8	Hexanóico
14	8,457	6575	4662	63,312	ppm		9	Heptanóico
15	8,794	11005	7396	0,000				
16	10,237	4089	2328	0,000				
Total		819805	314939					

Apêndice 9. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da fibra de coco sem o processo de degradação natural.



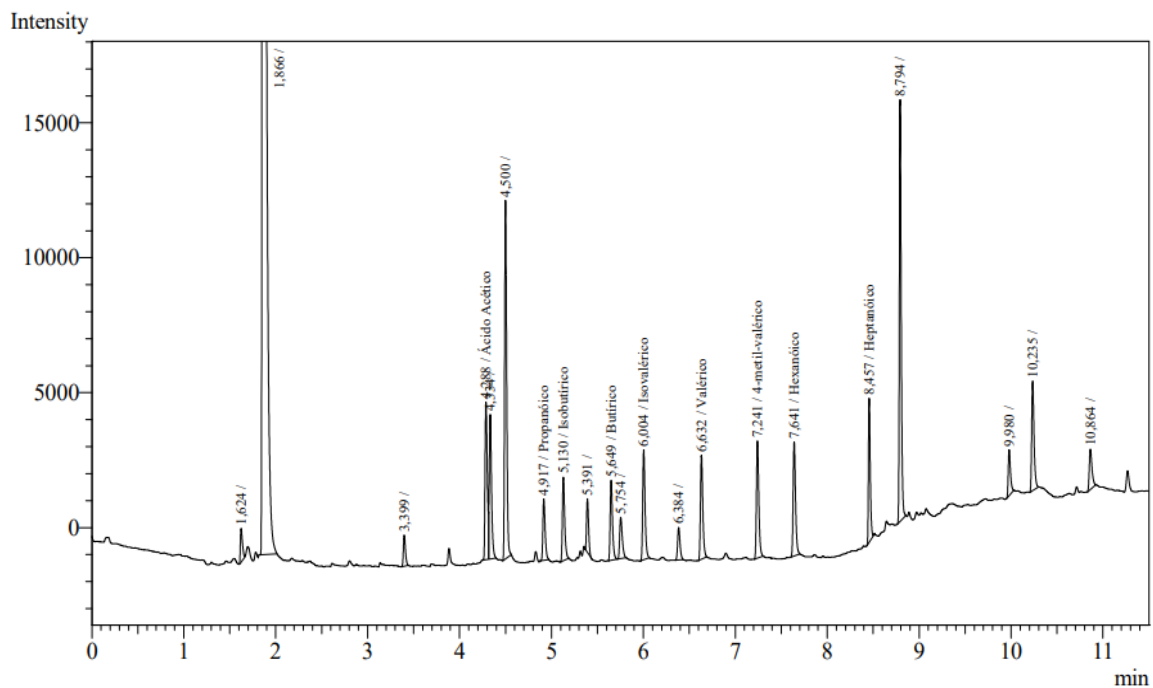
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,866	136177	52629	0,000				
2	4,288	10222	5697	142,022	ppm		1	Ácido Acético
3	4,334	12406	7440	0,000		V		
4	4,499	26268	16231	0,000				
5	4,917	3945	2231	41,835	ppm		2	Propanóico
6	5,129	4998	2884	41,415	ppm		3	Isobutírico
7	5,391	4196	2637	0,000				
8	5,650	4946	2811	41,346	ppm		4	Butírico
9	5,754	3149	1618	0,000		V		
10	6,004	6749	3814	51,677	ppm		5	Isovalérico
11	6,383	2856	1581	0,000				
12	6,631	6435	3541	50,090	ppm		6	Valérico
13	7,241	7414	4137	55,725	ppm		7	4-metil-valérico
14	7,641	7093	3878	53,499	ppm		8	Hexanóico
15	8,456	6624	4702	63,778	ppm		9	Heptanóico
16	8,793	30554	20819	0,000				
17	9,980	3669	2144	0,000				
18	10,235	8782	4966	0,000				
19	10,863	3716	1883	0,000				
Total		290199	145643					

Apêndice 10. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da fibra de coco após 24h de degradação natural.



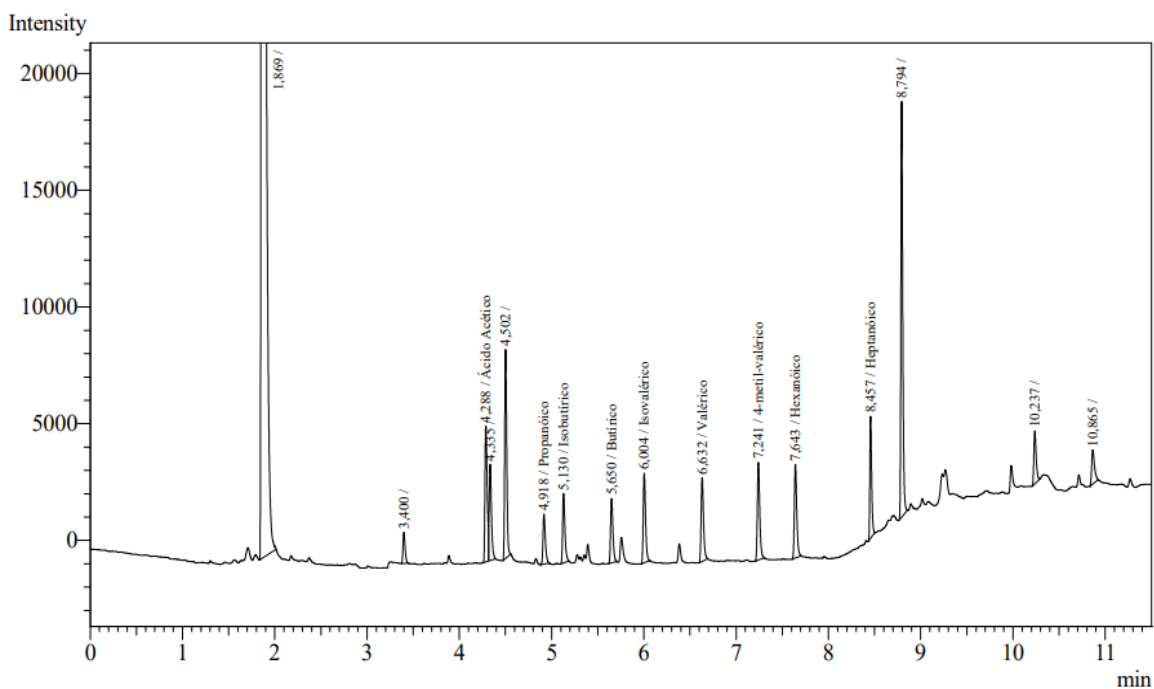
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,865	291889	117215	0,000				
2	4,288	9926	5541	137,906	ppm		1	Ácido Acético
3	4,334	11356	6838	0,000		V		
4	4,499	25361	16182	0,000				
5	4,917	3924	2250	41,616	ppm		2	Propanóico
6	5,129	5196	2978	43,057	ppm		3	Isobutírico
7	5,391	3802	2415	0,000				
8	5,650	5051	2873	42,225	ppm		4	Butírico
9	5,754	3270	1700	0,000		V		
10	6,005	6876	3923	52,655	ppm		5	Isovalérico
11	6,385	2688	1479	0,000				
12	6,632	6666	3683	51,891	ppm		6	Valérico
13	7,241	7544	4162	56,703	ppm		7	4-metil-valérico
14	7,641	7371	3984	55,590	ppm		8	Hexanóico
15	8,457	6973	5027	67,146	ppm		9	Heptanóico
16	8,794	29384	20377	0,000				
17	9,980	3687	2185	0,000				
18	10,235	7873	4542	0,000				
19	10,862	3628	1805	0,000				
Total		442465	209159					

Apêndice 11. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da fibra de coco após 48h de degradação natural.



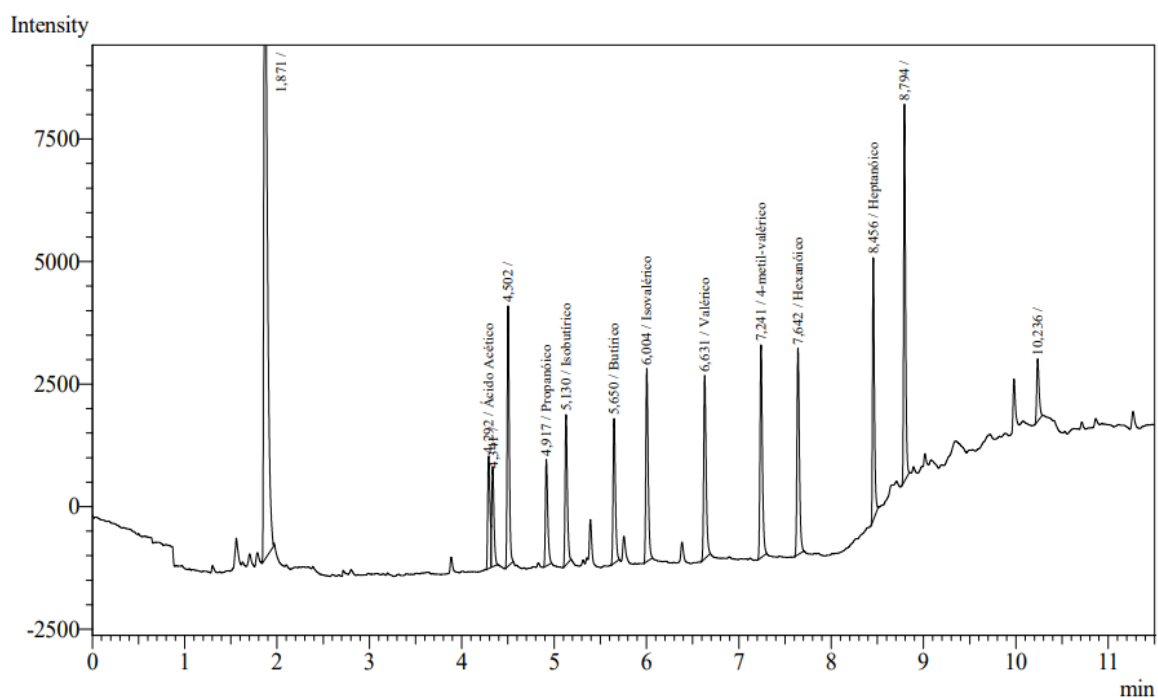
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,624	1922	1213	0,000				
2	1,866	181439	73933	0,000				
3	3,399	1785	1131	0,000				
4	4,288	10109	5782	140,446	ppm		1	Ácido Acético
5	4,334	8982	5298	0,000		V		
6	4,500	20599	12936	0,000				
7	4,917	3948	2249	41,872	ppm		2	Propanóico
8	5,130	5270	3012	43,669	ppm		3	Isobutírico
9	5,391	2956	1939	0,000				
10	5,649	5172	2946	43,238	ppm		4	Butírico
11	5,754	2991	1505	0,000		V		
12	6,004	7107	4046	54,422	ppm		5	Isovalérico
13	6,384	2178	1179	0,000				
14	6,632	6790	3762	52,853	ppm		6	Valérico
15	7,241	7792	4315	58,565	ppm		7	4-metil-valérico
16	7,641	7644	4168	57,650	ppm		8	Hexanóico
17	8,457	7159	5109	68,929	ppm		9	Heptanóico
18	8,794	21885	15277	0,000				
19	9,980	2798	1678	0,000				
20	10,235	7064	3986	0,000				
21	10,864	3058	1474	0,000				
Total		318648	156938					

Apêndice 12. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da fibra de coco após 72h de degradação natural.



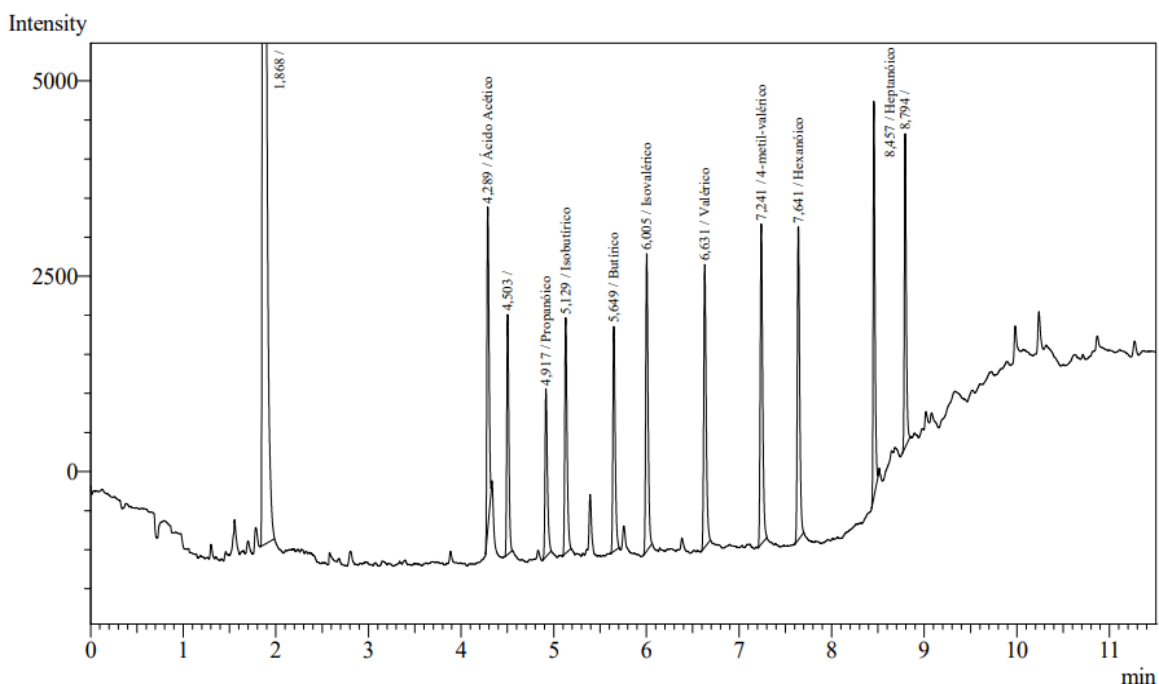
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,869	288977	114678	0,000				
2	3,400	2085	1305	0,000				
3	4,288	9921	5745	137,835	ppm		1	Ácido Acético
4	4,335	6975	4072	0,000		V		
5	4,502	13613	8851	0,000				
6	4,918	3831	2122	40,627	ppm		2	Propanóico
7	5,130	5114	2903	42,377	ppm		3	Isobutírico
8	5,650	4833	2737	40,398	ppm		4	Butírico
9	6,004	6603	3806	50,561	ppm		5	Isovalérico
10	6,632	6401	3497	49,828	ppm		6	Valérico
11	7,241	7528	4152	56,584	ppm		7	4-metil-valérico
12	7,643	7215	3970	54,418	ppm		8	Hexanóico
13	8,457	6962	4959	67,036	ppm		9	Heptanóico
14	8,794	24994	17391	0,000				
15	10,237	3901	2245	0,000				
16	10,865	3131	1437	0,000				
Total		402084	183870					

Apêndice 13. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido do pseudocaule de bananeira sem o processo de degradação natural.



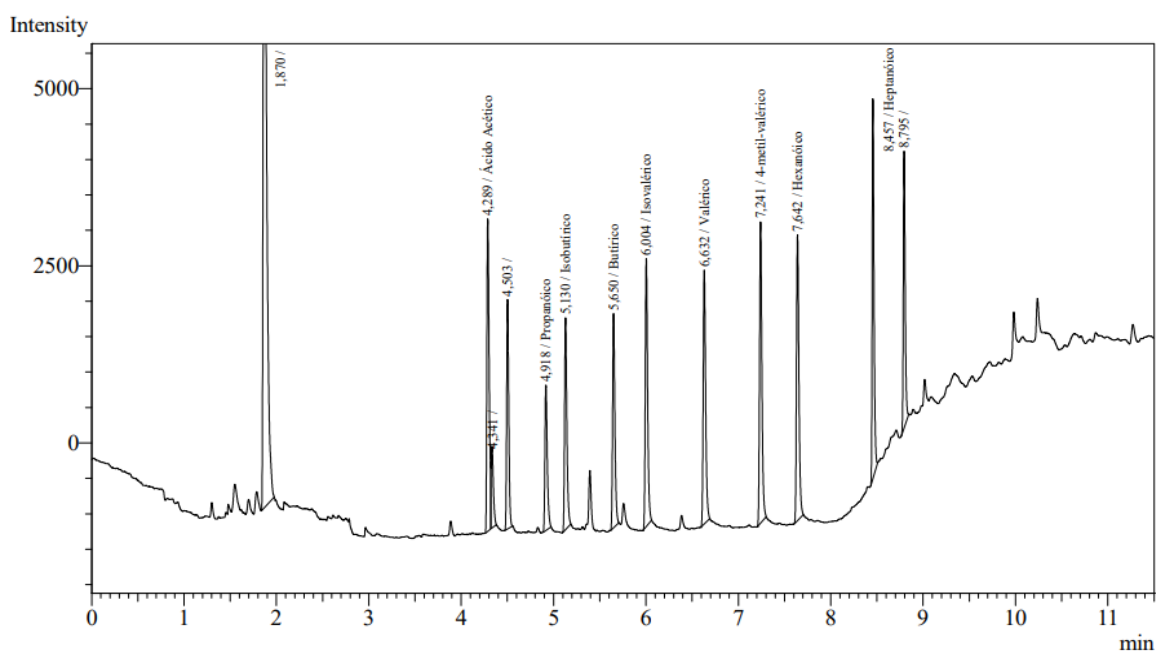
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,871	35239	13230	0,000				
2	4,292	3912	2272	54,351	ppm		1	Ácido Acético
3	4,341	3472	1927	0,000		V		
4	4,502	8227	5257	0,000				
5	4,917	3816	2146	40,468	ppm		2	Propanóico
6	5,130	5099	2968	42,252	ppm		3	Isobutírico
7	5,650	5115	2927	42,755	ppm		4	Butírico
8	6,004	6768	3896	51,826	ppm		5	Isovalérico
9	6,631	6658	3690	51,829	ppm		6	Valérico
10	7,241	7775	4303	58,442	ppm		7	4-metil-valérico
11	7,642	7571	4159	57,102	ppm		8	Hexanóico
12	8,456	7307	5223	70,357	ppm		9	Heptanóico
13	8,794	10723	7450	0,000				
14	10,236	2249	1256	0,000				
Total		113931	60704					

Apêndice 14. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido do pseudocaule de bananeira após 24h de degradação natural.



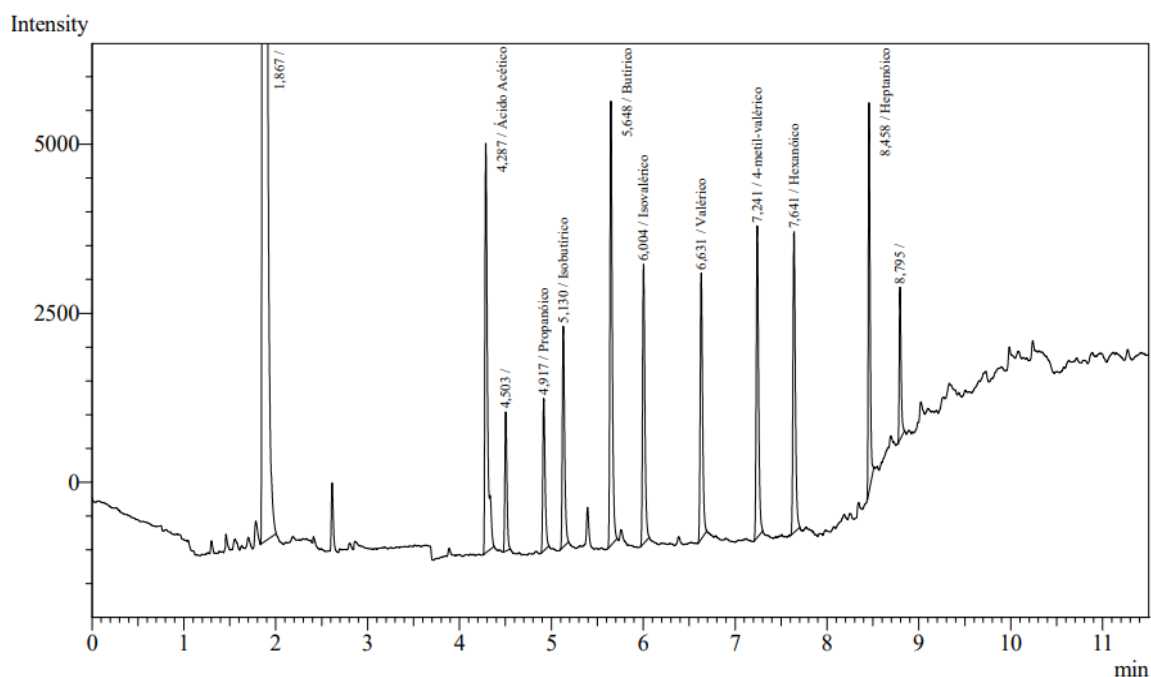
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,868	54805	21658	0,000				
2	4,289	6439	4038	89,464	ppm		1	Ácido Acético
3	4,503	4757	3035	0,000				
4	4,917	3856	2133	40,891	ppm		2	Propanóico
5	5,129	5127	2924	42,478	ppm		3	Isobutírico
6	5,649	4948	2845	41,366	ppm		4	Butírico
7	6,005	6553	3777	50,181	ppm		5	Isovalérico
8	6,631	6438	3579	50,112	ppm		6	Valérico
9	7,241	7461	4070	56,077	ppm		7	4-metil-valérico
10	7,641	7098	3944	53,532	ppm		8	Hexanóico
11	8,457	6780	4835	65,283	ppm		9	Heptanóico
12	8,794	5665	3940	0,000				
Total		119927	60778					

Apêndice 15. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido do pseudocaule de bananeira após 48h de degradação natural.



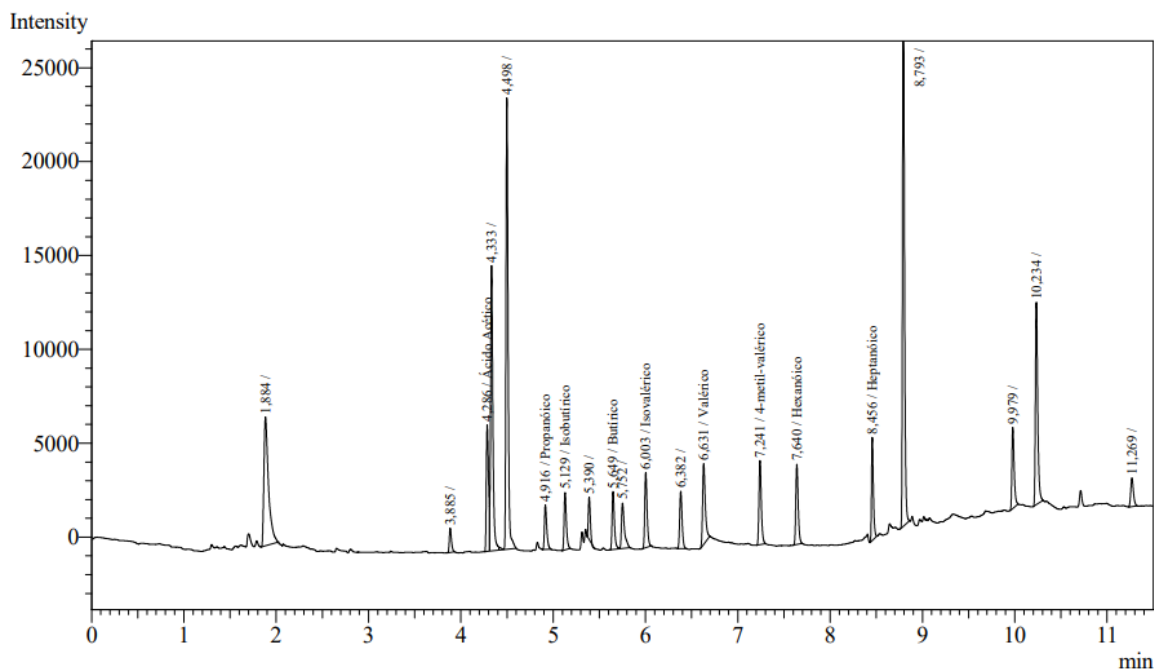
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,870	27811	10808	0,000				
2	4,289	7638	4349	106,111	ppm		1	Ácido Acético
3	4,341	1898	1062	0,000		V		
4	4,503	5041	3211	0,000				
5	4,918	3652	2036	38,728	ppm		2	Propanóico
6	5,130	5092	2905	42,189	ppm		3	Isobutírico
7	5,650	5126	3001	42,854	ppm		4	Butírico
8	6,004	6551	3748	50,163	ppm		5	Isovalérico
9	6,632	6442	3525	50,150	ppm		6	Valérico
10	7,241	7592	4224	57,064	ppm		7	4-metil-valérico
11	7,642	7356	3984	55,477	ppm		8	Hexanóico
12	8,457	7183	5122	69,168	ppm		9	Heptanóico
13	8,795	5498	3857	0,000				
Total		96880	51832					

Apêndice 16. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido do pseudocaule de bananeira após 72h de degradação natural.



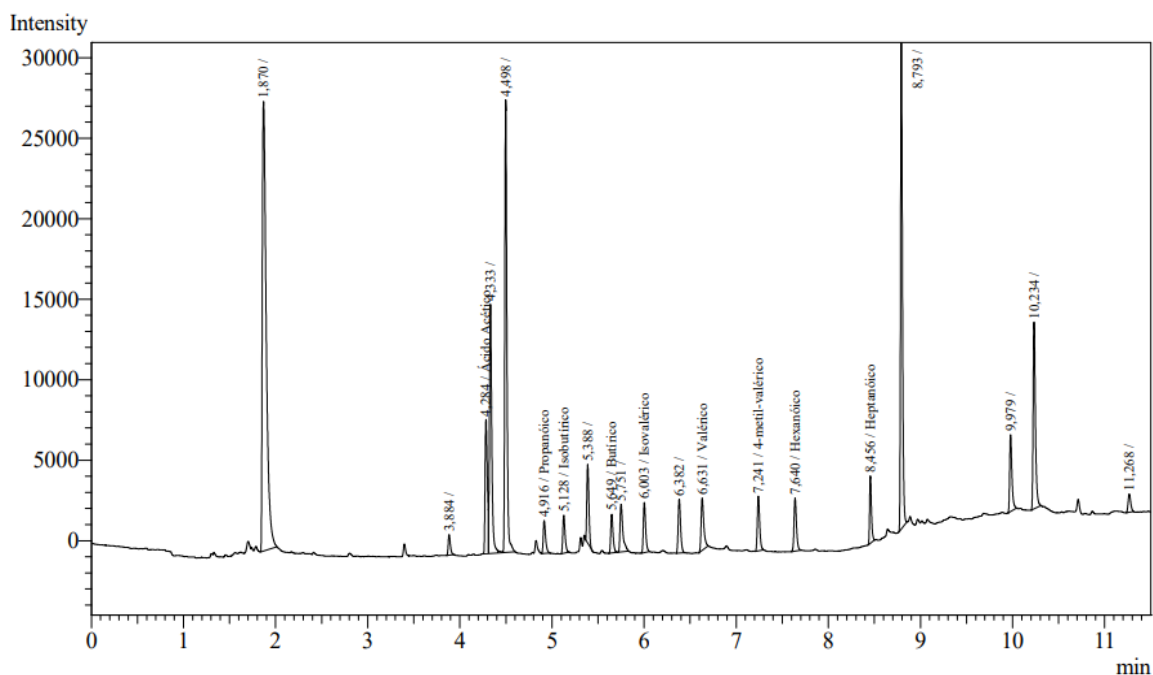
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,867	123166	49258	0,000				
2	4,287	11703	6015	162,598	ppm		1	Ácido Acético
3	4,503	3210	2015	0,000				
4	4,917	3945	2237	41,839	ppm		2	Propanóico
5	5,130	5535	3182	45,866	ppm		3	Isobutírico
6	5,648	11410	6412	95,383	ppm		4	Butírico
7	6,004	7204	4090	55,160	ppm		5	Isovalérico
8	6,631	6944	3875	54,051	ppm		6	Valérico
9	7,241	8217	4579	61,763	ppm		7	4-metil-valérico
10	7,641	7983	4381	60,212	ppm		8	Hexanóico
11	8,458	7604	5567	73,216	ppm		9	Heptanóico
12	8,795	3127	2222	0,000				
Total		200048	93833					

Apêndice 17. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da cana pura sem o processo de degradação natural.



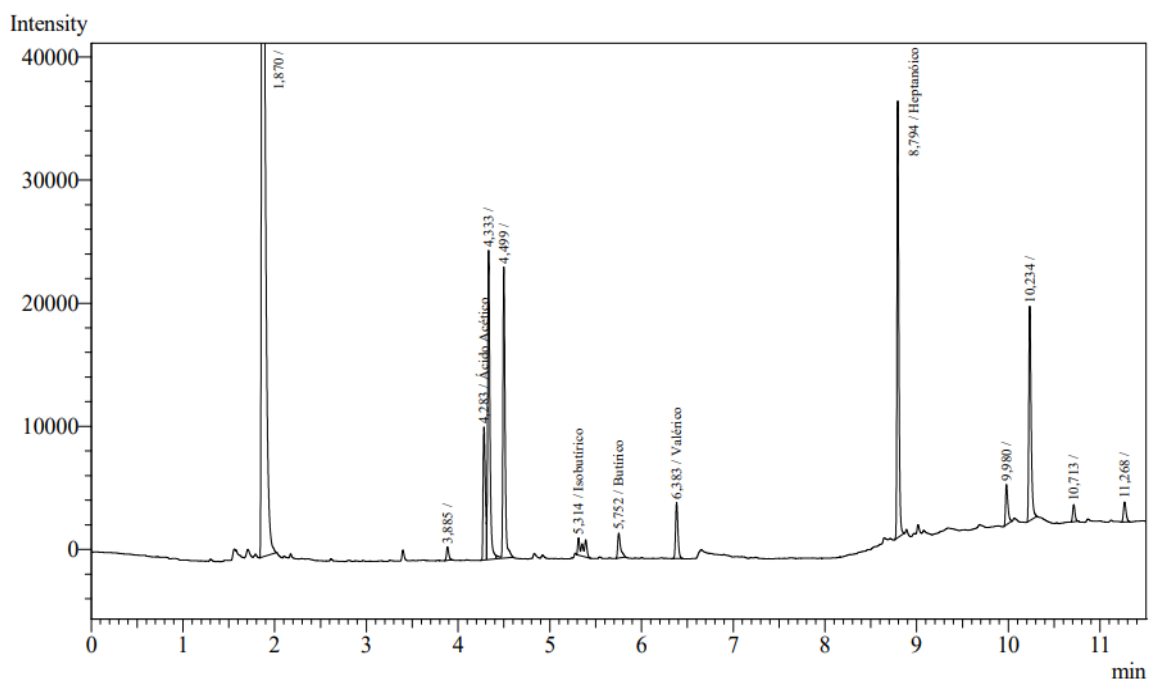
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,884	23540	6817	0,000				
2	3,885	2051	1259	0,000				
3	4,286	11514	6685	159,968	ppm		1	Ácido Acético
4	4,333	25623	15018	0,000		V		
5	4,498	38681	23529	0,000		V		
6	4,916	4165	2343	44,173	ppm		2	Propanóico
7	5,129	5190	2976	43,002	ppm		3	Isobutírico
8	5,390	3207	2196	0,000				
9	5,649	5392	3057	45,071	ppm		4	Butírico
10	5,752	5339	2395	0,000		V		
11	6,003	7000	3966	53,603	ppm		5	Isovalérico
12	6,382	5458	3030	0,000				
13	6,631	8588	4240	66,850	ppm		6	Valérico
14	7,241	8041	4446	60,436	ppm		7	4-metil-valérico
15	7,640	7642	4163	57,637	ppm		8	Hexanóico
16	8,456	7479	5227	72,014	ppm		9	Heptanóico
17	8,793	45266	31323	0,000				
18	9,979	7264	4256	0,000				
19	10,234	18500	10484	0,000				
20	11,269	3049	1500	0,000				
Total		242989	138910					

Apêndice 18. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da cana pura após 24h de degradação natural.



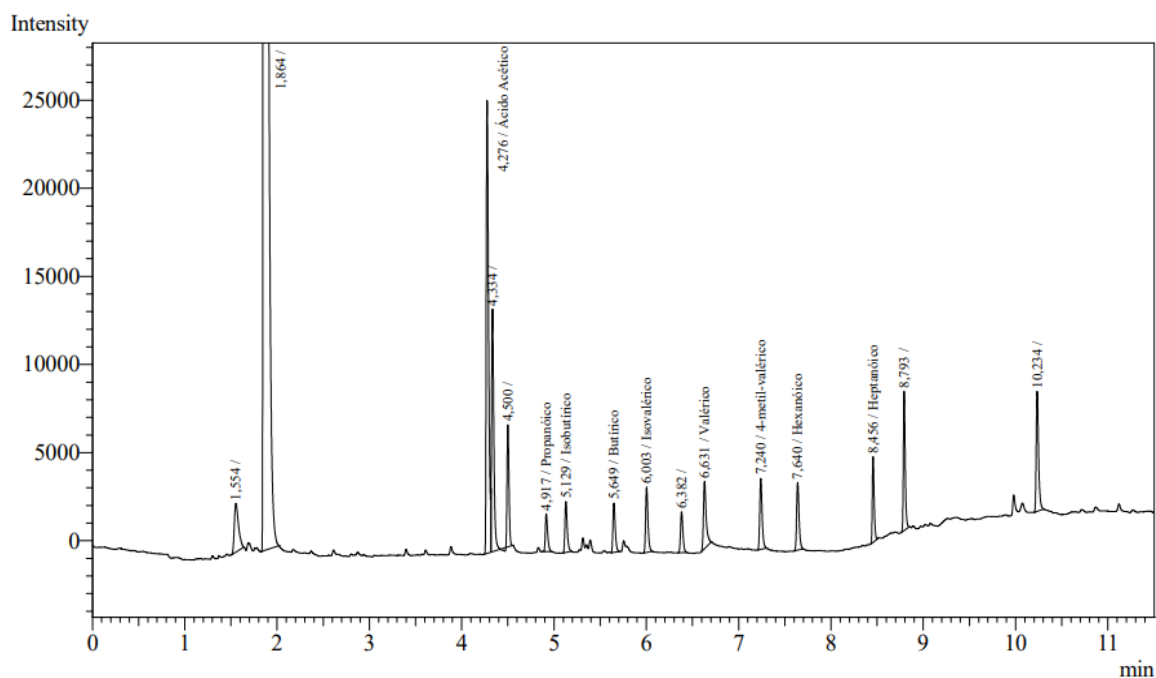
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,870	83092	27858	0,000				
2	3,884	2062	1246	0,000				
3	4,284	14481	8123	201,190	ppm		1	Ácido Acético
4	4,333	26245	15246	0,000		V		
5	4,498	44206	27800	0,000		V		
6	4,916	3609	2016	38,268	ppm		2	Propanóico
7	5,128	4009	2322	33,216	ppm		3	Isobutírico
8	5,388	7353	4834	0,000				
9	5,649	4177	2384	34,916	ppm		4	Butírico
10	5,751	6294	2905	0,000		V		
11	6,003	5360	3066	41,045	ppm		5	Isovalérico
12	6,382	5997	3323	0,000				
13	6,631	6520	3192	50,749	ppm		6	Valérico
14	7,241	6040	3378	45,397	ppm		7	4-metil-valérico
15	7,640	6016	3192	45,372	ppm		8	Hexanóico
16	8,456	5674	3979	54,637	ppm		9	Heptanóico
17	8,793	45125	31388	0,000				
18	9,979	8054	4683	0,000				
19	10,234	19638	11352	0,000				
20	11,268	2213	1132	0,000				
Total		306165	163419					

Apêndice 19. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da cana pura após 48h de degradação natural.



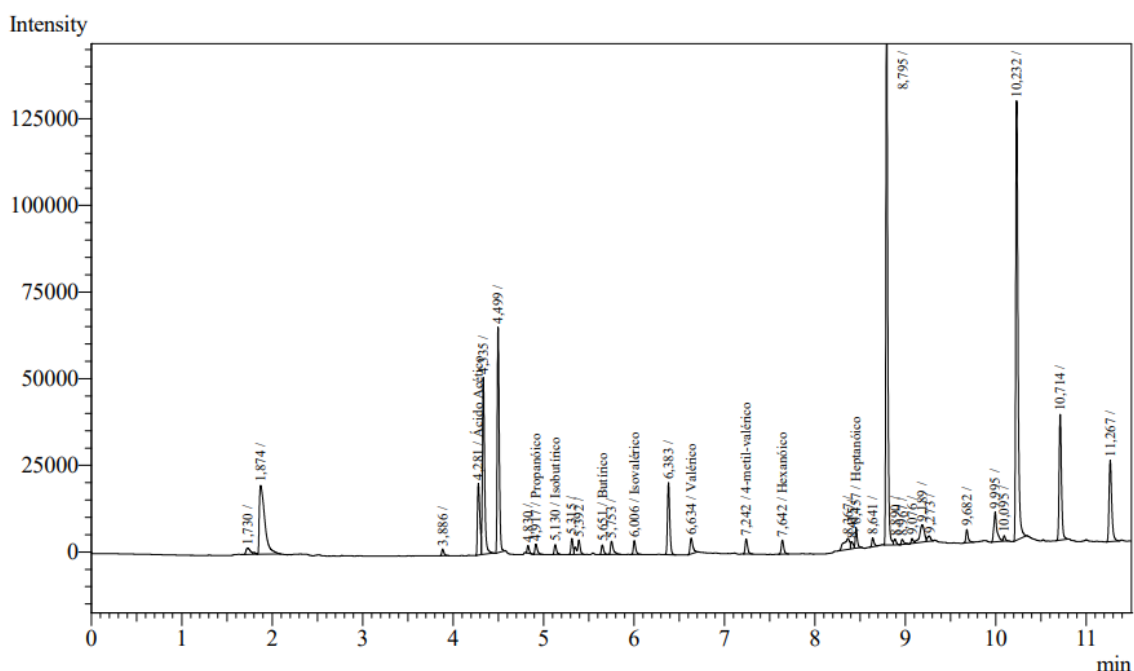
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,870	190289	65380	0,000				
2	3,885	1848	1080	0,000				
3	4,283	18596	10704	258,352	ppm		1	Ácido Acético
4	4,333	41668	24831	0,000		V		
5	4,499	38409	23076	0,000		V		
6	5,314	5938	1395	49,200	ppm		3	Isobutírico
7	5,752	4394	2011	36,728	ppm		4	Butírico
8	6,383	8085	4492	62,938	ppm		6	Valérico
9	8,794	49105	34770	472,826	ppm		9	Heptanóico
10	9,980	5826	3236	0,000				
11	10,234	29984	17199	0,000				
12	10,713	2381	1379	0,000				
13	11,268	3141	1598	0,000				
Total		399664	191151					

Apêndice 20. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da cana pura após 72h de degradação natural.



Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,554	8832	2742	0,000				
2	1,864	487847	196585	0,000				
3	4,276	45203	25096	628,012	ppm		1	Ácido Acético
4	4,334	22897	13646	0,000		V		
5	4,500	9860	6772	0,000		V		
6	4,917	3677	2119	38,994	ppm		2	Propanóico
7	5,129	4980	2843	41,266	ppm		3	Isobutírico
8	5,649	4869	2770	40,703	ppm		4	Butílico
9	6,003	6423	3659	49,184	ppm		5	Isovalérico
10	6,382	4107	2292	0,000				
11	6,631	7742	3780	60,263	ppm		6	Valérico
12	7,240	7341	3985	55,177	ppm		7	4-metil-valérico
13	7,640	7018	3763	52,934	ppm		8	Hexanóico
14	8,456	6596	4709	63,516	ppm		9	Heptanóico
15	8,793	11035	7560	0,000				
16	10,234	11869	6696	0,000				
Total		650296	289017					

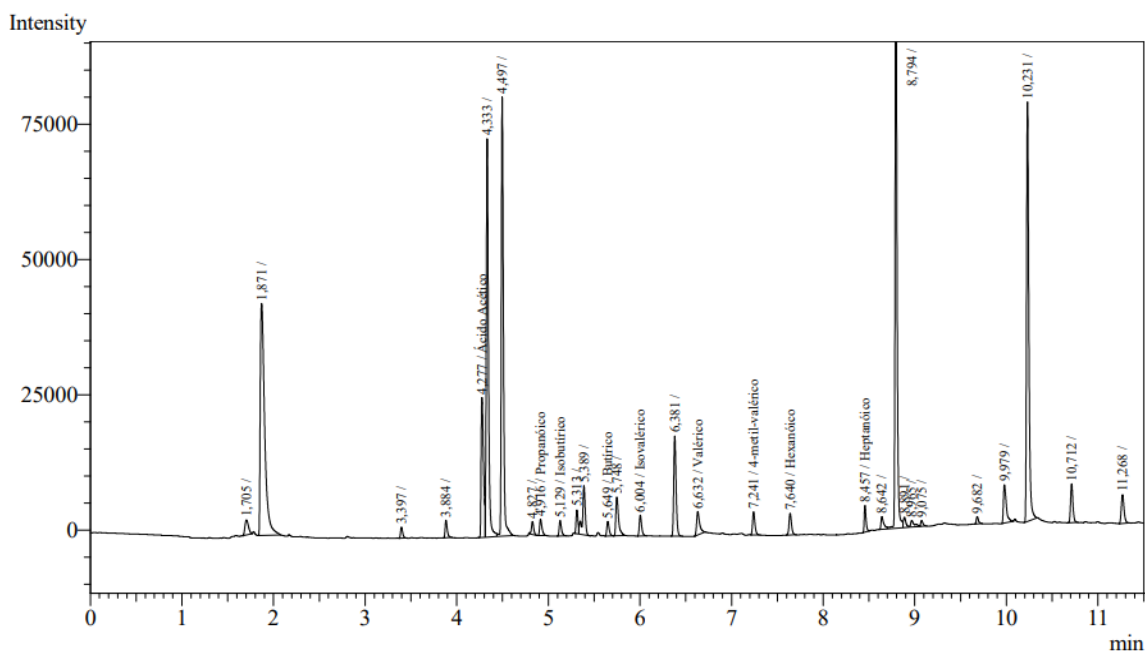
Apêndice 21. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da cana com melão sem o processo de degradação natural.



Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,730	5984	1857	0,000				
2	1,874	84214	19786	0,000		V		
3	3,886	3152	1937	0,000				
4	4,281	37613	20236	522,561	ppm		1	Ácido Acético
5	4,335	86290	50000	0,000		V		
6	4,499	98851	63635	0,000				
7	4,830	3274	2138	0,000				
8	4,917	5258	2817	55,763	ppm		2	Propanóico
9	5,130	4971	2850	41,191	ppm		3	Isobutírico
10	5,315	7542	4610	0,000				
11	5,392	10534	4150	0,000		V		
12	5,651	4961	2796	41,473	ppm		4	Butírico
13	5,753	8152	3768	0,000		V		
14	6,006	6633	3800	50,788	ppm		5	Isovalérico
15	6,383	35819	20580	0,000				
16	6,634	9864	4546	76,780	ppm		6	Valérico
17	7,242	7851	4283	59,010	ppm		7	4-metil-valérico
18	7,642	7530	4057	56,793	ppm		8	Hexanóico
19	8,367	14197	3115	0,000				
20	8,415	3743	1863	0,000		V		
21	8,457	8480	5685	81,652	ppm	V	9	Heptanóico
22	8,641	4126	2516	0,000				
23	8,795	217826	158137	0,000				
24	8,890	3115	1644	0,000		V		
25	8,967	2706	1445	0,000				
26	9,076	2064	1350	0,000		V		
27	9,189	17627	4973	0,000		V		
28	9,273	3778	1360	0,000		V		
29	9,682	6550	3802	0,000				
30	9,995	20263	8584	0,000				
31	10,095	2502	1550	0,000		V		

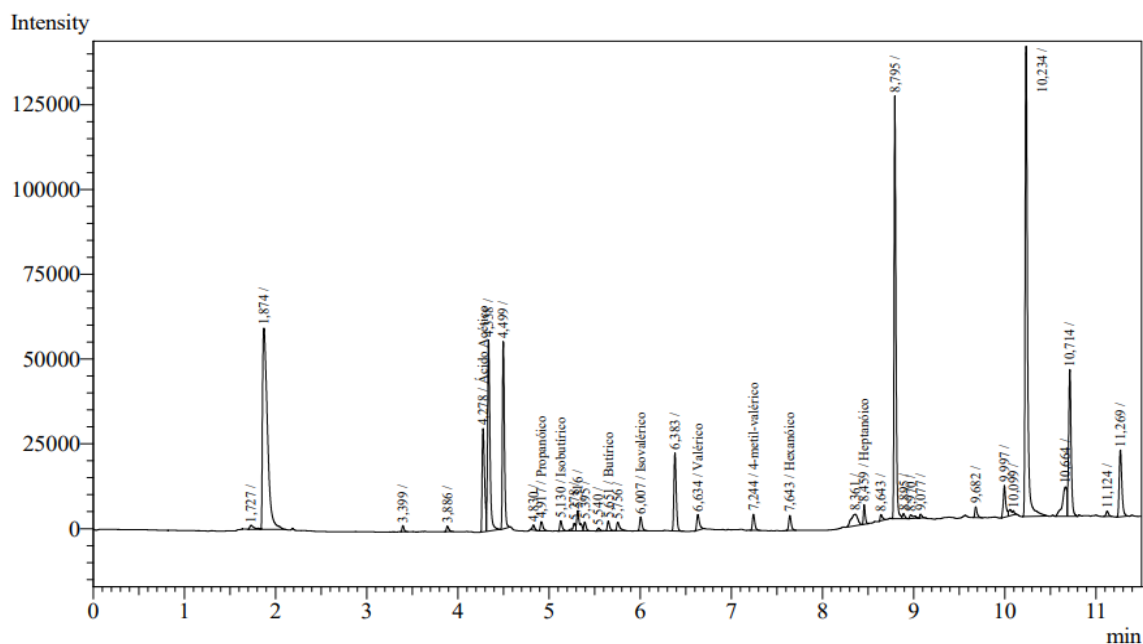
Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
32	10,232	217119	125728	0,000				
33	10,714	64546	36055	0,000				
34	11,267	47669	23144	0,000				
Total		1064804	598797					

Apêndice 22. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da cana com melação após 24h de degradação natural.



Peak#	Ret. Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,705	7323	2760	0,000				
2	1,871	142252	42715	0,000				
3	3,397	3165	2003	0,000				
4	3,884	5186	3140	0,000				
5	4,277	47972	25506	666,479	ppm		1	Ácido Acético
6	4,333	119629	72343	0,000		V		
7	4,497	128588	80131	0,000		V		
8	4,827	4082	2380	0,000				
9	4,916	5472	2935	58,030	ppm		2	Propanóico
10	5,129	4881	2801	40,442	ppm		3	Isobutírico
11	5,313	6513	4302	0,000				
12	5,389	18780	8988	0,000		V		
13	5,649	4650	2667	38,873	ppm		4	Butírico
14	5,748	14723	7100	0,000		V		
15	6,004	6660	3820	50,996	ppm		5	Isovalérico
16	6,381	32261	18037	0,000				
17	6,632	9843	4246	76,618	ppm		6	Valérico
18	7,241	7625	4208	57,313	ppm		7	4-metil-valérico
19	7,640	7611	3943	57,407	ppm		8	Hexanóico
20	8,457	6573	4740	63,291	ppm		9	Heptanóico
21	8,642	4845	2306	0,000				
22	8,794	164092	112876	0,000		V		
23	8,891	3598	1914	0,000		V		
24	8,965	3412	1149	0,000		V		
25	9,075	1756	1072	0,000		V		
26	9,682	2201	1343	0,000				
27	9,979	15147	6939	0,000				
28	10,231	132348	75673	0,000				
29	10,712	12605	7056	0,000				
30	11,268	10740	5285	0,000				
Total		934533	514378					

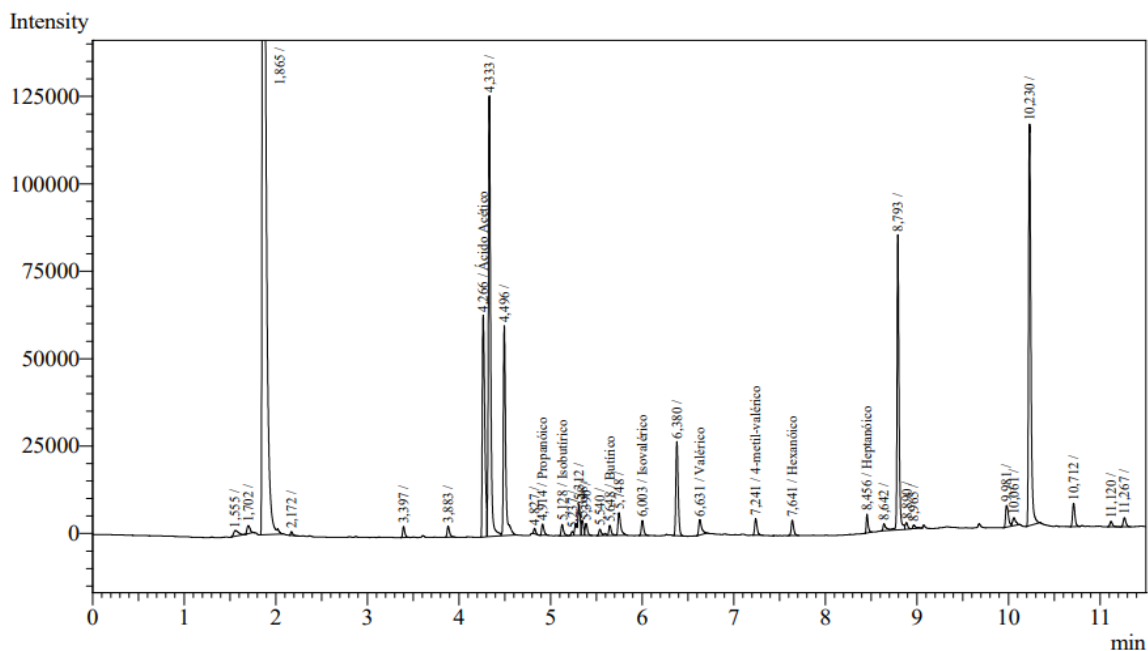
Apêndice 23. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da cana com melação após 48h de degradação natural.



Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,727	3900	1004	0,000				
2	1,874	221736	59267	0,000		V		
3	3,399	2608	1764	0,000				
4	3,886	2902	1665	0,000				
5	4,278	55779	30265	774,944	ppm		1	Ácido Acético
6	4,338	102436	55744	0,000		V		
7	4,499	84003	53255	0,000				
8	4,830	2840	1545	0,000				
9	4,917	5155	2709	54,663	ppm		2	Propanóico
10	5,130	5459	2964	45,232	ppm		3	Isobutírico
11	5,278	4864	2212	0,000		V		
12	5,316	13209	5826	0,000		V		
13	5,395	4305	2560	0,000		V		
14	5,540	1704	731	0,000				
15	5,651	4927	2806	41,191	ppm	V	4	Butírico
16	5,756	5497	2478	0,000		V		
17	6,007	7089	3990	54,283	ppm		5	Isovalérico
18	6,383	40270	22873	0,000				
19	6,634	9413	4614	73,272	ppm		6	Valérico
20	7,244	8448	4611	63,501	ppm		7	4-metil-valérico
21	7,643	8017	4367	60,467	ppm		8	Hexanóico
22	8,361	17331	3401	0,000				
23	8,459	7641	5684	73,572	ppm		9	Heptanóico
24	8,643	3309	1856	0,000				
25	8,795	173648	123143	0,000				
26	8,895	2660	1402	0,000		V		
27	8,970	3395	1120	0,000				
28	9,077	1953	1130	0,000		V		
29	9,682	5221	3142	0,000				
30	9,997	17609	9093	0,000				
31	10,099	5350	1182	0,000		V		

Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
32	10,234	249042	135331	0,000				
33	10,664	30562	8626	0,000				
34	10,714	81895	42840	0,000		V		
35	11,124	2941	1572	0,000				
36	11,269	39723	19614	0,000				
Total		1236841	626386					

Apêndice 24. Cromatograma do perfil químico com os principais compostos voláteis encontrados no extrato obtido da cana com melação após 72h de degradação natural.



Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
1	1,555	6216	1541	0,000				
2	1,702	5253	2342	0,000				
3	1,865	791946	315496	0,000		S		
4	2,172	1555	1052	0,000				
5	3,397	4984	3115	0,000				
6	3,883	5724	3123	0,000				
7	4,266	120205	62153	1670,041	ppm		1	Ácido Acético
8	4,333	211092	124035	0,000		V		
9	4,496	103026	59131	0,000		V		
10	4,827	2293	1563	0,000				
11	4,914	5825	3171	61,773	ppm		2	Propanóico
12	5,128	5720	3182	47,393	ppm		3	Isobutírico
13	5,237	1919	1105	0,000		V		
14	5,312	20165	8823	0,000		V		
15	5,348	7244	4375	0,000		V		
16	5,390	6043	3404	0,000		V		
17	5,540	3260	1774	0,000				
18	5,648	6016	2847	50,295	ppm	V	4	Butírico
19	5,748	13913	6358	0,000		V		
20	6,003	7543	4230	57,755	ppm		5	Isovalérico
21	6,380	46947	26210	0,000				
22	6,631	9931	4426	77,309	ppm		6	Valérico
23	7,241	8636	4720	64,909	ppm		7	4-metil-valérico
24	7,641	8042	4345	60,651	ppm		8	Hexanóico
25	8,456	7152	5142	68,862	ppm		9	Heptanóico
26	8,642	4426	2012	0,000				
27	8,793	122756	80474	0,000		V		
28	8,890	3606	1894	0,000		V		
29	8,965	2533	978	0,000		V		
30	9,981	13482	6183	0,000				
31	10,061	5393	2268	0,000		V		

Peak#	Ret.Time	Area	Height	Conc.	Unit	Mark	ID#	Cmpd Name
32	10,230	196645	111688	0,000				
33	10,712	11949	6614	0,000				
34	11,120	2964	1519	0,000				
35	11,267	4960	2522	0,000		V		
Total		1779364	873815					