UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO

FACULDADE DE CIÊNCIAS FARMACÊUTICAS

Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos

Área de Bromatologia

A influência da proximidade da biodiversidade da Mata Atlântica no perfil de compostos voláteis de bananas (*Musa acuminata* AAA cv. Nanicão) produzidas no Vale do Ribeira-SP.

Maria Fernanda Nobre dos Santos Calháu

Dissertação para obtenção do grau de MESTRE

Orientadora: Profa. Tit. Beatriz Rosana Cordenunsi

São Paulo

2014

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO
FACULDADE DE CIÊNCIAS FARMACÊUTICAS
Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos
Área de Bromatologia

A influência da proximidade da biodiversidade da Mata Atlântica no perfil de compostos voláteis de bananas (*Musa acuminata* AAA cv. Nanicão) produzidas no Vale do Ribeira-SP.

Versão original encontra-se no serviço de Pós-Graduação da FCF/USP.

Maria Fernanda Nobre dos Santos Calháu

Dissertação para obtenção do grau de MESTRE

Orientadora: Profa. Tit. Beatriz Rosana Cordenunsi

São Paulo
2014

Autorizo a reprodução e divulgação total ou parcial deste trabalho, por qualquer meio convencional ou eletrônico, para fins de estudo e pesquisa, desde que citada a fonte.

Ficha Catalográfica
Elaborada pela Divisão de Biblioteca e
Documentação do Conjunto das Químicas da USP

Calhau, Maria Fernanda Nobre dos Santos
C152i A influência da proximidade da biodiversidade da Mata Atlântica
no perfil de compostos voláteis de bananas (*Musa acuminata* AAA cv.
Nanicão) produzidas no Vale do Ribeira-SP / Maria Fernanda
Nobre dos Santos Calhau. -- São Paulo, 2014.
153p.

Dissertação (mestrado) - Faculdade de Ciências Farmacêuticas da
Universidade de São Paulo. Departamento de Alimentos e Nutrição
Experimental.

Orientador: Cordenunsi, Beatriz Rosana

1. Banana : Ciência dos alimentos 2. Biodiversidade I. T. II.
Cordenunsi, Beatriz Rosana, orientador.

641.34651 CDD

Maria Fernanda Nobre dos Santos Calháu

A influência da proximidade da biodiversidade da Mata Atlântica no perfil de compostos voláteis de bananas (*Musa acuminata* AAA cv. Nanicão) produzidas no Vale do Ribeira-SP.

Comissão Julgadora
da
Dissertação para obtenção do grau de Mestre

Profa. Tit. Beatriz Rosana Cordenunsi (FCF/USP)
Orientadora/presidente

Prof Dr. Eduardo Purgatto (FCF/USP)
1º examinador

Prof. Dr. Luciano Freschi (IB/USP)
2º examinador

São Paulo, setembro de 2014.

DEDICATÓRIA

Aos meus pais Waldyr dos Santos Calháu e Maria Cecilia Nobre dos Santos Calháu por terem se dedicado inteiramente, sempre, à nossa família. Por cada dia de trabalho que proporcionou o financiamento dos meus estudos para que eu chegasse até aqui, agradeço. Pelo caráter, amor, carinho e confiança sem medida, admiro-os.

Aos meus irmãos Nathalia Nobre dos Santos Calháu e Mauricio Nobre dos Santos Calháu por cuidarem de mim em todos os momentos de minha vida, incluindo os de felicidade e também os não tão alegres. Respeito-os e os amo.

Aos meus sobrinhos queridos por cada sorriso alegre. Como tornam minha vida mais feliz!

À Beatriz Rosana Cordenunsi por crer em minha capacidade e pela oportunidade de desenvolver este trabalho, nunca impondo limites. Admiro-a imensamente pelo exemplo de ser humano e capacidade profissional.

À Florence Polegato Castelan pelos anos de amizade e amor fraternal. Agradeço por ter acreditado em mim quando nem eu mesma acreditava.

Às equipes de remo do CEPEUSP e Corinthians por todas as prazerosas manhãs ao nascer do Sol em São Paulo, tornando meus dias mais fáceis.

Ao meu amor Erick Johannes Steltenpool por me incentivar desde o início deste projeto, por acreditar na minha força de trabalho e pela ajuda com o Excel! Mas, acima de tudo, agradeço por todo o amor e retribuo.

Dedico.

AGRADECIMENTOS

À Profa. Tit. Beatriz Rosana Cordenunsi pela orientação e apoio logístico, intelectual e psicológico. Agradeço pela liberdade e confiança durante o desenvolvimento do meu trabalho.

À equipe do Projeto Biodiversidade, Ma. Florence Polegato Castelan, Ma. Talita Pimenta do Nascimento, Me. Victor Costa Castro Alves e Me. Lorenzo de Amorim Saraiva, com os quais compartilhei os trabalhos de campo e caracterização das amostras em laboratório e também por toda ajuda intelectual.

Ao Prof. Assoc. João Roberto Oliveira do Nascimento pelas preciosas sugestões e disponibilidade para sanar dúvidas.

Ao Prof. Dr. Eduardo Purgatto por ter me recebido inúmeras vezes em sua sala, mostrando toda disponibilidade possível para enriquecer meu trabalho. Pelas agradáveis horas de conversa e pelas sugestões feitas no exame de qualificação.

Ao Prof. Tit. Carlos Tadeu dos Santos Dias (ESALQ/USP) por ser tão amável ao ajudar a resolver os problemas relacionados à estatística deste trabalho.

Ao Prof. Assoc. Angelo Pedro Jacomino (ESALQ/USP) e à Dra. Fernanda Helena Golçalves Peroni Okita pelas críticas construtivas feitas durante meu exame de qualificação.

À Dra. Roberta Guedini pelas tardes de ajuda e conversas sobre vias metabólicas, sempre me incentivando a fazer um bom trabalho.

Às amigas Florence Polegato Castelan, Bruna Lima Gomes e Gabriela H. Schimitz por serem sempre tão dispostas a ajudar e discutir sobre o trabalho.

À Técnica Lúcia Helena Silva pela execução das análises de amido e apoio técnico.

À Assistente Marcia Moraes pela execução do método de microextração dos açúcares solúveis e à Técnica Dra. Tania Misuzu Shiga pela quantificação dos açúcares por cromatografia líquida.

À todos os meus colegas do Laboratório de Química e Bioquímica de Alimentos da Faculdade de Ciências Farmacêuticas da USP, pelo apoio e momentos descontraídos.

Aos funcionários da Faculdade de Ciências Farmacêuticas (USP), especialmente ao Edilson Feitosa dos Santos, Mônica Dealis Perussi, Roberta Uehara e Cleonice Estrela Cabral Gonçalves, membros da secretaria do Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos, pela atenção e apoio técnico.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e à CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) pela concessão da bolsa de mestrado e ao Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos da Universidade de São Paulo, pela oportunidade e auxílio financeiro.

RESUMO

CALHAU, M. F. N. S. **A influência da proximidade da biodiversidade da Mata Atlântica no perfil de compostos voláteis de bananas (*Musa acuminata* AAA cv. Nanicão) produzidas no Vale do Ribeira-SP.** 153 p. Dissertação (Mestrado em Ciências dos Alimentos). Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Universidade de São Paulo, São Paulo-SP, 2014.

O principal polo produtor de banana no estado de São Paulo está na Divisão Regional e Agrícola de Registro, que se estende do Vale do Ribeira até o litoral sul do estado. Nesta região, a produção de banana é a principal atividade dos produtores rurais e é responsável pela principal demanda de insumos e serviços de comercialização. No entanto, o Vale do Ribeira se caracteriza por ser uma região com baixos níveis de tecnologia e mecanização e a qualidade de vida é bastante baixa, fatores que contribuem para a baixa produtividade da banana. Este trabalho teve como objetivo estabelecer os efeitos que a proximidade da biodiversidade nativa da Mata Atlântica promove nos atributos físico-químicos e bioquímicos do fruto da bananeira, em decorrência da proximidade da biodiversidade. Duas parcelas foram escolhidas para fornecer as amostras posteriormente analisadas quanto a parâmetros fisiológicos, químicos e bioquímicos: a parcela "Controle" plenamente inserida em um bananal convencional e a parcela "Biodiversidade" com 60% de seu perímetro rodeado pela biodiversidade da Mata Atlântica. Foram feitas as seguintes avaliações nos frutos colhidos destas parcelas: análise dos perfis de etileno e CO₂ endógenos por cromatografia gasosa, quantificação de amido por método enzimático, e açúcares solúveis por CLAE-DAD, análise de textura (penetrômetro) e cor (colorímetro), determinação de compostos voláteis relacionados ao aroma por cromatografia gasosa e espectrometria de massas. Além de avaliações em campo de incidência e severidade de pragas e doenças, de luminosidade, radiação fotossinteticamente ativa, análise de solo e foliar, monitoramento da Umidade Relativa e temperatura. Os resultados mostraram que as plantas na parcela próxima à Mata Atlântica foram menos atacadas pela Sigatoka Negra (cerca de 15%) quando comparada à parcela Controle (cerca de 36%). Nos frutos colhidos, foram encontradas diferenças nos padrões de etileno, respiração, textura, cor, açúcares e perfil de compostos voláteis. Os resultados relativos ao perfil destes compostos mostraram alterações na rede de vias de biossíntese de compostos voláteis diferentes dos comumente detectados em bananas. Compostos típicos de frutos imaturos, conhecidos na literatura como Voláteis de Folhas Verdes (VFFVs) foram detectados nos perfis de compostos voláteis de frutos maduros das amostras da parcela Biodiversidade, indicando o desencadeamento de vias metabólicas relacionadas à defesa de plantas, tais como a Via da enzima Lipoxigenase (LOX) e a Via de Biossíntese de Terpenos. Este fato provavelmente teve origem na maior quantidade de sistemas ecológicos originários do fragmento florestal próximo à parcela, que favoreceram uma rede mais rica de relações entre as bananeiras e outros organismos, bem como entre as bananeiras e outras plantas, em comparação às plantas da parcela Controle. Constatou-se que as condições de cultivo no campo têm influência direta sobre o produto final, refletindo no processo de amadurecimento dos frutos.

Palavras-chave: Banana. Biodiversidade. Compostos voláteis. Defesa.

ABSTRACT

CALHAU, M. F. N. S. The influence of the proximity of the Atlantic Rainforest biodiversity in the profile of volatile compounds from bananas (*Musa acuminata* AAA cv. Nanicão) produced in Vale do Ribeira, SP. 155 p. Dissertação (Mestrado em Ciências dos Alimentos). Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Universidade de São Paulo, São Paulo-SP, 2014.

In São Paulo, the main banana producing region is the Divisão Regional e Agrícola de Registro, extending from the Vale do Ribeira to the southern coast of the state. In this region, the banana producing is the farmer's main activity and is responsible for the main demand of inputs and commercialization services. However, the Vale do Ribeira is characterized as a region with low levels of technology and mechanization and the quality of life is quite low, factors that contribute to low banana's productivity. This study aimed to establish the effects that the proximity of native Atlantic Forest biodiversity promotes on the physical, chemical and biochemical of banana, due to the proximity of biodiversity attributes. Two plots were chosen to provide samples subsequently analysed for physiological, biochemical and chemical parameters: a control plot fully inserted into a conventional banana produce and another plot, called by Biodiversity Plot, with 60% of its perimeter surrounded by the Atlantic Forest biodiversity. The following evaluations were made in the fruits harvested from such plots: analyses of endogenous ethylene and CO₂ profiles by gas chromatography, quantification of starch by enzymatic method, and soluble sugars by HPLC-DAD, texture analyses (penetrometer) and color (colorimeter), determination of volatile compounds related to flavor by gas chromatography and mass spectrometry. Apart from field evaluations of incidence and severity of pests and diseases, brightness photosynthetically active radiation, soil and leaf analyses, monitoring of relative humidity and temperature. The results showed that the plants in the plot next to the Atlantic Forest were less attacked by Black Sigatoka (about 15%) compared to the plants from the control plot (about 36%). In harvested fruits, differences were found in ethylene profiles, texture, color, sugars and volatile compound profile. The results for the profile of these compounds showed changes in the biosynthetic pathways of volatile compounds network, commonly found in bananas. Typical compounds immature fruit, known in the literature as Green Leaf Volatiles (GLVs) were detected in volatiles from samples of mature fruits portion Biodiversity profiles, indicating triggering of defense-related pathways in plants such as the Lipoxygenase Pathway and biosynthesis of terpenes pathway. This fact probably originated from the most amount of ecological systems originated near the plot forest fragment, which favored a richer network of relations among the banana plants and other organisms as well as between the banana trees and other plants, compared to plants of the control plot. The growing conditions in the field have direct influence on the final product, reflecting on the fruit ripening process.

Keywords: Banana. Biodiversity. Volatile compounds. Defense.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO
 - 1.1. A banana no mundo
 - 1.2. A banana no Brasil
 - 1.3. O mercado bananicultor no mundo e no Brasil
 - 1.4. O mercado bananicultor no estado de São Paulo e no Vale do Ribeira
 - 1.5. Biodiversidade e apelo comercial
 - 1.6. O processo de amadurecimento da banana
 - 1.7. Preferência dos consumidores brasileiros
 - 1.7.1. Aspectos físico-químicos determinantes na qualidade da banana
 - 1.7.2. Análise de defeitos
 - 1.8. Aroma e compostos voláteis
 - 1.8.1 Vias metabólicas e compostos voláteis
 - 1.9. Objetivos
2. MATERIAIS E MÉTODOS
 - 2.1. Campo
 - 2.1.1. Escolha das parcelas experimentais
 - 2.1.2. Marcação das plantas no campo e cálculo dos graus-dia
 - 2.1.3. Avaliação dos parâmetros relacionados às parcelas
 - 2.1.3.1. Características edáficas e de nutrição
 - 2.1.3.2. Características nutricionais foliares
 - 2.1.3.3. Monitoramento dos parâmetros climáticos
 - 2.1.3.4. Monitoramento fitossanitário
 - 2.1.3.5. Monitoramento da severidade da Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis*)
 - 2.1.3.6. Monitoramento da Broca da Bananeira (*Cosmopolitus Sordidus*)
 - 2.1.4. Obtenção das amostras

- 2.2. Caracterização dos frutos
 - 2.2.1. Recepção dos frutos
 - 2.2.2. Comprimento e diâmetro
 - 2.2.3. Produção de Etileno e CO₂
 - 2.2.4. Análise de cor
 - 2.2.5. Análise de textura
 - 2.2.6. Determinação dos teores de carboidratos
 - 2.2.7. Análise de defeitos
 - 2.2.8. Compostos voláteis
 - 2.2.8.1. Congelamento das amostras para análise de compostos

voláteis

- 2.2.8.2. Análise dos compostos voláteis

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

- 3.1. Produção das amostras
 - 3.1.1. Características nutricionais foliares
 - 3.1.2. Características edáficas e de nutrição
 - 3.1.3. Monitoramento dos parâmetros climáticos
 - 3.1.4. Monitoramento fitossanitário
 - 3.1.4.1. Monitoramento da severidade da Sigatoka Negra (*Mycosphaerella figienses*)
 - 3.1.4.2. Monitoramento da Broca da Bananeira (*Cosmopolitus Sordidus* Germar)
- 3.2. Caracterização dos frutos

- 3.2.1. Comprimento, diâmetro e peso
- 3.2.2. Vida verde, etileno e ponto de colheita
- 3.2.3. Etileno e estresse biótico
- 3.2.4. Etileno e mudança de textura e cor
- 3.2.5. Teores de açúcares e amido
- 3.2.6. Análise de defeitos
- 3.2.7. Análise de voláteis
 - 3.2.7.1. Análise de agrupamento
 - 3.2.7.2. Ocorrência dos grupos químicos dos compostos voláteis
 - 3.2.7.3. Vias metabólicas

4. CONCLUSÃO

5. BIBLIOGRAFIA

1. INTRODUÇÃO

1.1. A banana no mundo

Os primeiros relatos do consumo de banana no mundo são muito antigos. Há registros de sua existência desde os séculos V ou VI a.C. segundo alguns estudiosos, a partir de origens malasianas ou indianas. Uma lenda indiana sugere que a banana teria sido o fruto oferecido a Adão na célebre passagem bíblica o que, de certa forma, explicaria a identificação da mesma como sendo a “fruta do paraíso”, ideia reiterada a partir do próprio nome científico da mesma (*Musa paradisiaca* L.) (Camargos e Valle, 2003; Flandrin, 1998). Este híbrido foi o primeiro exemplar de banana descrito taxonomicamente por Carl Linneaus, considerado o “pai da taxonomia moderna” (www.promusa.org).

Bananas selvagens do gênero *Musa* passaram por um longo processo de domesticação e de concomitante dispersão pelo mundo, o que até os dias atuais foi apenas parcialmente esclarecido e continua sendo intensamente investigado (Langhe et al, 2009).

A distribuição natural do gênero *Musa* se estende do norte do Nepal ao sul da China montanhosa e do sul das ilhas da Indonésia até a Nova Guiné. O limite ocidental é a Índia chegando próximo à costa da África. Entretanto, não há registros de *Musa* selvagem no continente africano ou nas Américas (Simmonds, 1956).

A domesticação da *Musa* spp é extremamente complexa uma vez que ocorreu ao longo de centenas de anos envolvendo múltiplos estágios, frequentemente separados no tempo e no espaço, evidenciando quão antiga é a prática da humanidade de interferir nos processos naturais da evolução das plantas, nos trópicos e sub-trópicos, intencionalmente ou não. Além disso, a domesticação da banana indica a maneira pela qual as pessoas começaram a usar, transplantar e cultivar, configurando uma relação mal definida entre humanos e meio ambiente, o que na maioria das vezes ocorreu através da manipulação de recursos vegetais em busca de alimentos e outras possíveis formas de exploração de florestas tropicais.

Outrossim, as bananas que hoje são comercializadas no mundo não são somente resultado de complexas modificações e processos genéticos, mas sim maisum testemunho dos impactos iniciais e a longo prazo, da interferência do homem em florestas tropicais (Langue et al, 2009).

A história da domesticação da banana e a sua dispersão pelo mundo permite que esta fruta seja considerada um “marcador” de processos humanos, já que foram encontradas evidências arqueobotânicas de bananas em áreas que extrapolam a região de distribuição natural do gênero. Quando a análise das evidências arqueobotânicas é feita de forma paralela com a análise genética e de documentos históricos, é possível estabelecer uma cronologia entre a geração de bananas comestíveis e a dispersão das mesmas desde a Nova Guiné até o leste da Indonésia (Neumann, 2009).

Ao longo de sua história, a banana sempre foi uma cultura de domesticação e subsistência de agricultores dos trópicos e sub-trópicos. Apesar de ser uma das mais importantes culturas comerciais, estima-se que 87% da banana produzida em todo o mundo seja destinada ao consumo local (Bioversity International).

1.2. A banana no Brasil

“Assim como os portugueses ficaram encantados com as florestas brasileiras, os índios se fascinaram com a natureza que veio da Europa. Novas plantas e animais domésticos, que ajudavam na caça e facilitavam o fardo de conseguir comida, foram logo incorporados pelas tribos. Poucos anos depois seria difícil imaginar o Brasil sem essas espécies. O melhor exemplo é a banana. Originária da região da Indonésia, a banana selvagem tinha uma casca grossa e a polpa rala. A partir de 5 mil anos atrás, o homem selecionou as variações mais saborosas, com casca mais fina e sem sementes. Plantações da fruta apareceram na Índia há 2.300 anos (Alexandre, O Grande provou uma quando passou por lá) e logo depois a banana começou a ser cultivada na China. Com os árabes, atravessou toda a África (de onde vem seu nome atual) e chegou à Europa por influência moura. Ao todo foram 6.500 anos de migração e melhoramento genético oferecido aos índios brasileiros.” (Trecho citado do livro “Guia Politicamente Correto da História do Brasil”).

O trecho do livro citado sugere o possível caminho percorrido pela banana, desde suas origens imemoriais, até sua chegada ao Brasil. A popularidade deste fruto é demonstrada pela sua presença frequente em jardins, mesas, músicas, e até mesmo nos figurinos de artistas como Carmem Miranda.

Os livros de história indicam que a banana na forma como conhecemos hoje (sem sementes viáveis), chegou ao Brasil na época do descobrimento, através de um processo de migração da banana africana para as Américas. Atribui-se este fato a um Padre chamado Tomás de Berlingas, que teria levado a bananeira à Ilha de São Domingos, em 1516. Destas ilhas a banana teria se difundido e chegado ao Brasil (Bispo, A. A.; Hulskath, H, 2009).

No entanto, esta estória apresenta lacunas e afirmações questionáveis. Há indícios de que os povos indígenas das Américas já conheciam as bananas. O império Inca já consumia bananas que teriam atingido o continente através do Oceano Pacífico, vindas da Ásia (Bispo, A. A.; Hulskath, H., 2009).

1.3. O mercado bananicultor no mundo e no Brasil

A banana é a segunda fruta mais consumida no mundo, com um consumo médio de 10,4 kg/hab/ano, ficando atrás apenas da laranja, com 12,8 kg/hab/ano (Food and Agriculture Organization, FAO). Entretanto, dentre as frutas “in natura”, comercializadas nos principais centros consumidores mundiais, a banana está em primeiro lugar, seguida pela maçã, uva e laranja (Vieira, 2009). No cenário brasileiro, a banana é a segunda fruteira mais cultivada, perdendo apenas para a laranja.

A produção global de bananas quase duplicou nos últimos 30 anos, aumentando de 35 milhões de toneladas em 1979 para 95 milhões de toneladas em 2009. Este aumento brusco deve-se à expansão das áreas de plantio e ao incremento na produtividade. Segundo dados da FAO, a área cultivada com bananas no ano de 1979 foi de aproximadamente 2,7 milhões de hectares e de 4,8 milhões de hectares em 2009, aumentando, portanto neste período, em 77%. A produtividade também sofreu um brusco aumento de 45%, passando de 13,1 tonelada/ha em 1979 para 19 toneladas/ha em 2009 (Silva Neto e Guimarães, 2011).

A produção de banana no mundo está dividida de forma heterogênea entre os cinco continentes, excluindo-se a Antártida (Figura 1). A Ásia é o continente responsável pela maior produção de banana, seguido pelas Américas (FAO, 2011).

Figura 1. Divisão em porcentagem da produção de banana entre os 5 continentes. Fonte <http://faostat3.fao.org>

Dentre os países que possuem a maior produção de banana no mundo, o Brasil está em segundo lugar, com uma produção no ano de 2011 estimada em 7.329.470 toneladas, atrás apenas da Índia que produziu mais de 17 milhões de toneladas de banana em 2011. Logo em seguida no ranking dos 5 maiores produtores mundiais está o Equador, Filipinas e China (FAO, 2011).

Analogamente ao processo de crescimento da produção de banana que o mundo sofreu em 30 anos, o Brasil também teve um considerável aumento em sua produção neste mesmo período. Há 30 anos o país cultivava 353,6 mil hectares de banana, a maior área cultivada no mundo naquela época, correspondendo a uma produção de 4,52 milhões de toneladas (Silva Neto e Guimarães, 2011). Dados atuais comprovam que a produção brasileira já está na casa dos 7 milhões de toneladas (Figura 2) (FAO, 2011).

Figura 2. Produção brasileira em toneladas. Fonte <http://faostat3.fao.org>

Contudo, apesar de atualmente o Brasil ser considerado o segundo maior produtor de bananas do mundo a produtividade brasileira é ainda baixa, sendo em 2011 estimada em 14,56 toneladas por hectare (FAO, 2011), bastante baixa se comparada aos países que se destacam pelos altos índices de produção por unidade de área. Mali, um pequeno país africano situado ao sul da Argélia teve em 2011 a maior produtividade de banana registrada, em torno de 54,7 t/ha. Imediatamente após no ranking da produtividade de 2011, surge a Indonésia com produtividade anual de 52,73 t/ha, seguida pela Nicarágua com 47,42 t/ha, Costa Rica com 45,53 t/ha e Israel com 44,32 t/ha (FAO, 2011) (Figura 3).

Figura 3. Ranking da produtividade de banana em toneladas por hectare.
 Fonte <http://faostat3.fao.org>

Com relação à exportação, o Brasil também tem um grande potencial de avanço, considerando-se que em 2011 exportou 130,9 mil toneladas de bananas por ano, o que representa apenas 1,78% da produção brasileira correspondendo a 35,6 milhões de dólares para as receitas de exportação do País (FAO, 2011). O restante da produção é destinado ao mercado interno e, grande parte, acaba perdida durante o processo de pós-colheita da produção. Os principais países para os quais o Brasil exporta banana atualmente são: Argentina, Itália, Uruguai e Reino Unido, em ordem decrescente de toneladas de frutos (FAO, 2012). Este fato remete à história de milhões de anos de dispersão e domesticação desta fruta, que tradicionalmente sempre foi tipicamente de consumo local e subsistência.

1.4. O mercado bananicultor no estado de São Paulo e no Vale do Ribeira

No País foram cultivados em 2013, cerca de 500 mil hectares de lavouras de banana e estima-se que o mercado da fruta gere 520 mil empregos diretos e dois milhões de indiretos (<http://www.em.com.br/app/noticia/economia/2013/07/12>). Em

ordem decrescente de produção, São Paulo, Bahia, Santa Catarina, Minas Gerais, Pará, Ceará e Pernambuco são os maiores estados produtores, responsáveis por 74% da produção em 2012. No estado de São Paulo, a área cultivada com banana no ano de 2012 foi estimada em 55 mil ha (aproximadamente 10% da área nacional) com uma produção de 1.186.706 toneladas (IEA, 2012).

As áreas cultivadas com as variedades Nanica e Nanicão concentram-se na Divisão Regional e Agrícola de Registro, que compreende a área que abrange o Vale do Ribeira e o litoral sul do estado. Esta região é responsável por mais de 50% da produção de banana no estado de São Paulo e tem uma produtividade média de 22 t/ha (IEA, 2005), que pode ser considerada alta em relação à média brasileira. A bananicultura é a principal atividade econômica do complexo rural do Vale do Ribeira e é responsável pela maior demanda de insumos e serviços de comercialização (Arruda, Perez, Júnior, 1993). Porém, esta área é caracterizada pelos baixos níveis de tecnologia e mecanização e as condições de vida são as mais precárias do estado, no que se refere a transporte, educação e saúde. Esta situação contribui para a baixa produtividade e rentabilidade da banana (Arruda, Perez, Júnior, 1993).

O Vale do Ribeira abriga 61% da Mata Atlântica remanescente no Brasil, 150 mil hectares de restinga e 17 mil de manguezais. A UNESCO declarou a região, em 1999, patrimônio natural da humanidade e considerou que o Vale do Ribeira contém uma das maiores biodiversidades do globo (www.abavar.com.br).

Dentro deste contexto, localiza-se o maior fragmento contínuo remanescente da Mata Atlântica, que é composto por Áreas de Proteção Permanente e Parques Estaduais, tais como o Intervales e o Carlos Botelho. Localizado entre estes dois Parques, encontra-se, no bairro Guapiruvu do município de Sete Barras (Figura 4), o assentamento “Alves, Teixeira e Pereira”, composto por produtores de banana e palmito pupunha, em sua maioria.

Figura 4. Localização do Vale do Ribeira no estado de São Paulo. Município 9: Registro. Município 10: Sete Barras. Fonte www.abavar.com.br

O sistema de produção usualmente utilizado para a produção de bananas nesta região é o sistema convencional, que se baseia na utilização de insumos químicos para o controle de pragas, doenças e plantas daninhas e também na manutenção da fertilidade do solo. Contudo, a utilização deste sistema de produção, que implica na derrubada da floresta e na aplicação de agroquímicos, se constitui em uma controvérsia, já que a região encontra-se inserida em áreas protegidas pela Legislação Florestal vigente. Por isso, constantemente os produtores sofrem pressão governamental, gerando multas e suspensões de crédito rural. Ademais, a situação econômica dos produtores da região limita as aplicações de insumos, o que faz com que a produtividade se mantenha baixa, ocasionando um produto de menor qualidade no mercado que, conseqüentemente, é vendido por menores preços.

Além deste prejuízo produtivo que sofrem os produtores, devido às limitações econômicas, há a problemática que a derrubada da floresta e o contínuo cultivo da monocultura da banana causam ao ambiente, resultando em impactos ambientais, como erosões e assoreamento de rios.

1.5. Biodiversidade e apelo comercial

Diante da situação exposta de produção conflitante com o cenário inserido no maior remanescente de Mata Atlântica do estado de São Paulo, existe a alternativa de que se faça o processo de conversão do sistema de produção convencional para o sistema orgânico de produção. Segundo Ormond et al (2002), conversão é a mudança de processo de manejo do solo e de animais e se inicia pela suspensão total do uso de insumos sintéticos e sua substituição por insumos naturais e biodegradáveis renováveis pelo período necessário à “desintoxicação” da área. Assim, este processo de conversão traria benefícios significativos em termos de qualidade de vida do produtor, que não ficaria mais exposto à aplicação de agroquímicos e também haveria vantagens quanto à qualidade nutricional do produto que não conteria resíduos de substâncias químicas. Todavia, este tipo de sistema não se adequa à condição socioeconômica dos produtores do Vale do Ribeira, já que esta conversão se baseia na substituição de insumos químicos para insumos aceitos pela agricultura orgânica que, em geral, também implica em altos custos (Ormond et al, 2002). Além disso, do ponto de vista da derrubada da floresta e da perda de biodiversidade nativa, este sistema é similar ao convencional, já que inclui a prática do monocultivo.

O mercado de produtos orgânicos no Brasil vem se consolidando ao longo dos anos, preenchendo um nicho composto principalmente pelas grandes cidades. O principal motivo para a compra de alimentos orgânicos está ligado à preocupação com a saúde. Uma pesquisa realizada na região sudeste, mostrou que, entre as informações mais desejadas pelos consumidores incluem-se também as referentes à composição e ao valor nutricional dos alimentos orgânicos, bem como informações sobre o auxílio na prevenção de doenças (Borguini, Torres, 2006). Outra abordagem de sistemas produtivos de baixo impacto ambiental e que seja mais adequada às condições do Vale do Ribeira, seria um sistema que utiliza a biodiversidade florestal nativa da região como proteção e manutenção do cultivo da bananeira.

No entanto, os estudos que abordam os efeitos da proximidade da biodiversidade em cultivos comerciais são escassos, principalmente devido à dificuldade experimental que este tipo de trabalho impõe. A biodiversidade florestal,

suas características e funções, devem ser mais bem estudadas quanto à sua contribuição para as práticas agropecuárias (Altieri; Silva; Nicholls, 2003).

Entre os poucos exemplos que podem ser úteis neste tipo de estudo estão os produzidos por Kageyama e colaboradores em 2002, que realizaram um estudo no Acre que objetivou solucionar o problema da baixa produção e produtividade das seringueiras desta região. Desenvolveu-se o conceito das “ilhas de alta produtividade” (IAPs), que representam uma proposta de manejo neoextrativista, com o plantio de pequenas áreas de seringueira (*Hevea brasiliensis*), espaçadas entre si e rodeadas pela biodiversidade da floresta natural. Dentro destas “ilhas”, a seringueira representa o principal componente de uma combinação de espécies, visando o aumento da produção e da produtividade a partir do adensamento dos roçados. Os ganhos na produção de látex alcançados com as IAPs foram altos, sendo o ganho médio em torno de 68% (Kageyama et al, 2002).

No ano de 2010, Tomas realizou um estudo no município de Apiaí-SP, com o objetivo de avaliar a influência da biodiversidade florestal (Mata Atlântica) sobre a ocorrência de insetos-praga e doenças em dois sistemas diferenciados de manejo do tomate: cultivo experimental em Ilhas de Alta Produtividade (IAPs) e cultivo convencional realizado por produtores locais. Este sistema denominado de Ilhas de Alta Produtividade consistiu em manejar pequenas populações de tomateiros, em escala economicamente viável, em manejo agroecológico. Os dados coletados nas IAP's foram comparados aos de cultivos convencional da mesma região ecológica, com variedades semelhantes. Em cada módulo de produção foi analisada a biodiversidade florestal do entorno até uma distância de pelo menos 300 metros de outros cultivos semelhantes, os quais deviam ser separados entre si pelo componente florestal. Uma vez que foi mantida a similaridade de condições climáticas e ambientais entre as diferentes áreas acompanhadas, com e sem biodiversidade no entorno, existiram indícios claros de que a biodiversidade florestal do entorno das IAP's teve influência na menor diversidade e incidência de insetos-praga e patógenos em relação às áreas não circundadas por fragmento florestal. O número médio de incidência da Traça-do-tomateiro (*Tuta absoluta*), Mosca-branca (*Bemisia tabaci*), Vaquinha (*Diabrotica speciosa*), Larva-minadora (*Liriomyza spp*) foi significativamente menor na área com influência da biodiversidade. A Broca-pequena do tomate (*Neoleucinodes elegantis*) foi a única das pragas monitoradas que apresentou incidência maior na área das IAP's. Com exceção do Cancro

bacteriano (*Corynebacterium michiganense*), todas as doenças bacterianas e fúngicas que ocorreram na área convencional sem influência da biodiversidade, tais como Pinta Preta (*Alternaria solani*) e Septoriose (*Septoria lycopersici*), não foram constatadas nas IAP's.

Entretanto, a ocorrência da Requeima (*Phytophthora infestans*) foi de 100% em ambos os cultivos. Conclui-se a partir deste trabalho, que a biodiversidade é um insumo que, se bem utilizado, pode diminuir custos de produção, melhorar a renda, a qualidade do trabalho e o produto final (Tomas, 2010).

Quando se trata de trabalhos que abordem diferenças físico-químicas e bioquímicas, de frutos oriundos de lavouras expostas aos resultados que a proximidade da biodiversidade pode trazer, os estudos são inexistentes.

1.6. O processo de amadurecimento da banana

Ao longo do desenvolvimento, durante seu ciclo de vida, existem algumas fases pelas quais passam os frutos. A primeira fase, que é a do crescimento no campo, é caracterizada pelo aumento irreversível dos atributos físicos de um fruto em desenvolvimento. Na fase seguinte, ocorre a maturação, que é o estágio do desenvolvimento que leva à maturidade fisiológica ou horticultural. Quando o fruto atinge a maturidade horticultural ele entra no estágio a partir do qual ele atingirá a maturidade fisiológica, mesmo depois de separado da planta-mãe. A fase de amadurecimento se caracteriza por uma série de processos que resultarão no alcance dos padrões de qualidade desejados para o consumo. Por fim, o fruto entra na fase de senescência, na qual acontecem processos que levam à morte dos tecidos (Rhodes, 1980).

Existem dois diferentes mecanismos de maturação dos frutos que estabelecem a sua classificação segundo o padrão de amadurecimento: são chamados de climatéricos e não-climatéricos. As bananas amadurecem segundo o padrão dos frutos climatéricos, no qual os processos são regulados pelo hormônio etileno e também pelo típico aumento da taxa respiratória, conhecido como climatério (Alexander e Grieson, 2002).

O etileno é um hormônio vegetal produzido em quase todas as partes dos vegetais superiores, tem grande importância no desencadeamento dos processos que acontecem nos frutos climatéricos durante o amadurecimento. A produção de etileno pode ser estimulada por qualquer tipo de lesão ou estresse fisiológico, como inundações, resfriamento, moléstias, temperaturas ou estresse hídrico (Taiz e Zeiger, 2009).

O etileno afeta a transcrição e a tradução de muitos genes relacionados ao processo de amadurecimento do fruto. Existem dois sistemas de regulação de etileno existentes: o primeiro é funcional durante o crescimento vegetativo normal, nesta fase o etileno é auto-inibitório e responsável por produzir níveis de etileno-basal que são detectados em todos os tecidos, incluindo os de frutos não climatéricos. O segundo sistema opera durante o amadurecimento do fruto climatérico e senescência de algumas pétalas, quando a produção do etileno é auto-catalítica (Taiz e Zeiger, 2009).

Além de o etileno ter função na ocasião do crescimento vegetativo e no amadurecimento, ele também está envolvido em outros processos, tais como: ataques patogênicos e respostas a ferimentos ou estresses bióticos e abióticos.

A Figura 5 mostra o desencadeamento da cascata de processos que ocorrem a partir da síntese do etileno. Sua presença é detectada por receptores que levam o sinal de transdução, determinando a expressão dos genes que definirão sua função no fruto, seja ela senescência, amadurecimento ou defesa.

Figura 5. Diferentes funções desempenhadas pelo etileno nos frutos. Adaptado de Bate, N. J.; Steven J. Rothstein, S. J.(1998).

A explosão autocatalítica do etileno coordena e acelera o processo de amadurecimento. A exposição dos frutos a este hormônio acelera o seu aparecimento endógeno diminuindo a vida-verde dos mesmos, ou seja, quanto maior o teor de etileno catalisado, mais rapidamente o fruto atingirá a senescência. (Alexander e Grieson, 2002).

A síntese do etileno é dependente de vários fatores, incluindo o estágio de desenvolvimento, condições ambientais, outros hormônios vegetais e lesões físicas e químicas. A biossíntese do etileno também varia de forma circadiana, ocorrendo picos durante o dia e atingindo o mínimo durante a noite.

O precursor do etileno in vivo é o aminoácido metionina que é convertido em AdoMet (S-adenosilmetionina), ACC (ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico) e etileno. A etapa limitante desta rota é a conversão do AdoMet em ACC, que é catalisada pela enzima ACC sintase. Em caso de aplicação de etileno em frutos prestes a sofrer o disparo do amadurecimento, constatou-se que as atividades enzimáticas da ACC oxidase e da ACC sintase (enzimas envolvidas na biossíntese) aumentam, bem como os níveis de mRNA de subgrupos de genes que codificam cada enzima. O estudo de um fenômeno chamado epinastia (curvatura das folhas para baixo) em tomateiros inundados evidencia a resposta da planta aumentando a produção de etileno perante situações de estresses, como estresse salino ou infecção por patógenos. No caso do tomate a inundação por 1 ou 2 dias leva a um acúmulo de ACC nas raízes em condições anaeróbicas, visto que a conversão de ACC em etileno requer oxigênio. O ACC acumulado é transportado pelo xilema até as folhas onde ele é rapidamente convertido em etileno, levando à resposta epinástica (Taiz e Zeiger, 2009).

1.7. Preferência dos consumidores brasileiros

Quanto aos atributos de qualidade de um produto agropecuário, o consumidor busca alguns parâmetros intrínsecos e outros extrínsecos ao produto. No que se refere às qualidades intrínsecas, espera-se que o produto apresente consistência, maciez e sabor, assim como níveis admissíveis ou preferencialmente nulos de

resíduos agrotóxicos e de organismos patogênicos. As características extrínsecas ao produto são: peso, formato, coloração e tamanhos atrativos ao consumo, bem como ausência de defeitos (Pessoa, 2002).

A preferência dos consumidores em relação aos atributos de qualidade da banana é importante no momento da comercialização das mesmas, e pode variar de acordo com a região. Uma pesquisa feita no município de Cruz das Almas (BA) constatou que o consumidor da região apresenta algumas preferências, tais como: espessura da casca (fina à média), ausência de pintas pretas na casca, cor da casca amarelo-médio ou amarelo-escuro, cor da polpa amarelo-claro ou amarelo-médio, textura firme, aroma e sabor de intensidade média, mediamente doce e vida útil de sete a dez dias em condições ambiente (Matsura et al, 2004).

No Rio Grande do Sul foi feito um trabalho que avaliou a percepção dos consumidores em relação à qualidade das frutas. Neste trabalho, 1.040 pessoas foram entrevistadas em 6 municípios. Nas 5200 respostas, cinco itens estavam em 52% das citações. Foram eles: preço, aparência, sabor e aroma e ausência de resíduos de agrotóxicos (Tabela 1) (Rombaldi et al, 2007).

Tabela 1: Importância dos atributos de qualidade, citados pelos consumidores para aquisição de frutas no Rio Grande do Sul (Rombaldi et al, 2007).

Quesitos analisados	N. de citações	%
Preço	940	18
Aparência, sabor e aroma	640	12
Embalagem	154	3
Regularidade de oferta	115	2
Marca	312	6
Vida de prateleira	250	5
Praticidade	362	7
Ausência de resíduos agrotóxicos	550	11
Origem	560	11
Certificação	225	4
Meio ambiente	250	5
Valor nutricional	289	6
Valor funcional	312	6
Valorização de aspectos sócios-culturais	184	3
Outros (sem parasitas, ou microrganismos patogênicos ou transgênicos)	57	1
Total	5200	100

Diante destes resultados, percebe-se que a exigência por produtos de qualidade por parte do mercado consumidor é cada vez maior, sendo necessária a busca de dados reais que permitam agregar valor aos produtos, identificando as potencialidades favoráveis dos mesmos, de modo a explorar os possíveis apelos comerciais.

Para que se incrementem atributos à qualidade final do produto e para tornar rentáveis tais atributos, é necessário investigar quais os possíveis apelos comerciais que podem ser explorados, tais como apelos nutricionais e físico-químicos. A proximidade com a biodiversidade nativa pode trazer benefícios que podem contribuir para agregar valor aos produtos produzidos sob tais condições.

1.7.1. Aspectos físico-químicos determinantes na qualidade da banana

Pelo fato da banana ser um fruto climatérico, os processos que ocorrem durante o amadurecimento serão determinantes na qualidade final, que é consequência do manejo pré e pós-colheita, bem como das condições edafoclimáticas e das características da cultivar. O teor de amido acumulado durante o desenvolvimento da banana varia de acordo com a cultivar, sistema de cultivo, luminosidade e tempo em que o fruto permanece na planta.

A banana acumula grandes quantidades de amido (13 a 35%) durante o desenvolvimento e degrada a maior parte dele durante o amadurecimento, com síntese simultânea de açúcares solúveis, principalmente sacarose. Estes dois processos são responsáveis pelo adoçamento destes frutos, estando diretamente ligados à qualidade do produto. O metabolismo que responde pelos dois eventos é um eficiente, coordenado e complexo processo enzimático, capaz de converter amido em açúcares solúveis em um curto espaço de tempo, aproximadamente 4 dias. (Cordenunsi, 2004; Soares et al, 2011).

Estes processos concomitantes de degradação do amido e acúmulo de açúcares, resultam no adoçamento e no amaciamento do fruto (Shiga et al, 2011; de Godoy et al, 2010). Ao final destes eventos, o amido chega a teores abaixo de 1%.

Simultaneamente, a sacarose é acumulada chegando a 16% no fruto fresco (Cordenunsi, 2004).

O processo de hidrólise do amido e síntese de açúcares solúveis é mediado pela ação conjunta das enzimas: α -amilase, β -amilase, amido-fosforilase, enzimas desramificadoras, α -glicosidase, sacarose-fosfato sintase (SPS), e as fosfoglicose isomerases (PGI). Estes processos sincronizados de degradação do amido e síntese de açúcares, provavelmente têm influência direta sobre as características de textura, aroma e sabor do fruto da bananeira (Cordenunsi, 2004).

O amaciamento dos frutos é geralmente atribuído à degradação da parede celular e a solubilização dos polissacarídeos da lamela média, mediado pela ação coordenada das enzimas pectina metil esterase, poligalacturonase e celulase porém, grande parte do processo de amaciamento da polpa que ocorre na banana parece ser consequência direta da degradação do amido (Shiga et al, 2011).

Outro fator de qualidade, além da textura, está relacionado à cor tanto da polpa quanto da casca do fruto. O desenvolvimento da cor amarela da casca da banana é um dos parâmetros que indicam que o processo de amadurecimento está ocorrendo, com a degradação da clorofila da casca e a síntese de carotenoides (Barazaquio et al, 2008).

Ao selecionar um fruto uma das avaliações que o consumidor faz no momento da compra é quanto à cor do produto, característica que está diretamente associada ao estado de maturação. Assim, a transição da coloração da casca do verde para o amarelo é um guia aproximado do grau de amadurecimento das bananas.

Além disso, a produção de compostos voláteis que compõe o aroma do fruto maduro é importante para a qualidade e tem influencia na aceitabilidade e a escolha do consumidor no momento em que seleciona o fruto nos centros comerciais (Barazaquio et al, 2008).

1.7.2. Análise de defeitos

A bananicultura no Brasil é bastante heterogênea no que diz respeito aos padrões de qualidade de diferentes regiões e produtores. Por esta razão, surgiu a necessidade de classificar o fruto quanto às características que depreciam ou

incrementam o valor do produto final. O ato de classificar contribui para a modernização da comercialização e torna mais justas as relações comerciais. Além disso, ajuda na detecção de problemas que ocorrem durante as etapas da produção (CEAGESP, 2006).

A classificação é a separação do produto em lotes homogêneos, obedecendo aos padrões mínimos de qualidade e homogeneidade. As bananas são separadas em lotes caracterizados por seu grupo varietal, classe (comprimento do fruto), subclasse (grau de maturação), modo de apresentação e categoria (qualidade relacionada à ausência de defeitos) (CEAGESP, 2006).

A quantidade de defeitos no fruto da bananeira é diretamente afetada pela ocorrência de pragas e doenças no campo, ou seja, a qualidade pós-colheita do produto que será comercializado é consequência do manejo realizado no momento do cultivo da bananeira. Práticas que visam à diminuição da ocorrência de problemas fitossanitários tendem a contribuir para o aumento da qualidade no momento da classificação.

1.8. Aroma e compostos voláteis

As características organolépticas compõem alguns dos atributos decisivos para o aceite do produto pelo consumidor, dentre elas, o aroma. Parâmetros como acidez, doçura, aroma, cor e firmeza estão associados com vias metabólicas que são tipicamente coordenadas durante o processo de amadurecimento. O desenvolvimento destes padrões de qualidade está diretamente relacionado, entre outros fatores, às condições de campo durante o desenvolvimento, ao estabelecimento do ponto de colheita e às condições de armazenamento e transporte pós-colheita. O processo de amadurecimento dos frutos finaliza a composição dos parâmetros desejáveis pelo consumidor e determina a percepção da qualidade em relação à aparência, textura e flavor (Defilippi, 2009).

A composição do aroma de um fruto é de suma importância para a determinação do flavor do produto, que é um complexo atributo de qualidade determinado pelo sabor e odor (Defilippi, 2009). O sabor das frutas é determinado

pela composição de açúcares, ácidos, sais, compostos amargos (alcalóides por exemplo) e compostos voláteis, estes últimos responsáveis pelo odor, que, em combinação formam o perfil que define o aroma (Song; Forney, 2008).

Quimicamente, o aroma é determinado pela presença de compostos voláteis presentes nos frutos em baixas concentrações, que têm ação sob os receptores olfativos, apesar das mínimas quantidades. Em frutos climatéricos como a banana, a máxima concentração endógena dos compostos voláteis responsáveis pelo aroma se dá durante o pico do climatério, ou seja, quando a concentração do hormônio gasoso etileno atinge seu maior valor, desencadeando a síntese de compostos voláteis típicos da banana madura (Facundo et al, 2012).

Mais de 150 compostos voláteis pertencentes aos diferentes grupos químicos já foram identificados em bananas, porém somente uma fração deles foram identificados como responsáveis por caracterizar o aroma destes frutos (Facundo et al, 2012). Entre as principais substâncias voláteis que são produzidas durante o processo de amadurecimento dos frutos estão os ésteres, os álcoois, os aldeídos e as cetonas, sendo os ésteres os maiores contribuintes para o odor característico dos frutos. Já foram identificados ésteres importantes para a composição do aroma característico da banana madura: butirato de isoamila, isobutirato de isoamila e isovalerato de isoamila (Barazaquio et al, 2008). Ésteres de isoamila, isobutila e a 2-pentanona são comumente descritos como os compostos encontrados em maior quantidade na banana (Jórdan et al, 2001).

Alguns relatos descrevem a produção de compostos voláteis provenientes da degradação de carotenóides. Este processo de degradação afeta a determinação da cor, valor nutricional e composição do perfil do aroma. Em bananas, a β -ionona é o principal volátil formado a partir de carotenóides (Uenojo, 2007).

A síntese de compostos voláteis além de determinar o aroma e o flavor dos frutos a medida que se combinam e se concentram, também tem grande importância biológica para as plantas, uma vez que estes metabólitos podem proporcionar interações das plantas com outros organismos, relacionadas à defesa e à comunicação entre elas (Pichersky & Gershenzon, 2002). Sabe-se que a síntese de compostos voláteis não é um processo relacionado à sobrevivência das plantas, mas sim um mecanismo que promove características adaptativas diante de forte seleção ambiental.

Os compostos voláteis são produzidos em diferentes partes das plantas: raízes, folhas, flores e frutos. Sua função muitas vezes está diretamente relacionada à parte da planta onde o composto é sintetizado. Compostos emitidos pelas flores provavelmente têm função atrativa para polinizadores. No entanto existem também metabólitos que atuam na proteção do néctar, rico em carboidratos, ao ataque de microrganismos nas flores. Ainda em relação às flores é comum que se associe o formato e as cores fortes como atrativos de polinizadores, porém existem flores que dependem de polinizadores com hábitos noturnos, cuja atração se torna mais efetiva quando acontece através de odores que são emitidos durante a noite (Schwab, W. et al, 2008).

Voláteis também comumente desempenham função anti-herbivoria e anti-microbiológica. Um exemplo de um composto com comprovada ação contra herbívoros é o isômero S-linalool, um monoterpene que atua repelindo o Pulgão Verde do Pessegueiro (*Mysus persicae*) (Aharoni et al., 2003). Outro exemplo interessante de uma importante função desempenhada por um composto volátil é o Isopreno, um hidrocarboneto que aumenta a tolerância da fotossíntese a altas temperaturas através da estabilização das membranas dos tilacóides (Dudareva et al., 2004).

Interações multi-tróficas também podem ser promovidas pela síntese de compostos voláteis estabelecendo um mecanismo indireto de defesa, através da atração de artrópodes que predam ou parasitam herbívoros. Contudo, alguns voláteis também atuam diretamente como repelentes tóxicos para pragas e patógenos.

Raízes também sintetizam compostos voláteis com função anti-herbivoria e anti-microbiológica, assim como compostos com ação alelopática que aumentam a competitividade ecológica da planta no ambiente (Steeghs et al., 2004).

Nas frutas, a produção e acúmulo dos compostos voláteis, em sua grande maioria, está associada à dispersão de sementes por animais e insetos. A produção de certos compostos que propiciam odores específicos que sinalizam a maturação do fruto, possivelmente indicam que as sementes estão aptas à dispersão. Um forte indício deste fenômeno é o fato de que grande parte dos compostos voláteis encontrados em frutos maduros, na maioria das vezes está ausente em tecidos vegetativos da planta e em frutos verdes (Defilippi, 2009).

Enquanto estão no campo ou na fase pós-colheita, os frutos estão constantemente expostos a injúrias, causadas por animais, insetos, microrganismos ou danos de origem mecânica. Quando ocorrem ferimentos no tecido da planta ou do fruto, desencadeia-se uma cascata de reações químicas que resultam na ativação de genes responsáveis pela síntese de compostos estruturais, tais como a lignina e proteínas da parede celular, além de mecanismos de reparação, como a divisão celular.

A resposta da planta ou do fruto às injúrias requer um sinal, presumidamente proveniente da região do ferimento, que objetiva induzir defesa e reparar mecanismos que evocam reações. Plantas têm um grande número de estratégias para sinalizar cada um dos diferentes tipos de estresses. Em caso de danos mecânicos ou ataque de herbívoros são requeridas as mesmas respostas de reparação de tecidos e um nível basal de ativação de genes de defesa no local do ferimento, que objetivam repelir infecções oportunistas. No entanto, podem ser induzidas também vias específicas de defesa, como por exemplo, a ativação de genes inibidores da enzima protease, envolvidas na hidrólise de proteínas, em caso de ataques de insetos (Bate, N. J.; Steven J. Rothstein, S. J., 1998).

Portanto, as plantas possuem uma ampla e distinta gama de reações que propiciam a capacidade de induzir vias de resposta gerais e específicas que atuam em sua defesa.

Dentre outras, uma possível fonte sinalizadora a nível molecular que alerta as plantas no caso de danos no tecido, são os compostos voláteis produzidos no local da injúria. Algumas substâncias podem ser citadas como exemplos desta fonte sinalizadora: como etileno, terpenóides, fenilpropanóides, metil-jasmonato, assim como compostos de 6 carbonos derivados da enzima LOX (Lipoxigenase, rota dos octadecanóides).

Assim, os voláteis são rapidamente sintetizados na área danificada e liberados no ar, servindo potencialmente como um sinalizador molecular a partes distintas da planta e também para outras plantas, atuando como agentes de comunicação (Figura 6) (Pinto-Zevallos et al, 2013).

Figura 6. “Comunicação entre plantas”: plantas atacadas por herbívoros induzem plantas não atacadas a iniciar o processo de defesa. (Fonte Pinto-Zevallos et al. 2013).

1.8.1. Vias metabólicas e compostos voláteis

A investigação do código genético de alguns organismos, durante algumas décadas, foi o grande objetivo de muitos pesquisadores que tiveram como objetivo esclarecer o mecanismo de funcionamento celular a partir de uma ótica molecular, capaz de explicar como se definem as características fenotípicas nos diversos organismos. Contudo, com o passar do tempo, se percebeu que o entendimento dos mecanismos moleculares de uma célula envolve outros alvos de estudo, para que se estabeleça as conexões entre o gene e o fenótipo de determinada característica. Assim, mesmo que se descubra as sequências de todos os genes de um determinado organismo, a função de cada um deles pode ser elucidada somente quando se identifica seus produtos gênicos (RNAs, proteínas e metabólitos) (Villas-Bôas, 2006). Dentro da enormidade da quantidade de metabólitos possíveis de serem identificados no metaboloma de um fruto como a banana, estão os compostos

voláteis responsáveis pelo aroma deste fruto. A Figura 7 mostra as etapas do funcionamento celular em nível molecular.

Figura 7. Sequência de eventos moleculares que culminam na síntese dos metabólitos voláteis e não voláteis, que são os produtos finais do metabolismo celular. A informação codificada do DNA é transcrita em uma molécula de RNA mensageiro que é traduzida em uma molécula de proteína, que será responsável pela transformação de moléculas chamadas de metabólitos, ao catalizar uma ou mais reações químicas. Adaptado de: Villas-Bôas, 2006.

Os metabólitos, tanto desempenhando papel de substrato, tanto como produtos ou cofatores nas reações bioquímicas, desempenham um importante papel na conexão das diferentes vias metabólicas que operam dentro das células, formando uma rede que se inter-relaciona, de maneira que alterações genéticas ou no meio ambiente de uma planta podem ocasionar o desencadeamento de novos caminhos metabólicos, que devem culminar na síntese de metabólitos diferentes dos comumente encontrados no perfil dos organismos. Desta maneira, a alteração no nível de um metabólito em uma célula pode resultar na alteração do nível de diversos outros metabólitos, sendo eles direta ou indiretamente conectados ao primeiro, demonstrando que o metaboloma de uma célula tem a capacidade de responder rapidamente a qualquer alteração ambiental e/ou genética (Villas Bôas, 2006).

O processo de regulação gênica durante a formação do aroma de frutos ainda é desconhecido, entretanto, é provável que esteja relacionado à produção de etileno

em frutos climatéricos. Em relação à biossíntese de ésteres, por exemplo, sabe-se que toda maquinaria necessária já existe nos frutos mesmo antes do pico de etileno. No entanto, estes compostos não são comumente detectados na fase pré-cimatérica, o que sugere que existe uma regulação gênica negativa do processo que, portanto, necessita da ativação de um ou mais genes que “desliguem” o inibidor, para que o processo de biossíntese destes compostos seja desencadeado, o que proporciona considerável economia energética para as células, modulando os níveis de metabólitos sintetizados (Jayanty et al, 2002; <http://200.156.70.12/sme/cursos/EBI/EB15/mod3.html>).

As vias metabólicas de biossíntese dos compostos voláteis em frutos já foram em parte elucidadas. Existem três grandes grupos bem estabelecidos de precursores destes compostos: ácidos graxos, carboidratos e aminoácidos (Croteau and Karp, 1991). Estes compostos são formados a partir de reações químicas que dão origem a voláteis de diferentes grupos químicos.

A degradação de ácidos graxos ocorre principalmente por três vias oxidativas: e oxidação, oxidação pela via lipoxigenase e auto-oxidação. No metabolismo dos aminoácidos são formados alcóois alifáticos, de cadeia ramificada ou aromáticos, carbonilas, ácidos e ésteres (Facundo, 2009). A -oxidação de ácidos graxos culmina na formação de Acil-CoAs, que posteriormente são utilizadas na biossíntese de ésteres pelas álcool aciltransferases. Alcóois, aldeídos e ésteres têm origem na degradação oxidativa dos ácidos linoléico e linolênico, principais substratos das LOXs (Pérez; Sans, 2008).

No entanto, esta via da enzima LOX é responsável pela biossíntese de uma classe de compostos voláteis caracterizada pelas ligações de 6 carbonos que está presente em todos os tecidos verdes, relacionada muitas vezes na literatura com eventos de defesa das plantas, conhecida como Voláteis de Folhas Verdes (*Green Leaf Volatiles* – GLVs). É um grupo produzido através da ativação catalítica da enzima Hidroperoxidase Liase (HPL), que intermedia a produção de compostos como o cis-3-hexenal e o hexanal. Outros compostos de 6 carbonos, tais como o trans-2-hexenal, trans-2-hexenol, cis-3-hexenol e o hexenol, são produzidos através da ação enzimática da Álcool-desidrogenase (ADH).

Compostos derivados da ação catalítica da enzima LOX, são reconhecidos por formar as bases da “nota verde” na composição do aroma, reconhecível por herbívoros, animais e humanos, indicando que atuam como moléculas sinalizadoras

e são liberados em quantidade suficiente para desempenhar esta função. Ademais, há evidências de que a presença destes compostos no ar em volta das plantas desencadeia a produção de fitoalexinas, substância ausente em plantas saudas, inibidora do crescimento de fungos e outros microrganismos (Bate, N. J.; Steven J. Rothstein, S. J., 1998).

O metabolismo dos aminoácidos sintetiza voláteis de cadeias alifáticas, aromáticas, alcóois ramificados, ácidos e ésteres (Facundo, 2009). Compostos como o 2-metil-1-butanol e 3-metil-1-butanol são formados a partir de aminoácidos precursores, durante o processo de catabolismo (Jiang; Song, 2010).

A via de formação de ésteres em frutas maduras a partir de aminoácidos ramificados como a Leucina tem início com uma desaminação e descarboxilação, que consiste na perda dos substituintes típicos de aminoácidos. Em seguida, se forma um aldeído que pode ser transformado em seu álcool correspondente, que, através da incorporação do ácido acético, produz acetato de isoamila, um dos principais compostos voláteis responsáveis pelo aroma de bananas maduras (Rodriguez-Amaya, 2003).

Outro importante grupo de voláteis que podem contribuir para o aroma dos frutos são os terpenóides que são originados no metabolismo dos carboidratos. Eles são produzidos principalmente pelas vias de auto-oxidação, e são divididos em monoterpenos, sesquiterpenos e terpenos irregulares. Alguns terpenóides são produtos de degradação de carotenóides (Facundo, 2009).

Os fenóis voláteis são comuns em frutos e são formados principalmente por meio da via do ácido chiquímico. Geralmente são derivados do benzeno. Os compostos mais comuns deste grupo são o eugenol e o benzaldeído (Jiang; Song, 2010).

O Metil Jasmonato é um fito-hormônio volátil que também desempenha importantes funções fisiológicas, como a indução de genes que sinalizam a produção de compostos do metabolismo secundário, tais como antocianinas, além de atuar nos processos de desenvolvimento e senescência. A biossíntese deste composto é catalisada pela enzima Aleno Óxido Sintase (AOS) que atua no mesmo substrato, o Ácido Hidroperoxi linolênico, em que atua a enzima HPL (Hidroperoxidase Liase), dando origem aos compostos de 6 carbonos.

1.9. Objetivos

Objetivo geral: Avaliar os efeitos da proximidade da biodiversidade nativa da Mata Atlântica nos atributos físicos e bioquímicos da banana.

Objetivos específicos: Investigar a influência da proximidade de um fragmento florestal no sistema de cultivo, quanto aos atributos de qualidade da banana: produção de compostos voláteis, textura, cor, produção de etileno e CO₂, carboidratos (amido e açúcares solúveis) e análise de defeitos.

2. MATERIAIS E MÉTODOS

Este trabalho foi desenvolvido em duas etapas, a primeira no campo com a obtenção dos frutos e a segunda em laboratório com as análises físicas, químicas e fisiológicas dos frutos (caracterização dos frutos).

2.1. Campo

2.1.1. Escolha das parcelas experimentais

Além da localização privilegiada do Vale da Ribeira no que diz respeito à presença de um grande fragmento remanescente de Mata Atlântica, a região é tradicionalmente bananicultora sendo uma das principais regiões produtoras do país. Por estas razões, o Vale do Ribeira foi escolhido para seleção das parcelas experimentais do presente trabalho.

Foram escolhidas no primeiro trimestre de 2012, duas parcelas experimentais dentro de uma mesma propriedade, com o mesmo histórico de tratos culturais, que

fornececeram os frutos analisados em laboratório. Estas parcelas estão localizadas na região do Vale do Ribeira, no município de Sete Barras, Latitude / Longitude: (-24.29, -47.95), próximas ao assentamento “Alves Pereira e Teixeira”, situado em uma área de transição entre os Parques Estaduais Intervales e o Carlos Botelho. Estes dois Parques Estaduais, juntamente com Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), a Estação Ecológica Xitué (EEcX), a Zona de Vida Silvestre da Área de Proteção Ambiental da Serra do Mar e a zona núcleo da Reserva da Biosfera da Mata Atlântica, compõe o chamado continuum ecológico de Paranapiacaba, com mais de 120.000 ha. Estas unidades de conservação reunidas representam uma das áreas mais significativas dos remanescentes florestais do estado de São Paulo, pelo seu ótimo estado de conservação e por abrigar inúmeras espécies vegetais e animais (<http://www.ambiente.sp.gov.br>).

A escolha das parcelas foi realizada visando garantir que o único parâmetro diferencial entre as áreas fosse a proximidade da biodiversidade do remanescente florestal. Para isto foram feitas algumas análises e monitoramento de dados climáticos, tratos culturais e históricos da área que asseguraram a padronização das seguintes características:

- Perfil do solo e semelhança do relevo;
- Nutrição do solo;
- Nutrição foliar;
- Mesmos tratos culturais;
- Monitoramento de temperatura dentro das parcelas;
- Monitoramento da umidade relativa dentro das parcelas;
- Época de implantação da área (idade do bananal);
- Histórico de tratos culturais;
- Uniformidade de cultivo (tamanho dos cachos e grossura do tronco e espaçamento entre plantas);
- Mesma cultivar (Nanicão, Musa sp, subgrupo Cavendish AAA);
- Monitoramento do vento dentro das parcelas (ainda em andamento).

Assim, respeitando os critérios descritos anteriormente, foram selecionadas duas áreas em uma mesma propriedade, que possui 20 ha de cultivo de banana (cv. Prata e Nanicao). As parcelas estão a uma distância de 200 m uma da outra o que garante que não há influência da biodiversidade do fragmento florestal na parcela Controle, considerando-se que a influência da biodiversidade do entorno tem

amplitude de 40 m a partir da borda (Altieri, 1981). A parcela próxima à biodiversidade apresenta 60% do seu perímetro rodeado pela mata e foi denominada parcela Biodiversidade (B). A parcela Controle (C) está plenamente inserida no sistema de monocultivo de banana (Figura 8). Ambas as parcelas dão origem às amostras de banana da cultivar Nanicão (AAA). O sistema de produção das parcelas B e C é o sistema convencional, sendo que o manejo cultural realizado nas duas é exatamente o mesmo, e segue o que é normalmente praticado na região. A aplicação de NPK é realizada 3 vezes ao ano (300 g por aplicação de NPK 14-7-28), também é feita a pulverização de inseticida (piretróides) nos cachos novos, aplicação com lurdinha (ferramenta utilizada na condução do bananal) de inseticida (Carbofuran) nas plantas colhidas, pulverização mensal de fungicidas sistêmicos (Triazóis e Estrobirulinas) na parte aérea por avião.

As coordenadas geográficas das duas parcelas foram medidas com um aparelho GPS e são: B: 22,794398E 73,10680N; C: 22,793852E 73,10588N. As duas áreas tem aproximadamente 0,4 ha e cerca de 500 bananeiras cv. Nanicão, em cada uma.

Figura 8. Posicionamento das parcelas dentro do bananal convencional, em relação à presença da mata (distância de 200m), no início do experimento. Imagem de satélite. Fonte: Google Earth (2012).

2.1.2. Marcação das plantas no campo e cálculo dos graus-dia

As plantas que forneceram os frutos para o experimento foram identificadas com fitas numeradas de acordo com a sequência em que foram detectadas no campo e com a data em que foram marcadas. Estas plantas foram marcadas no momento da antese (florescimento), estágio fisiológico conhecido como “dedos horizontais”, no qual é possível ver na inflorescência, todas as flores femininas e o início do aparecimento das flores masculinas (Figura 9).

Figura 9. Estádio fisiológico conhecido como “dedos horizontais”. Seta indica a presença de flores femininas e masculinas na última penca, característica observada para reconhecimento deste estágio no momento da marcação das plantas (Foto de Florence Polegato Castelan).

A partir deste dia da marcação, teve início o monitoramento da temperatura, através de mini-estações meteorológicas formadas por sondas de captação de temperatura e umidade relativa instaladas no interior das duas parcelas, para o cálculo dos graus-dia. Quando as plantas atingiram aproximadamente 900 graus-dia, se considerou que os frutos atingiram o ponto de colheita em condições tropicais, segundo determinaram Ganry e Meyer (1975).

Fórmula para o cálculo dos graus-dia:

$$GD = \frac{T_{\text{máx}} + T_{\text{mín}} - T_b}{2}$$

2

Onde $T_{\text{máx}}$ é a temperatura máxima no período de desenvolvimento no campo, $T_{\text{mín}}$ é a temperatura mínima neste mesmo período e T_b é a temperatura basal para desenvolvimento da cultura, que no caso da banana é 14°C.

Portanto, a marcação ocorreu conforme os dias de visita ao campo coincidiram com a antese das plantas, de forma que houve um número maior de plantas marcadas no campo, em relação ao número de plantas colhidas. Isto porque foi importante marcar o maior número possível de plantas para aumentar as possibilidades de colheitas e prevenir perdas. Assim, em cada área, aproximadamente 180 plantas foram marcadas nas duas parcelas, sendo que destas, foram colhidas e aproveitados os dados de cerca de 20 plantas por área ao final de todo o experimento. A tabela 2 mostra as plantas marcadas e colhidas ao longo de quatro amostragens, sendo que duas são de frutos que se desenvolveram, em sua maioria no outono/inverno (1 e 4) e duas de frutos que se desenvolveram no campo durante a primavera/verão (2 e 3) (Tabela 2).

Tabela 2: Relação de plantas marcadas e colhidas nas áreas B e C.

Colheitas		Plantas marcadas	Nº Plantas colhidas	
		B e C	B	C
Outono e Inverno	1	65 (abr, mai, jun/2012)	5	6
	4	35 (mai, jun, jul/2013)	3	5
Primavera e Verão	2	40 (set/out/nov/2012)	3	4
	3	42 (out, nov, dez/2012)	2	4

Os frutos amostrados são da cultivar Nanicão, do grupo genômico AAA, susceptíveis à nematoides, Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis*. Morelet) e

Sigatoka Amarela (*Mycosphaerella musicola*), porém tolerantes ao Mal-do-Panamá. É uma cultivar de porte médio a baixo (3 a 3,5 m). Os cachos são cilíndricos, com peso de 30 kg e 11 pencas, em média. Os frutos pesam 150 g, aproximadamente e têm sabor idêntico ao da Nanica (<http://www.ceplac.gov.br/radar/banana.htm>).

2.1.3. Avaliação dos parâmetros relacionados às parcelas

As parcelas experimentais, bem como as plantas que forneceram as amostras dos frutos analisados, passaram por avaliações que objetivaram assegurar a similaridade entre tratamentos de parâmetros relacionados à nutrição do solo e suas características edáficas, à nutrição foliar, ao clima e aos principais ataques fitossanitários, que eventualmente poderiam levantar dúvidas e questionamentos a respeito da proveniência dos resultados encontrados.

2.1.3.1. Características edáficas e de nutrição

As análises foliares e de solo foram feitas no Laboratório de Agroquímica e Meio Ambiente da Universidade Estadual de Maringá (UEM) pela equipe do Núcleo de Agroecologia, sob a supervisão do Prof. Dr. José Ozinaldo Sena.

Para as análises de solos das duas parcelas, foram coletadas amostras em 5 pontos diferentes, em duas profundidades de coleta (20 e 40 cm), que foram posteriormente misturadas formando uma amostra para cada área. As duas amostras (área B e C) foram então encaminhadas ao Laboratório de Agroquímica e Meio Ambiente da Universidade Estadual de Maringá (UEM), onde foram realizadas as análises de macro e micronutrientes. Para tanto, foram utilizados os seguintes extratores: KCl 1 mol.L⁻¹ (para Ca, Mg, Al.); Cloreto de Bário a quente (para Boro); Acetato de Amônio-Ácido Acético (para Enxofre); Mehlich 1 (para determinação de P, K, Cu, Fe, Mn, Na, Zn).

2.1.3.2. Características nutricionais foliares

A obtenção das amostras para análise foliar foi feita segundo os critérios do protocolo da Embrapa, para amostragem foliar de bananeira (Borges, 2004). Assim, em cada parcela foram coletadas 3 amostras, cada uma representando uma bananeira e, para cada parcela, foi determinado um valor médio ($n=3$) para cada elemento analisado. Após a coleta, as amostras foram transportadas em sacos de papel acondicionados em um isopor com gelo, para o Laboratório de Agroquímica e Meio Ambiente da UEM.

Para os elementos K, Mg, Cu, Fe, Mn e Zn foi utilizada espectrometria de absorção atômica em amostra digerida por solução nitro-perclórica; para P e S total, foi utilizada espectrofotometria UV-Vis em amostra digerida por solução nitro-perclórica; para B total foi utilizado espectrofotometria UV-Vis em amostra incinerada com extração do B mediante o ácido clorídrico e para N total, foi utilizado o método clássico de Kjeldahl.

2.1.3.3. Monitoramento dos parâmetros climáticos

Para garantir a credibilidade dos resultados e para que se possa assegurar que são consequência da proximidade com a biodiversidade, além das características de solo e nutrição, foram monitorados os parâmetros climáticos dentro das parcelas experimentais.

Para tanto, foram instaladas sondas de captação de temperatura (T°) e umidade relativa (UR) dentro das parcelas experimentais, que captam valores a cada hora. Além destes dados terem sido usados para o cálculo dos graus-dia, a partir destes valores, foram calculadas as médias diárias (24 valores) e, posteriormente, a média da temperatura e umidade durante o período do experimento, para comparação entre as parcelas.

A luminosidade e o vento estão sendo monitorados (durante um ano) em cada parcela, também para efeito de comparação, através da instalação de uma micro-

estação meteorológica equipada com um luxímetro. Este monitoramento teve início em agosto de 2013 e será finalizado em agosto de 2014.

2.1.3.4. Monitoramento fitossanitário

Os principais problemas fitossanitários do cultivo de banana no Vale do Ribeira estão relacionados à doença Sigatoka Negra, causada pelo fungo *Mycosphaerella fijiensis*, e ao ataque do coleóptero Broca da Bananeira, também conhecido como Moleque da Bananeira.

2.1.3.5. Monitoramento da severidade da Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet)

O monitoramento da severidade da Sigatoka Negra foi feito em dois momentos: nos dias da marcação das plantas (antese) e nos dias das colheitas dos frutos. Dessa forma, a evolução da doença pôde ser avaliada ao longo do enchimento dos frutos. Esta avaliação foi baseada na estimativa da porcentagem de tecido foliar necrosado de todas as folhas das plantas, a partir de uma escala de aproximação (Stover, 1971, modificado por Gahul, 1993). A avaliação consiste na atribuição de notas, numa escala de 1 a 6, de acordo com a porcentagem estimada de ataque da doença. A nota 1 corresponde à 1% de ataque e a nota 6 corresponde à mais de 50%.

2.1.3.6. Monitoramento da Broca da Bananeira (*Cosmopolitus Sordidus*)

A incidência da Broca da bananeira nas duas áreas foi monitorada através de armadilhas do tipo rampa com uso de feromônio (Cosmolure - Biocontrole), atrativo

para este tipo de coleóptero. O sachê do feromônio foi pendurado com o auxílio de uma haste feita com arame dentro de um galão de plástico de 5L, que teve suas paredes laterais abertas, de maneira a formar “abas” apoiadas no solo, para que a entrada do coleóptero na armadilha fosse facilitada (Figura 10). No galão foi colocada também uma solução de detergente neutro a 3% e uma fatia de pseudocaule de bananeira foi posicionada, de maneira a não encostar nas paredes do galão. A quantidade de Broca da Bananeira capturada nas armadilhas foi monitorada semanalmente, assim como a troca do pseudocaule. O feromônio foi trocado mensalmente.

Figura 10. Armadilha tipo rampa. Fonte: http://www.biocontrole.com.br/bio_cosmolure.htm

2.1.4. Obtenção das amostras

As amostras foram obtidas ao longo de 8 colheitas, no período de setembro de 2012 à novembro de 2013. Entretanto, devido a problemas experimentais, os dados de 4 colheitas foram descartados, de forma que foram consideradas na análise dos resultados somente as 4 colheitas restantes. Desta forma, no total são 4 amostragens que correspondem à 4 colheitas que foram denominadas colheita 1, 2, 3 e 4. As colheitas 1 e 4 são chamadas de Colheitas de Outono/Inverno, porque a maioria dos frutos se desenvolveu no camponeste período, seguindo a mesma

lógica as colheitas 2 e 3 são chamadas de Colheitas de Primavera/Verão. Em cada amostragem, assim que o cálculo dos graus-dia atingiu um valor aproximado de 900 GD foram colhidas, em média, 5 plantas, sendo selecionadas duas pencas de bananas da porção intermediária do cacho de cada bananeira (quarta e quinta pencas de cima para baixo, por ordem de emissão) (Figura 11).

Figura 11. A primeira foto corresponde ao estágio fisiológico conhecido como “dedos horizontais”, no qual ocorreu a marcação das plantas no campo, para início da captação da temperatura diária dentro das parcelas para cálculo dos graus-dia (Foto de Florence Polegato Castelan). Quando as plantas atingiram em torno de 900 GD, foram colhidos os cachos e retiradas as pencas da porção intermediária (quarta e quinta pencas). Fonte: www.portalorganico.com.br

2.2. Caracterização dos frutos

2.2.1. Recepção dos frutos

Os frutos colhidos das duas parcelas experimentais foram transportados, sob condições padronizadas, até o Laboratório do Departamento de Ciências dos Alimentos da Faculdade de Ciências Farmacêuticas da Universidade de São Paulo (USP). No primeiro dia após a colheita, os frutos foram destacados das pencas, identificados, com a numeração atribuída no campo às bananeiras discriminando a área de origem pelas letras B ou C, higienizados com água corrente e tratados com fungicida pós-colheita por imersão por 4 min em solução de tiabendazol (250 mg/L), segundo Sponholz et al., (2004).

2.2.2. Comprimento e diâmetro

Ainda no primeiro dia após a colheita foram selecionados 3 frutos centrais da linha externa das pencas para mensuração do comprimento e diâmetro destes frutos. O comprimento foi medido com uma fita métrica desde a cicatriz do pedúnculo até o umbigo do fruto e o diâmetro foi medido na parte central do fruto com um paquímetro digital. Por fim, as bananas foram armazenadas em câmaras incubadoras a $20^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ para os ensaios de caracterização dos frutos que começaram no segundo dia após a colheita.

2.2.3. Produção de Etileno e CO_2

A produção de etileno (C_2H_4) e CO_2 endógeno foi estimada diariamente por cromatografia gasosa, ao longo do amadurecimento natural dos frutos armazenados nas câmaras incubadoras. Para tanto, foram selecionados por dia, aleatoriamente,

frutos por planta das áreas B e C, que foram pesados em balança analítica e acondicionados por uma hora em temperatura ambiente, em recipientes hermeticamente fechados e adaptados com um septo na tampa, para possibilitar a captura do headspace com seringa própria para gases.

Para as análises dos gases foi utilizado um cromatógrafo gasoso *HP-6890* equipado com coluna *HP-PlotQ* (30 m x 0,53 mm x 40 µm) (*Hewlett-Packard*®, Palo Alto, CA, EUA), acoplado aos detectores de ionização em chama e condutividade térmica para análise do C₂H₄ e CO₂, respectivamente, e interface com um computador equipado com o software *MSD ChemStation E.02* (*Agilent Technologies*®, Santa Clara, CA, EUA).

Posteriormente, alíquotas do *headspace* de cada recipiente foram analisadas em triplicata no modo *split* (50:1) para o CO₂ (1 mL) e *pulsed split* (20 psi; 2 min) para o C₂H₄ (10 mL). Padrões (*Air Liquid*®, São Paulo, SP, Brasil) dos dois gases foram utilizados para construção de uma curva padrão. Os valores obtidos foram

subtraídos das análises diárias de CO₂ e C₂H₄ atmosférico da sala onde as amostras foram incubadas. Os resultados foram expressos como mg de CO₂.Kg⁻¹.h⁻¹ e µL de etileno.Kg⁻¹.h⁻¹ (Purgatto et al., 2002; Rosseto et al., 2003).

2.2.4. Análise de cor

As mudanças de cor da casca dos frutos foram monitoradas nos mesmo três frutos selecionados para as análises de produção de etileno e CO₂, na frequência de três em três dias até o momento em que ocorreu o disparo de produção de etileno, quando as análises passaram a ser feitas diariamente. Para tanto, foi utilizado o colorímetro da marca *Color Quest XE* acoplado a um computador. O equipamento *Read Standardize* foi calibrado para que os frutos fossem posicionados no aparelho para coleta do valor *a* do equipamento, índice de coloração que vai do verde ao vermelho. Este parâmetro foi escolhido por ser o mais descritivo dentro do modelo de valores de cor L*a*b* para expressar mudanças na coloração da casca da banana (Chillet et al., 2005). Foram avaliados 3 pontos em cada lado das bananas posicionadas lateralmente no equipamento, totalizando 6 pontos por fruto.

2.2.5. Análise de textura

A análise de textura foi realizada também nos mesmos três frutos selecionados para as análises de produção de etileno e CO_2 de três em três dias, até que ocorresse o disparo de produção de etileno, sendo que após este dia as análises passaram a ser realizadas diariamente. Para tanto, foi utilizado um texturômetro (TAXT2 *penetrometer*), equipado com uma *probe* metálica cilíndrica de 3 mm (sonda), um computador e um *software Package (X-Trad)*. Para a determinação das características mecânicas, a sonda do penetrômetro foi calibrada a uma velocidade constante e profundidade máxima até que se perfurasse toda a polpa. Em seguida, foram cortadas rodela de 1 cm de espessura da polpa dos frutos e estas foram posicionadas sob a sonda, que foi aproximada até poucos milímetros do fruto para então começar a medição e análise dos dados. O valor da dureza da polpa foi coletado a partir da curva de força (N) x tempo (s), segundo método descrito por Chillet et al (2008).

2.2.6. Determinação de amido e açúcares solúveis

Para estimar o teor de amido na polpa das bananas foi realizada metodologia descrita por Âneas e Lajolo (1980). Aproximadamente 100 mg de polpa das amostras de banana foram previamente trituradas em nitrogênio líquido e o amido nelas contido foi solubilizado em 3 mL de hidróxido de sódio 0,5 M. O homogenato resultante foi neutralizado com ácido acético 0,5 M e o volume ajustado em um balão volumétrico. Posteriormente, o amido de uma amostra de 1 mL foi precipitado utilizando 4 mL de etanol absoluto e separado por centrifugação (12000 g; 15 min), descartando em seguida o sobrenadante. O precipitado foi lavado com etanol 80% (v/v), por duas vezes.

Depois da evaporação do etanol à temperatura ambiente, o amido foi hidrolisado com a enzima amiloglicosidase (28 U/mL, pH 4,8) e a glicose resultante foi quantificada através do sistema glicose-oxidase - peroxidase - ABTS (2,2'-azinobis-3-etilbenzotiazolína-6-sulfonato) através de leitura a 450 nm após 30

min(Bergmeyer, 1974). Foi utilizada glicose (*Sigma-Aldrich*[®], St. Louis, MO, EUA) como padrão e os resultados foram expressos como percentual de amido na polpa (% g.100g⁻¹). Para cada ponto de análise foi realizada a triplicata da extração.

Os açúcares solúveis foram extraídos em triplicata a partir de 100 mg da polpa em três ciclos de extração com etanol 80% (v/v) (80 °C; 800 rpm). Após centrifugação (12000 g; 15 min), o sobrenadante foi transferido para um balão volumétrico e o volume ajustado com etanol 80%. Em seguida, o etanol foi evaporado de uma alíquota de 1 mL do extrato em sistema *speed-vac*, sendo os resíduos sólidos reconstituídos com água deionizada.

Os açúcares foram analisados utilizando o equipamento *Dionex-DX500* (*Thermo Scientific*[®], Waltham, MA, EUA), composto por um cromatógrafo líquido de alta eficiência, acoplado a um detector amperométrico de pulso, equipado com coluna *CarboPacPA1* (4 x 250 mm) (*Thermo Scientific*[®], Waltham, MA, EUA) e interface com um computador equipado com o software *PeakNet 5.0* (*Thermo Scientific*[®], Waltham, MA, EUA).

Foi utilizada fase móvel constituída de NaOH 18 mM em fluxo de 1 mL.min⁻¹ por 25 min. Padrões de sacarose, frutose e glicose (*Sigma-Aldrich*[®], St. Louis, MO, EUA) foram utilizados para a identificação dos picos e construção de uma curva padrão.

2.2.7 Análise de defeitos

O procedimento de análise de defeitos foi baseado no método de classificação que surgiu em 2002 de uma iniciativa conjunta entre o CQH (Centro de Qualidade em Horticultura) da CEAGESP (Companhia de Entrepósitos e Armazéns Gerais de São Paulo), a EPAGRI (Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina) e a CIDASC (Companhia Integrada de Desenvolvimento Agrícola de Santa Catarina). Em 2003 foram incorporadas as normas de classificação aos procedimentos pós-colheita da banana.

A avaliação comparativa dos defeitos dos frutos das áreas B e C foi feita no quinto dia de uma colheita extra em que ocorreram problemas experimentais e por

isso não foram aproveitados os demais dados, tais como perfil de etileno, textura e cor. A avaliação foi, portanto, feita em todos os frutos verdes (5 DPC), visualmente, através da observação de parâmetros previamente estabelecidos. Desta forma, as bananas foram classificadas quanto: ao grupo, à classe, à subclasse, à apresentação do produto, à categoria e aos defeitos, como segue descrito abaixo.

- Ao grupo (organização dos cultivares)
- À classe (homogeneidade de tamanho de fruto do mesmo lote).
- À subclasse: Determinada através da Escala de maturação de Von Loesecke: 1. Totalmente verde; 2. Verde com traços amarelos; 3. Mais verde do que amarelo; 4. Mais amarelo do que verde; 5. Amarelo com ponta verde; 6. Amarelo; 7. Amarelo com áreas marrons.
- À apresentação do produto: dedo, buquê ou penca.
- À categoria (Extra, I, II e III): limite de frutos com defeitos graves e leves por categoria (Tabela 3).
- Aos defeitos, há um limite de defeitos graves e leves permitidos para determinar a categoria de bananas. Na Tabela 3 é possível observar a quantidade de defeitos aceitáveis em cada categoria. Os defeitos são assim definidos:
 - Defeitos graves: inviabilizam o consumo e depreciam a aparência e o valor do produto. Ponta de Charuto, Podridão fruto amassado, danificado por Sol, são alguns exemplos de defeitos graves.
 - Defeitos leves: não impedem o consumo do produto, mas depreciam seu valor. Ausência de dedos, Desenvolvimento diferenciado dos frutos do cacho, são exemplos de defeitos leves.
 - Defeitos variáveis: a gravidade depende da intensidade. Os defeitos variáveis podem ser graves, leves ou desconsiderados em função da sua intensidade de ocorrência. Dano mecânico superficial, sinais de tripes de erupção e sinais de tripes da ferrugem são exemplos de defeitos variáveis.

Tabela 3: Limite de frutos com defeitos graves e leves por categoria, em porcentagem dos frutos do lote.

Defeitos	Categoria			
	Extra	Tipo I	Tipo II	Tipo III
Podridão e Ponta de charuto	0	1	2	3
Outros defeitos graves	0	5	10	20
Defeitos graves	0	5	10	20
Defeitos leves	5	10	50	100
Total de defeitos	5	10	50	100

2.2.8. Compostos voláteis

2.2.8.1. Congelamento das amostras para análise de compostos voláteis

As amostras utilizadas para determinação do perfil de compostos voláteis dos frutos das área B e C foram congeladas em dois pontos ao longo do processo de amadurecimento dos frutos. O congelamento foi necessário uma vez que a determinação destes compostos seria inviável se fosse feita em frutos frescos, devido a grande quantidade de frutos por colheita e às outras análises de caracterização que deveriam ser feitas necessariamente nos frutos frescos. Os pontos de congelamento foram: ponto verde, no segundo dia após a colheita (2DPC) e ponto maduro, no dia em que os frutos atingiram o ponto 6 de coloração, segundo a escala de maturação de Von Loesecke (amarelo sem pontos pretos). É importante salientar que no dia do congelamento dos frutos maduros, o pico da produção endógena de etileno já havia ocorrido (Figura 12).

Planta 46, área Controle 24 DPC

Figura 12. Foto mostra o ponto de congelamento do fruto maduro 46C (parcela Controle), colheita 3 (Primavera/Verão), relacionado com o gráfico do perfil da produção endógena de etileno ao longo do amadurecimento. Seta indica o dia do congelamento (24 DPC).

O método de congelamento da polpa da banana para análise posterior dos compostos voláteis foi realizado de acordo com método desenvolvido pela Dra. Edna Pesis e Dra. Helena Chibao e chamado de método *In situ* (Chiebao, 2013). Para tanto, a região central de um dos frutos selecionados para as análises diárias de etileno e CO₂, foi cortada em rodela de aproximadamente 1 cm de espessura e separada da casca. Destas fatias da polpa, foram retirados pequenos cilindros, com o auxílio de um furador de rolhas de aço-inox, com abertura de aproximadamente 1 cm de diâmetro. Em balança analítica, foram pesados 2g de amostra, que foram colocadas em vials âmbar de 40 ml com tampa de plástico e septo de silicone, adicionados de 0,4 ml de solução de NaCl 20% e 0,6g de NaCl e congelados a 20 °C. Na Figura 13 é possível ver um esquema do método de congelamento das amostras.

Figura 13. Esquema de congelamento das amostras em dois pontos: verde (2 DPC) e maduro (ponto 6 de coloração). Os frutos foram fatiados e cortados em cilindros, com o auxílio de um furador de rolha. Dentro de cada vial foram colocados 2 g de amostra e 0,4 ml de solução de NaCl 20% e 0,6g de NaCl.

2.2.8.2. Análise dos compostos voláteis

Para a determinação dos compostos voláteis, as amostras foram descongeladas em banho-maria a 30 °C, com agitação branda. Após 1h, os vials foram retirados do banho-maria e, por 15 min, ficaram em repouso, para equilíbrio. Por fim, a fibra foi exposta dentro dos vials, também por 15 minutos. Para a leitura foi utilizado o sistema de injeção manual em cromatógrafo gasoso acoplado ao espectrômetro de massas. Os resultados foram analisados em triplicata das amostras da polpa.

A análise compreendeu as seguintes etapas: o isolamento dos compostos, a separação por cromatografia gasosa de alta resolução e a identificação por comparação dos espectros com a biblioteca NIST1998.

O isolamento dos compostos voláteis para posterior determinação foi realizado utilizando a técnica de microextração em fase sólida (solid phase microextraction – SPME), desenvolvida por Pawliszyn (1990), no espaço confinado (headspace) entre a amostra e um frasco vedado. A fibra de SPME (DVB/CAR/PDMS) foi pré-condicionada a 200°C por 15 minutos no injetor do cromatógrafo gasoso e posteriormente exposta no headspace, para a extração dos compostos. Após o término do tempo de exposição da fibra, a mesma foi removida e inserida no injetor do cromatógrafo gasoso para dessorção térmica dos analitos.

As amostras foram analisadas por cromatografia gasosa e foi utilizada a coluna CARBOWAX para separação dos compostos voláteis da banana. Para a análise comparativa entre as amostras, os resultados de área foram submetidos à análise de regressão.

A identificação de cada composto foi feita por cromatografia gasosa-espectrometria de massas, baseada na forma de fragmentação através da comparação do espectro de massas do composto desconhecido com os espectros de massas da biblioteca NIST1998. Índices de retenção também foram calculados e comparados com aqueles descritos na literatura (Jennings e Shibamoto, 1980).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1. Produção das amostras

3.1.1. Características nutricionais foliares

As análises foliares (Tabela 4) comprovaram que não há diferenças significativas entre os teores dos nutrientes analisados nas folhas das plantas das parcelas Controle (C) e Biodiversidade (B). A possibilidade de deficiência ou toxidez de algum elemento foi averiguada através da comparação dos teores encontrados com os publicados em dois trabalhos: comunicado técnico da EMBRAPA, que mostra as faixas adequadas de nutrientes foliares para a bananeira (Borges e Oliveira, 2006) e um artigo que indica o teor médio de nutrientes no tecido foliar de bananeiras de alta e baixa produtividade no estado de São Paulo, para cultivares do subgrupo Cavendish (Teixeira, Zambrosi e Neto, 2007).

Tabela 4: Teores de macro (g/kg) e micro nutrientes (mg/kg) determinados na análise foliar das plantas das parcelas Biodiversidade (B) e Controle (C).

g/kg						
	Mg	Ca	K	N	P	S
B	3,48 ± 0,36	6,57 ± 4,18	25,03 ± 4,49	24,6 ± 2	11,92 ± 2,05	11,57 ± 6,81
C	3,52 ± 1,23	11,05 ± 4,36	23,87 ± 2,11	30,17 ± 3,47	10,04 ± 1,18	10,27 ± 4,23
mg/kg						
	Fe	Cu	Mn	Zn	B	
B	48,83 ± 7,53	8,4 ± 2,52	579,4 ± 248,34	11,03 ± 1,85	31,44 ± 2,38	
C	68,73 ± 15,11	9,6 ± 3,58	622,1 ± 251,49	10,23 ± 2,12	28,75 ± 3,62	

De acordo com a literatura (Borges e Oliveira, 2006 e Teixeira, Zambrosi e Neto, 2007), com exceção do teor de Boro (B) e Ferro (Fe), todos os nutrientes se apresentaram dentro das faixas esperadas em ambas as parcelas. Segundo Borges

e Oliveira (2006), o teor de Boro considerado adequado para a Nanicão está em torno de 10 a 25 mg kg⁻¹. Teores acima de 30 mg kg⁻¹ são considerados tóxicos e podem acarretar sintomas nas folhas, sendo possível observar clorose marginal seguida de necrose. As folhas foram coletadas para as análises no momento da emissão do pendão (antes da abertura das flores/pencas), quando os nutrientes ainda estão se acumulando na planta para posterior formação do cacho.

Quanto ao micronutriente Ferro, a faixa de 80 a 300 mg/kg é considerada apropriada (Borges e Oliveira, 2006). Portanto, os níveis deste nutriente estão perto dos limites inferiores nas análises foliares das plantas das duas áreas (B e C) (Tabela 4). Todavia, a análise de solo (Tabela 5) evidenciou teores satisfatórios deste nutriente para o cultivo da bananeira, o que sugere que o Fe está presente em quantidades razoáveis no solo, mas que por alguma razão, está acumulado nas folhas apenas em concentrações próximas aos limites mínimos.

3.1.2. Características edáficas e de nutrição

Através da análise de solo feita nas duas parcelas experimentais (B e C) comprovou-se que as duas áreas têm solos da mesma classe: Latossolo Amarelo Distrófico, uma variação de latossolo que é a classe de solos mais presente no Brasil, correspondendo a 31% da área relativa de todo o país (Embrapa, 2006). Ademais, ambos os solos possuem a mesma classificação textural: à profundidade de 0-20 cm, dispõem de textura franco-argilo-siltosa, bem como o horizonte B de textura franca.

A Tabela 5 a seguir mostra os teores de nutrientes quantificados nas parcelas B e C, através da análise nutricional do solo.

Tabela 5: Análise de minerais do solo das parcelas Biodiversidade (B) e Controle (C). Amostras coletadas em profundidade de 0-20 cm e 20-40 cm.

cmol/dm-3							mg/dm-3		g/dm-3	
	H+3 +	Al+3	Ca2	Mg2	K	P	C	H2O	CaCl	Profundidade de
B	2,65	0,00	6,00	2,17	0,62	5,47	14,22	5,84	5,41	0-20
C	2,61	0,00	5,66	2,05	0,23	2,53	10,51	6,05	5,86	20-40 cm
B	2,79	0,80	2,50	1,03	0,21	2,37	7,20	5,48	4,81	0-20
C	2,95	0,55	1,65	1,00	0,10	2,00	5,25	5,86	5,10	20-40 cm
mg/d										
	F	C	Mn	Z	B	S	Profundidade de			
B	155,50	7,29	15,79	1,89	0,60	25,52	0-20			
C	167,10	5,63	126,50	5,82	0,53	33,05	20-40 cm			
B	218,20	4,68	72,39	1,68	0,41	44,38	0-20			
C	223,60	2,85	49,16	1,71	0,68	105,76	20-40 cm			

No que diz respeito aos nutrientes quantificados no solo das parcelas experimentais B e C, observou-se que o Potássio (K) apresenta-se em concentração três vezes maior na parcela B, à profundidade 0-20 cm (Tabela 5). No entanto, esta diferença não foi observada nas análises foliares das plantas, uma vez que o teor de K nas folhas é semelhante entre as parcelas (Tabela 4). Há de se considerar que o potássio é um nutriente altamente suscetível à lixiviação. No meio agrônomo, ele inclusive é considerado por alguns, como o nutriente que “cai” das folhas, já que ele se mantém livre na planta, sem estabelecer ligações químicas com outros elementos, o que levanta a hipótese de que este potássio excedente na área biodiversidade pode ter origem na mata ao redor da parcela. Porém, o K é o principal nutriente a ser repostado no solo pela adubação convencional, portanto, o baixo nível apresentado no solo da parcela C não deve ser impedimento para o desenvolvimento dos frutos, considerando-se que em poucos dias haverá uma nova adubação (frequência mensal). Outro macronutriente também foi encontrado em quantidades superiores (2X) na parcela B, em relação à parcela C: o Fósforo (P). Apesar disso, este elemento foi encontrado em quantidades semelhantes nas análises foliares das duas parcelas (Tabela 4) e acima do nível normalmente encontrado nos bananais paulistas (Teixeira, Zambrosi e Neto, 2006). Isto pode indicar limitações na extração do P nas análises de solo, já que este nutriente apresenta grandes variações de acordo com o método de extração empregado (Schlindwein, 2003; Miranda et al., 2002). Além disso, o P é um nutriente normalmente não limitante no Vale do Ribeira, sendo o menos demandado nas formulações de adubo para bananais desta região. Por fim, a análise de solo (Tabela 5) evidenciou diferenças entre as duas parcelas nos teores de dois micronutrientes: Manganês (Mn) e Zinco (Zn). No entanto, a análise foliar mostrou concentrações semelhantes entre as parcelas, além de valores dentro dos padrões encontrados para estes nutrientes (Teixeira, Zembroni e Neto, 2007), indicando que a diferença encontrada no solo não foi refletida no estado nutricional do cultivo.

Por meio das análises de nutrição foliar e de solo, assim como a determinação das condições intrínsecas dos solos das duas parcelas, fundamentou-se a proposição de que os eventuais resultados expostos neste trabalho não foram consequência de falta de similaridade entre os solos e nutrição das plantas de ambas as áreas do estudo.

3.1.3. Monitoramento dos parâmetros climáticos

No item 2.1.3.3. de Material e Métodos foi citada a instalação de sondas para o monitoramento da temperatura e umidade relativa dentro das parcelas experimentais. Embora as sondas tenham sido instaladas desde o início do experimento, uma das sondas foi danificada e foi necessário trocá-la. Este fato não acarretou perda de dados para o cálculo da Idade Fisiológica dos cachos, mas para a comparação das temperaturas das parcelas, foram utilizados 131 dias de captação de valores, correspondentes ao período após a troca da sonda danificada. Sendo assim, as médias de temperatura das parcelas B e C foram de, respectivamente, $23,26^{\circ}\text{C} \pm 2,86$ e $23,38^{\circ}\text{C} \pm 2,95$ e de umidade relativa foram de $90,01\% \pm 7,23$ e $89,36\% \pm 7,71$. Diante destes dados é possível afirmar que não existem diferenças significativas entre as parcelas avaliadas em termos de temperatura e umidade relativa do ar.

3.1.4. Monitoramento fitossanitário

3.1.4.1. Monitoramento da severidade da Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet)

Um dos principais problemas fitossanitários do cultivo da bananeira no Brasil é a Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet). Esta doença causada por um fungo ataca as folhas e causa danos indiretos relacionados à qualidade da banana, no que diz respeito aos aspectos fisiológicos (Castelan et al, 2012; Chillet et al, 2009) e bioquímicos (Saraiva et al., 2013). É preciso lembrar que a literatura a respeito da presença da biodiversidade em cultivos agrícolas testemunhou o serviço ecossistêmico proporcionado pela proximidade da floresta nativa em relação à diminuição de pragas e doenças (Tomas, 2010; Kageyama, 2002).

Assim, o monitoramento do grau de severidade desta doença no campo é importante, para levantar hipóteses que apontem possíveis razões para explicar as

diferenças encontradas nos frutos produzidos com e sem a presença da biodiversidade no entorno.

O aumento da biodiversidade vegetal no entorno do cultivo provavelmente ocasiona um acréscimo na diversidade biológica de insetos herbívoros e, consequentemente, na variedade de insetos predadores e parasitóides, entre os quais estão os inimigos naturais de pragas de cultivos agrícolas (Alltieri, Silva e Nicchols, 2003). O mesmo raciocínio pode ser usado em relação à infecção de doenças. É provável que exista no ambiente mais biodiverso (área B), maior heterogeneidade biológica de microrganismos, o que pode trazer resultados benéficos para a planta, no que diz respeito ao não favorecimento da colonização das folhas por fungos patogênicos. Ademais, o principal meio de disseminação do fungo causador da Sigatoka Negra são esporos, os quais são dispersos pelo vento. Assim, é provável que a presença do componente florestal ao redor da parcela B (Biodiversidade) represente menor fonte de inóculo quando comparado com a parcela C (Controle), que se encontra rodeada por monocultivo de banana em 100% de seu perímetro.

Para avaliação do Índice de Severidade (IS) da Sigatoka Negra foi utilizado o Método de Stover, modificado por Gauhl et al (1993). Para tanto é necessário identificar cada folha da bananeira, da folha 1 (primeira e mais jovem) até a última (mais velha e, em geral, mais atacada), atribuindo uma nota (de 1 a 6) para cada uma delas, referente a porcentagem de tecido necrosado. Esta avaliação, além do IS, também permite estimar qual a folha mais jovem da planta que apresenta necrose (YLS- *Youngest Leaf Spotted*). De forma que o YLS mostra quantas folhas da planta apresentam ausência total de necrose e representam outra forma de avaliação. Assim, no exemplo adiante (Tabela 6) é possível concluir que a planta número 1 possui 11 folhas, sendo que a folha 8 é a mais jovem a apresentar necrose. Isso significa que a planta possui 7 folhas com ausência total de necrose causada pela Sigatoka Negra. Portanto, quanto menor o YLS, mais jovem é a primeira folha atingida pela doença e, consequentemente, pior o estado de infecção da planta.

Tabela 6: Método de Stover, modificado por Gauhl et al. (1993).

Plant	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	IS	YL
1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	2					8,33	8

IS= Índice de Severidade de Sigatoka Negra; **YLS**= *Youngest Leaf Spotted* (Folha mais jovem necrosada).

As avaliações do IS da Sigatoka Negra nos frutos das duas parcelas experimentais, de modo geral, demonstraram que as plantas da parcela Controle (C) apresentaram maior índice de severidade nas duas ocasiões avaliadas, sendo que esta diferença se evidenciou após o período de enchimento dos frutos, entre o florescimento e a colheita (Figura 14). Fato que já era previsto, uma vez que no momento da emissão do cacho da bananeira a emissão de folhas é cessada e, a partir deste momento, os fotoassimilados são mobilizados para o enchimento dos frutos. Como consequência, a renovação das folhas é interrompida e o número de folhas da planta no momento da floração é o mesmo até o momento da colheita, ficando expostas à infecção da Sigatoka durante todo este período. Assim, o índice de severidade medido no momento da colheita é sempre maior que no momento da floração.

Índice de severidade

Figura 14. Índice de Severidade de Sigatoka Negra avaliado em duas ocasiões: florescimento e colheita. Valores representam média do índice de severidade de todas as plantas do ensaio. Parcela Biodiversidade (B) e Parcela Controle (C). Eixo y: Índice de severidade.

3.1.4.2. Monitoramento da Broca da Bananeira (*Cosmopolitus Sordidus* Germar)

Foram realizadas 5 observações que indicaram captura de quantidades semelhantes de insetos nas duas parcelas experimentais: $3,4 \pm 3,1$ e $4,2 \pm 3,7$ insetos (média $\pm$ desvio padrão), para as parcelas B e C, respectivamente. A presença do componente florestal no entorno do bananal parece não ter tido influência sobre a população desta praga. Seria de se esperar que a biodiversidade natural influenciasse na população de inimigos naturais desta broca, ajudando no seu controle. Porém, o hábitat de difícil acesso, aliado à baixa especificidade alimentar desses predadores (coleópteros), provavelmente dificulta a chegada dos inimigos até a praga (Mesquita, 2003).

3.2. Caracterização dos frutos

3.2.1. Comprimento, diâmetro e peso

Foram mensurados também com objetivo comparativo, o peso e o tamanho (comprimento e diâmetro) dos frutos e também foram contadas as pencas por cacho das parcelas B e C, a fim de constatar alguma influência da proximidade com a mata sobre estes parâmetros. De fato, houve uma pequena diferença em relação ao número de pencas por cacho e ao peso dos frutos. Na parcela B, os frutos possuem um peso 4,4% maior que os frutos da parcela C. No entanto, a parcela C parece compensar o tamanho dos frutos com a quantidade de pencas em cada cacho, que foi 8% maior (Tabela 7). Este pequeno aumento no peso dos frutos da parcela B, poderia ser explicado pelo menor índice de severidade de Sigatoka Negra das plantas desta parcela (Castelan et al. 2012), mas o maior número de pencas por cacho das plantas mais infestadas (área Controle) invalida este raciocínio. Assim, com os dados que temos hoje, não é ainda possível explicar estas pequenas diferenças entre tratamentos.

Tabela 7: Peso e tamanho dos frutos das parcelas B e C.

	B	C	B x C
Nº de	7,7 ± 0,21	8,52 ± 0,17	8
Nº	15,9 ±	16 ± 0,35	
Peso (g)	182,1 ± 1,9	174,1 ± 2,5	-0.44
Diâmetro (mm)	36,87 ±	36,95 ±	
Comprimento	17,25 ±	17,5 ±	

B=Biodiversidade; C=Controle; n=30 (pencas/cacho e frutos/pencas), n=90 (peso diâmetro e comprimento); valores correspondem à média ± erro padrão; **a** e **b** representam diferenças significativas entre as amostras, de acordo com o teste de Tukey (p<0,05). (2013).

Ainda, apesar da diferença de peso entre os grupos de frutos oriundos das parcelas B e C, os dados de comprimento e diâmetro são semelhantes. Isto resulta em menor densidade dos frutos da parcela Controle, indicando alteração no enchimento dos mesmos, fenômeno já observado como consequência do ataque de Sigatoka Amarela (Castelan et al., 2013).

No estado de São Paulo, existe uma classificação quanto ao comprimento e diâmetro de banana comumente utilizada nos centros comerciais, como o CEAGESP (Almeida, 2013). Segundo esta metodologia, as bananas provenientes das parcelas Biodiversidade e Controle são ambas classificadas como frutos de Segunda em relação ao comprimento. Porém, seriam classificadas como fruto de Primeira em relação ao diâmetro dos frutos de ambas as parcelas (Tabelas 7 e 8).

Tabela 8: Classificação baseada nas medidas de comprimento e diâmetro de banana.

Classificação	Primeira	Segunda	Terceira
Comprimento	Maior que	Entre 16 e	Menor que
Diâmetro (mm)	Maior que	Entre 28 e	Menor que
R\$/ caixa em	40,0	36,0	30,0

Adaptado de: Almeida, 2013.

3.2.2 Vida verde, etileno e ponto de colheita

O fim da vida verde da banana foi determinado por Castelan et al (2012), como sendo o dia em que ocorre o início do amadurecimento do fruto, no qual a concentração de etileno supera $1 \mu\text{L C}_2\text{H}_4.\text{Kg fruta}^{-1}.\text{h}^{-1}$. Com base neste estabelecimento, através da análise dos cromatogramas dos perfis de etileno dos frutos das áreas Biodiversidade (B) e Controle (C), constatou-se que a proximidade com a biodiversidade na área B provavelmente, teve um efeito temporal na produção de etileno dos frutos desta parcela, atrasando o fim da vida verde em, aproximadamente, 42, 7 e 10% (colheitas 1, 2 e 3, respectivamente) em relação à produção de etileno dos frutos da área C (Figura 15).

Figura 15. Vida verde dos frutos das áreas B e C; colheitas 1 (Outono/Inverno), 2 e 3 (Primavera/Verão).

Na literatura já há comprovação de uma redução de aproximadamente 40% da vida verde em plantas severamente atacadas por Sigatoka Negra (Castelan, et al., 2012), por isso é possível que haja alguma relação entre a menor severidade desta doença nas plantas da área B e a maior vida verde dos frutos provenientes desta área.

Em dissertação defendida recentemente (2014) por Victor Castro Alves, aluno também envolvido nos estudos dos efeitos da biodiversidade do nosso grupo de estudos (dados não publicados), constatou que a maior vida-verde dos frutos da área Biodiversidade permite inferir que bananas provenientes de áreas próximas à floresta nativa parecem demorar mais para atingir o climatério. Porém, quando este é alcançado, os frutos das áreas Biodiversidade e Controle duram o mesmo período até a senescência. Victor ainda concluiu que não foram observadas diferenças nos valores dos picos máximos e na área sob a curva de respiração e liberação de etileno entre as parcelas, sendo assim os dados obtidos apontaram uma alteração

que parece temporal nos eventos de amadurecimento nas bananas das diferentes parcelas.

Outro dado importante do trabalho deste mesmo aluno é a respeito dos hormônios, AIA (ácido indol-3-acético) e ABA (ácido abscísico), que ao terem seus níveis alterados pela proximidade com a biodiversidade, provavelmente precedem os efeitos da infestação de Sigatoka Negra sobre a biossíntese do etileno. Estes dois hormônios parecem estar ligados à alteração da sensibilidade do fruto ao etileno, indicando um balanço coordenado entre estas três substâncias durante o amadurecimento (Buta; Spaulding, 1994; Jiang; Joyce; Macnish, 2000; Lohani; Trivedi; Nath, 2004; Purgatto, 2001; Purgatto et al., 2001; 2002).

Outro parâmetro que eventualmente influencia na vida verde é o número de dias entre o florescimento e a colheita, até atingir aproximadamente 910 graus dia (GD). A soma dos graus dia foi utilizada neste trabalho para padronizar o ponto de colheita, que é de fundamental importância para que se obtenham frutos de qualidade. Existem alguns trabalhos que já evidenciaram que em melões o pico da atividade respiratória e a máxima produção de etileno são dependentes do estágio de maturação em que o fruto é colhido (Pratt e Goeschl, 1969).

Entretanto, o modelo aplicado para o cálculo do ponto de colheita foi desenvolvido por Jullien et al. (2008) para a cultivar Cavendish (AAA) em condições tropicais, que não são as mesmas do Vale do Ribeira. Desta maneira, os frutos das diferentes colheitas permaneceram no campo por períodos distintos, devido às diferentes temperaturas em que se desenvolveram, nas diferentes épocas do ano. Por exemplo, os frutos da colheita 1 levaram 154 dias para atingir 915 GD e se desenvolveram no inverno, entre os meses de maio e outubro de 2012. Já os frutos da colheita 2 demoraram 101 dias para atingir 906 GD e se desenvolveram durante a primavera, de setembro a dezembro de 2012. No entanto, se sabe que existem outras metodologias usadas para ajudar a definir o ponto de colheita, como medir o diâmetro dos frutos no campo, por exemplo, porém, em geral são metodologias empíricas, que não levam em consideração métodos científicos. Assim, a decisão de escolher esta metodologia baseada no cálculo dos graus-dias foi feita justamente porque esta se mostrou a melhor opção para padronizar o grau de maturidade dos frutos no momento da colheita.

Por outro lado, o ponto de colheita tem influência nos atributos sensoriais dos frutos. Comprovou-se em trabalho precedente, que bananas colhidas em estádios

avançados de maturação têm melhor aceitação pelo consumidor (Ahmad et al., 2001). Verificou-se que as bananas que foram colhidas mais verdes permaneceram mais firmes por maior período de tempo. Knee e Smith (1989) relataram que maçãs colhidas precocemente apresentam conservação satisfatória, porém sabor, coloração e aroma foram inadequados às preferências do consumidor. Lalel et al. (2003), asseguram que o estágio de colheita da manga tem influência direta na biossíntese de compostos voláteis determinantes do aroma. Em relação à textura, Johnston et al. (2002) constatou que maçãs colhidas em estádios precoces de maturidade são mais macias e apresentam perda inicial de firmeza mais lenta, em comparação com as colhidas em períodos posteriores.

O presente trabalho não tem por objetivo a comparação de pontos de colheita da banana, mesmo por que procurou-se padronizar este ponto ao longo de todas as amostragens (em torno de 910 GD). No entanto, diante da grande quantidade de trabalhos encontrados na literatura à respeito das consequências da determinação deste ponto, em relação aos parâmetros que foram avaliados no decorrer deste projeto (etileno, textura, aroma), estas informações se revelaram interessantes.

3.2.3. Etileno e estresse biótico

Já se sabe que algumas respostas de defesa são mediadas pelo etileno. Em combinação com o ácido jasmônico, o etileno é necessário para a ativação de diversos genes de defesa da planta. As infecções de patógenos e doenças ocorrerão somente se as interações entre o hospedeiro e o patógeno forem compatíveis geneticamente. No entanto a produção de etileno, em geral aumenta em resposta ao ataque do patógeno. As plantas da área Controle (C), como já mostrado através da Figura 13, foram significativamente mais infectadas pela Sigatoka Negra em comparação com as plantas da área Biodiversidade (B). A Figura 16 mostra os perfis de etileno das colheitas 1 (Outono/Inverno) e 2 (Primavera/Verão). Nela, é possível notar que o fim da vida verde ($1 \mu\text{L C}_2\text{H}_4.\text{Kg fruta}^{-1}.\text{h}^{-1}$) ocorreu primeiro nos frutos da área Controle e posteriormente nos da área

Biodiversidade, independentemente da época do ano.

Figura 16. Perfil de etileno das áreas B e C da colheita 1 (Outono/Inverno) e 2 (Primavera/Verão). Setas indicam o fim da vida verde ($1 \mu\text{L C}_2\text{H}_4.\text{Kg fruta}^{-1}.\text{h}^{-1}$) dos frutos das áreas B e C.

3.2.4. Etileno e mudança de textura e cor

Nas figuras a seguir (Figuras 17A e 17B; 18A e 18B) é possível ver os padrões de mudança de textura (Dureza em Newtons) em comparação com as curvas de síntese de etileno de dois frutos da colheita 1 (Outono/Inverno). Foram escolhidos frutos considerados representativos da totalidade dos analisados diariamente nesta colheita, por parcela Biodiversidade (B) e Controle (C). Ao observá-los, é possível notar uma nítida correlação entre o dia em que ocorreu o pico de concentração do etileno e o dia em que foi desencadeado o início do processo de amaciamento nos frutos das diferentes parcelas, o que sugere uma íntima relação entre a síntese do etileno e a mudança de textura nos frutos.

Figura 17. Perfil de etileno e textura ao longo do amadurecimento do fruto 12C da área Controle, da colheita 1 (Outono/Inverno)). Setas indicam o dia em que o etileno atingiu seu pico de concentração na Figura 17A e o dia correspondente na Figura 17B, no qual o fruto começou a perder dureza, em Newtons (por volta do 18 DPC – Dias Pós Colheita).

Figura 18. Perfil de etileno e textura ao longo do amadurecimento do fruto 27B da área Biodiversidade, da colheita 1 (Outono/Inverno). Setas indicam o dia em que o etileno atingiu seu pico de concentração na Figura 18A e o dia correspondente na Figura 18B, no qual o fruto começou a amaciar, em Newtons (por volta do 20 DPC – Dias Pós Colheita).

À medida que muitos processos relacionados ao amadurecimento são inibidos diante da redução da síntese de etileno, alguns aspectos permanecem inalterados. Alguns trabalhos com tomate transgênico (Klee, 1993; Murray et al., 1993; Picton et al., 1993), com produção residual de 10% de etileno, mostraram que o padrão de amaciamento dos frutos foi similar durante o amadurecimento, porém foi bruscamente atrasado na fase pós amadurecimento. Distintamente, em melões, ao reduzir a produção de etileno para apenas 0,5% das concentrações normais o amaciamento dos frutos foi completamente bloqueado (Guis et al., 1997b).

É corrente na literatura que a mudança de textura é um dos processos que ocorrem ao longo do amadurecimento dos frutos mais sensíveis ao etileno. Wang et al., (1972) tratou pêras imaturas com níveis baixos de etileno (0,1 ppm) e constatou que o amaciamento dos frutos foi induzido, porém nenhum outro aspecto relacionado ao amadurecimento foi desencadeado.

Mudanças na coloração dos frutos ao longo do amadurecimento podem ou não ser dependentes do etileno, de acordo com o tipo de pigmentos envolvidos e da espécie da fruta. Em tomates transgênicos com síntese reduzida de etileno, o período entre a antese e começo da perda de clorofila não foi reduzido. Entretanto, a síntese de licopeno foi bruscamente atrasada (Klee, 1993).

Diferentemente, o acúmulo de carotenóides em melões frescos foi similar em frutos transgênicos, quando comparados às espécies selvagens (Ayub et al., 1996), fato que ratifica a observação feita por Karvouni et al. (1995) de que a expressão da enzima fitoeno sintase, envolvida com a síntese de carotenóides, começou imediatamente antes do começo da produção climatérica de etileno. Por outro lado, a degradação da clorofila na casca destes melões foi totalmente impedida diante da redução da biossíntese de etileno (Guis et al., 1997b).

3.2.5. Teores de açúcares e amido

Assim como os gráficos de textura e cor evidenciaram uma correlação com a subida da produção de etileno, os gráficos de síntese de açúcares e degradação de amido, também mostraram relação com o perfil deste hormônio. A seguir, estão apresentados os perfis de amido e açúcares solúveis em comparação com o perfil de etileno ao longo do amadurecimento de amostras das áreas Biodiversidade (B) e Controle (C), de maneira que foram selecionados frutos considerados representativos do perfil apresentado pelos demais frutos das áreas B e C, da colheita 1 (Outono/Inverno) (Figuras 19A e 19B; 20A e 20B). É possível notar que o dia em que o etileno atinge seu pico de produção, coincide com o dia em que começa o processo de degradação do amido e síntese simultânea de açúcares solúveis.

Figura 19. Perfil de produção de etileno em comparação com o perfil de degradação de amido e síntese de açúcares solúveis totais: glicose, frutose e sacarose da planta 12C (área Controle) da colheita 1 (Outono/Inverno). Setas indicam o dia em que o etileno atingiu seu pico de produção na Figura 19A e que foi iniciada a degradação do amido e síntese de açúcares na Figura 19B.

Figura 20. Perfil de produção de etileno em comparação com o perfil de degradação de amido e síntese de açúcares solúveis totais: glicose, frutose e sacarose da planta 27B área Biodiversidade da colheita 1 (Outono/Inverno). Setas indicam o dia em que o etileno atingiu seu pico de produção na Figura 20A e dia em que foi iniciada a degradação do amido e síntese de açúcares na Figura 20B.

Diferentemente de outros frutos nos quais a mudança de textura ocorre devido às transformações da parede celular, o amaciamento que ocorre na banana é, principalmente, consequência da degradação do amido (Cordenunsi, Shiga e Lajolo, 2008).

Durante o seu desenvolvimento enquanto ligada à planta-mãe, a cultivar Nanicão acumula cerca de 20% de amido, o qual é reduzido a menos de 1% ao final do amadurecimento. Este processo de degradação é fonte de carbono para a síntese e acúmulo de grandes quantidades de açúcares solúveis, com predominância da sacarose, glicose e frutose (Garcia e Lajolo, 1988; Cordenunsi e Lajolo, 1995; Phaba e Bhagyalakshmi, 1998).

Algumas mudanças que ocorrem durante o amadurecimento contribuem para o sabor, dentre elas está a perda de adstringência verificada em banana verde em consequência da polimerização dos compostos fenólicos, a degradação dos ácidos orgânicos e a síntese e acúmulo de açúcares solúveis tornando o fruto mais doce (Vilas Boas et al, 2001; Cordenunsi e Lajolo, 1995). Muitos destes eventos são regulados pelo climatério da fruta, como consequência do aumento da produção de etileno e da respiração.

3.2.6. Análise de defeitos

A avaliação comparativa dos defeitos dos frutos das áreas B e C foi feita no quinto dia de uma colheita extra em que ocorreram problemas experimentais e por isso não foram aproveitados os demais dados, tais como perfil de etileno, textura e cor. A avaliação foi, portanto, feita nos frutos verdes (5 DPC), visualmente, através da observação de parâmetros previamente estabelecidos, descritos no item 2.2.7. (Material e Métodos).

Segundo a tabela a seguir (Tabela 10), não houveram diferenças na qualidade dos frutos, exceto na observação dos defeitos de casca e quanto à homogeneidade de coloração. Os frutos da planta 76C apresentaram defeitos de casca em 50% deles, enquanto os demais frutos apresentaram índices baixos de defeitos, de 5 a 20%. Os frutos 71C e 73C apresentaram os menores índices de homogeneidade de coloração, 80 e 50% respectivamente, sendo que os demais

frutos apresentaram 90% de homogeneidade de coloração (Fotos da avaliação no Apêndice).

Tabela 9: Classificação dos frutos das área B e C de uma colheita extra. Classificação feita em porcentagem de frutos que correspondem ao parâmetro avaliado.

	Parâmetro avaliado	71C	73C	75C	76C	81B	85B
GRUPO	Cultivar	Nanicão	Nanicão	Nanicão	Nanicão	Nanicão	Nanicão
CLASSE	Homogeneidade Tamanho	90%	90%	90%	90%	90%	90%
SUB-CLASSE	Homogeneidade coloração	80%	50%	90%	90%	90%	90%
APRESENTAÇÃO	Coloração	2	2	2	2	2	2
	Dedo, buço, penca	Dedo	Dedo	Dedo	Dedo	Dedo	Dedo
CATEGORIA	Defeito de	10%	20%	10%	50%	5%	10%
	Sanidade	100%	100%	100%	100%	100%	100%

3.2.7. Análise de voláteis

A análise de componentes principais ou *principal component analysis* (PCA) foi o procedimento matemático utilizado para investigar a distribuição dos compostos voláteis em um plano bidimensional, de forma que fosse possível visualizar graficamente quais compostos voláteis foram responsáveis por caracterizar cada amostra de fruto oriundo das áreas B ou C.

Como explicitado em Material e Métodos (item 2.2.3.7.1.), as amostras para a análise de compostos voláteis foram congeladas em duas fases do do amadurecimento: o primeiro no dia 2 após a colheita e o segundo na fase 6 de coloração, quando os frutos estavam plenamente maduros e já haviam passado pelo pico de síntese de etileno. Desta maneira, originaram-se PCAs que correspondem às análises dos frutos verdes e maduros.

Para tanto, a PCA utiliza a estatística multivariada objetivando posicionar as variáveis, no caso os compostos voláteis, de acordo com a presença ou ausência do composto nas amostras. Foi feita uma análise de correlação entre as variáveis dependentes entre si, posicionando-as nos quadrantes do gráfico a partir da escolha dos Fatores 1 e 2, que possuem a maior variância possível, responsáveis portanto, pela maior variabilidade dos dados.

Os Fatores 1 e 2 são na realidade duas componentes principais que foram escolhidas no momento da montagem das PCAs, para serem utilizadas como se fossem “padrões” no momento do posicionamento das demais variáveis nos quadrantes do gráfico (PCA). Estas componentes principais têm origem a partir das variáveis originais, ou seja, nos dados inseridos no programa que foram considerados como variáveis ou observações da análise. No caso da análise dos compostos voláteis, os dados inseridos como variáveis originais foram as áreas dos picos dos cromatogramas de cada amostra (triplicata) analisada.

Sendo assim, as áreas (variáveis originais) dos compostos voláteis detectados nos cromatogramas das amostras das áreas B e C das colheitas 2 e 3, consideradas duplicatas biológicas, já que ambas são colheitas de frutos que se desenvolveram na primavera, foram transformados nos respectivos componentes principais para a realização da análise. Esta transformação é definida de forma que o primeiro componente principal (Fator 1), detêm a maior variância possível (maior

variabilidade dos dados) e cada componente seguinte, por sua vez, têm a máxima variância possível sob a restrição de ser ortogonal.

As PCAs devem ser visualizadas em duplas, de forma que seja possível sobrepor a PCA que contém os compostos, e a PCA que contém as amostras (ex: 57B R2, 47C R1), que foram analisadas em triplicata (R1, R2 e R3). Desta forma, é possível relacionar os compostos com as amostras, definindo-se quais os voláteis que mais caracterizam cada amostra.

A seguir, estão as PCAs que correspondem às análises dos frutos verdes e maduros das colheitas 2 e 3, consideradas repetições de primavera.

Mais adiante estão apresentados os gráficos da Análise de Agrupamentos, que complementam os resultados desta Análise de Componentes Principais (PCA). Neles é possível observar o agrupamento das amostras, formado a partir dos compostos que as caracterizaram, observados nas referidas PCAs (Figuras 24, 25, 26 e 27).

As Figuras 21A e 21B correspondem às PCAs (1 e 2) das amostras verdes dos frutos da colheita 2 e, em seguida, a Tabela 10 identifica os compostos numerados na segunda PCA (PCA 2). As Figuras 22A e 22B mostram as PCAs das amostras maduras dos frutos da colheita 2, e a Tabela 11 identifica os compostos numerados na segunda PCA (PCA 2). Seguindo a mesma lógica, as Figuras 23A e 23B e 24A e 24B correspondem às PCAs das amostras verdes e maduras, respectivamente, dos frutos da colheita 3. Logo em seguida estão apresentadas as Tabelas 12 e 13, identificando os compostos numerados nas segundas PCAs (PCAs 2).

As PCAs dos frutos maduros da colheita 3 (Figuras 24A e 24B) foram as que mais explicitamente mostraram uma diferença entre o perfil de voláteis dos frutos da área Biodiversidade e Controle. Ao visualizar estas duas PCAs, é possível perceber que as amostras oriundas da área B (55B, 56B e 57B) se agruparam nos quadrantes do lado esquerdo do gráfico, enquanto que as amostras da área C (45C, 46C e 47C) ficaram nos quadrantes do lado direito. A partir disso, pode-se afirmar que o fator 1 (eixo vertical), determinou o posicionamento das amostras no gráfico de acordo com a área de origem. Este posicionamento em lados opostos do gráfico também evidencia que as amostras da área Controle são caracterizadas por voláteis diferentes das amostras da área Biodiversidade, o que acarretou o agrupamento nítido das amostras.

Da mesma forma, é possível observar nas PCAs dos frutos maduros da colheita 2 (Figuras 22A e 22B) que os voláteis que caracterizaram as amostras da área B também não foram os mesmos que caracterizaram as amostras Controle. No entanto, esta diferença se deu através do fator 2 (eixo horizontal), de forma que o agrupamento não foi tão evidente quanto nas PCAs das Figuras 24A e 24B.

Contudo, as PCAs dos frutos verdes (Figuras 21A e 21B e 23A e 23B) mostraram um resultado diferente. Nas PCAs da colheita 2 (Figuras 21A e 21B) é possível observar algum agrupamento, porém bem menos visível comparado à nitidez do agrupamento das PCAs dos frutos maduros. Este agrupamento ocorreu a partir do fator 2 (eixo horizontal), mostrando que houve uma pequena diferença entre os voláteis que caracterizaram estas amostras de frutos verdes de ambas as áreas. Por outro lado, as PCAs dos frutos verdes da colheita 3 (Figuras 23A e 23B) mostraram que as amostras oriundas das duas áreas experimentais têm perfil de voláteis bastante semelhante, não sendo possível observar uma divisão nítida entre o posicionamento dos compostos.

21A

21B

Figura 21. PCAs (1 e 2) das amostras verdes da colheita 2. Na PCA1 as amostras se distribuem nos quadrantes, de acordo com a presença ou ausência dos compostos da PCA2, sendo que nesta PCA as amostras são identificadas de acordo com a área e pelos números que foram atribuídos às plantas no campo, ex: 51B;

40C (R1, R2 e R3=triplicatas da análise do perfil de compostos voláteis). Na PCA2 números representam os compostos voláteis identificados nos frutos das áreas B e C. Estes números se relacionam com a tabela a seguir (Tabela 10), onde é possível visualizar os nomes dos compostos.

Tabela 10: Compostos relacionados com números da PCA2 (Figura 21B).

N. referente ao composto na PCA2	Composto Volátil
1	Pentane, 1-chloro-
2	Hexanal
3	Heptanal
4	2-Hexenal, (E)-
5	Furan, 2-pentyl-
6	1-Pentanol
7	2-Penten-1-ol, (Z)-
8	1-Hexanol
9	3-Hexen-1-ol, (Z)-
10	Nonanal
11	Ethanol, 2-butoxy-
12	2-Hexen-1-ol, (E)-
13	3,5-Octadien-2-ol
14	1,3-Hexadiene, 3-ethyl-2-methyl-
15	2-Octenal, (E)-
16	1-Octen-3-ol
17	1-Heptanol
18	2,4-Heptadienal, (E,E)-
19	1-Hexanol, 2-ethyl-
20	Benzaldehyde
21	2-Nonenal, (E)-
22	Cyclopropane, pentyl-
23	2,6-Nonadienal, (E,E)-
24	Cyclohexanol, 5-methyl-2-(1-methylethyl)-, [1R-(1.alpha.,2.beta.,5.alpha.)]-
25	1-Nonanol
26	3-Nonen-1-ol, (Z)-
27	2,4-Nonadienal, (E,E)-
28	(6Z)-Nonen-1-ol
29	Oxime-, methoxy-phenyl-
30	p-Xylene
31	Benzene, 1,3-dimethyl-
32	D-Limonene
33	Benzene, 1-ethyl-2-methyl-
34	Benzene, 1,2,3-trimethyl-
35	Styrene

36	1,3-Hexadiene, 3-ethyl-2-methyl-, (Z)-
37	2-Heptenal, (E)-
38	2,6-Nonadienal, (E,Z)-
39	Octanal
40	1-Octanol
41	2,4-Nonadienal
42	Cyclohexanol
43	1,6-Octadien-3-ol, 3,7-dimethyl-
44	Ethylbenzene
45	Benzene, 1,2,4-trimethyl-

40C (R1, R2 e R3=triplicatas da análise do perfil de compostos voláteis). Na PCA2 números representam os compostos voláteis identificados nos frutos das áreas B e C. Estes números se relacionam com a tabela a seguir (Tabela 11), onde é possível visualizar os nomes dos compostos.

Tabela 11: Compostos relacionados com números da PCA2 (Figura 22B).

N. referente ao composto na PCA2	Composto Volátil
1	Ethyl Acetate
2	Acetic acid, 2-methylpropyl ester
3	Butanoic acid, ethyl ester
4	Butanoic acid, 3-methyl-, ethyl ester
5	Hexanal
6	1-Butanol, 3-methyl-, acetate
7	2-Hexenal, (E)-
8	Hexanoic acid, ethyl ester
9	2-Buten-1-ol, 3-methyl-, acetate
10	Butanoic acid, 3-methylbutyl ester
11	Acetic acid, hexyl ester
12	Butanoic acid, 3-methyl-, 3-methylbutyl ester
13	3-Penten-1-ol, 3-methyl-
14	Nonanal
15	2-Hexen-1-ol, (E)-
16	Ethyl 3-hydroxy-3-methylbutanoate
17	4-Hexen-1-ol, (E)-
18	Hexyl n-valerate
19	Isopentyl hexanoate
20	Pentanoic acid, 4-hexen-1-yl ester
21	Benzaldehyde
22	Oxime-, methoxy-phenyl_
23	Butanoic acid, 2-methylpropyl ester
24	Butanoic acid, 3-methyl-, butyl ester
25	1-Pentanol
26	Butanoic acid, 1-methylbutyl ester
27	1-Hexanol
28	3-Hexen-1-ol, (Z)-
29	Butanoic acid, 3-methyl-, hexyl ester
30	Benzoic acid, ethyl ester
31	Propanoic acid, 2-methyl-, 3-methylbutyl ester

32	1,3-Hexadiene,c&t
33	3-Hexen-1-ol, (E)-
34	Ethanol, 2-butoxy-
35	3-Hexen-1-ol, formate, (Z)-
36	1-Hexanol, 2-ethyl-
37	5-Heptenal, 2,6-dimethyl-
38	Naphthalene, 1-methyl-
39	Naphthalene, 2-methyl-
40	4-Hexen-1-ol, (4E)-, acetate
41	4-Hexen-1-ol, (Z)-
42	3-Methyl-3-buten-1-ol, acetate
43	Butanoic acid,4-hexen-1-yl ester
44	Eugenol
45	Butanoic acid, 2-methyl-, 3-methylbutyl ester
46	2-Heptanone
47	4-Hexen-1-ol
48	5-Octen-1-ol, (Z)-
49	Decanoic acid, ethyl ester
50	Cyclohexane, ethenyl-

23A

23B

Figura 23. PCAs (1 e 2) das amostras verdes da colheita 3. Na PCA1 as amostras se distribuem nos quadrantes, de acordo com a presença ou ausência dos compostos da PCA2, sendo que nesta PCA as amostras são identificadas de acordo com a área e pelos números que foram atribuídos às plantas no campo, ex: 56B;

45C (R1, R2 e R3=triplicatas da análise do perfil de compostos voláteis). Na PCA2 números representam os compostos voláteis identificados nos frutos das áreas B e C. Estes números se relacionam com a tabela a seguir (Tabela 12), onde é possível visualizar os nomes dos compostos.

Tabela 12: Compostos relacionados com números da PCA2 (Figura 23B).

N. referente ao composto na PCA2	Composto Volátil
1	Pentane, 1-chloro-
2	Hexanal
3	Heptanal
4	Heptaethylene glycol
5	2-Hexenal, (E)-
6	Furan, 2-pentyl-
7	3-Hexen-1-ol, (Z)-
8	2-Penten-1-ol, (Z)-
9	1-Hexanol
10	2-Heptenal, (Z)-
11	2-Heptenal, (E)-
12	Nonanal
13	2-Hexen-1-ol, (Z)-
14	2-Hexen-1-ol, (E)-
15	1,3-Hexadiene, 3-ethyl-2-methyl-
16	1,3-Hexadiene, 3-ethyl-2-methyl-, (Z)-
17	2-Octenal, (E)-
18	1-Heptanol
19	2,4-Heptadienal, (E,E)-
20	1-Hexanol, 2-ethyl-
21	Benzaldehyde
22	2-Nonenal, (E)-
23	2,6-Nonadienal, (E,Z)-
24	2,6-Nonadienal, (E,E)-
25	1-Nonanol
26	Octaethylene glycol monododecyl ether
27	3-Nonen-1-ol, (Z)-
28	2,4-Nonadienal, (E,E)-
29	2-Nonen-1-ol, (E)-
30	(6Z)-Nonen-1-ol

31	Oxime-, methoxy-phenyl-
32	2-Nonen-1-ol
33	2,4-Decadienal, (E,E)-
34	2,4-Decadienal
35	3-Buten-2-one, 4-(2,6,6-trimethyl-2-cyclohexen-1-yl)-, (E)-
36	1,4,7,10,13,16-Hexaoxacyclooctadecane
37	15-Crown-5
38	Octaethylene glycol
39	18,18'-Bi-1,4,7,10,13,16-hexaoxacyclononadecane
40	3,3'-Isopropylidenebis(1,5,8,11-tetraoxacyclotridecane)
41	3,6,9,12,15-Pentaoxanonadecan-1-ol
42	2-[2-[2-[2-[2-[2-(2-Methoxyethoxy)ethoxy]ethoxy]ethoxy]ethoxy]ethoxy]
43	Oleic Acid
44	Hexagol
45	2-[2-[2-(2-Butoxyethoxy)ethoxy]ethoxy]ethoxy]ethanol
46	Phenol, 2,4-bis(1,1-dimethylethyl)-
47	n-Hexadecanoic acid
48	2-[2-[2-[2-[2-[2-(2-Methoxyethoxy)ethoxy]ethoxy]ethoxy]ethoxy]ethoxy]
49	1,6-Octadien-3-ol, 3,7-dimethyl-
50	1-Octanol

Figura 24. PCAs (1 e 2) das amostras maduras da colheita 3. Na PCA1 as amostras se distribuem nos quadrantes, de acordo com a presença ou ausência dos compostos da PCA2, sendo que nesta PCA as amostras são identificadas de acordo com a área e pelos números que foram atribuídos às plantas no campo, ex: 56B;

45C (R1, R2 e R3=triplicatas da análise do perfil de compostos voláteis). Na PCA2 números representam os compostos voláteis identificados nos frutos das áreas B e C. Estes números se relacionam com a tabela a seguir (Tabela 13), onde é possível visualizar os nomes dos compostos.

Tabela 13: Compostos relacionados com números da PCA2 (Figura 24B).

N. referente ao composto na PCA2	Composto Volátil
1	Acetic acid, 2-methylpropyl ester
2	1-Butanol, 3-methyl-, acetate
3	Butanoic acid, 2-methylpropyl ester
4	Butanoic acid, 1-methylbutyl ester
5	Butanoic acid, octyl ester
6	Propanoic acid, 2-methyl-, 3-methylbutyl ester
7	Butanoic acid, 2-methyl-, 3-methylbutyl ester
8	Butanoic acid, 3-methyl-, 3-methylbutyl ester
9	Cyclohexene, 4-methyl-
10	1,3-Hexadiene,c&t
11	Pentanoic acid, 4-hexen-1-yl ester
12	Butanoic acid, 2-octyl ester
13	Acetic acid, hexyl ester
14	2-Heptanone
15	Butanoic acid, butyl ester
16	Pentanoic acid, butyl ester
17	1,3-Pentadiene, 2-methyl-, (E)-
18	Butanoic acid, 1-methylhexyl ester
19	Hexyl isovalerate
20	Isopentyl hexanoate
21	Butanoic acid, 3-methyl-, butyl ester
22	Cyclohexene, 1-methyl-
23	Hexyl n-valerate
24	Butanoic acid, hexyl ester
25	Butanoic acid, 1-methyloctyl ester
26	3,3-Dimethyl-1,2-epoxybutane
27	4-Hexen-1-ol, acetate
28	Butanoic acid,4-hexen-1-yl ester
29	Pentanoic acid, 4-hexen-1-yl ester
30	2,4-Hexadiene, (E,Z)-
31	Pentanoic acid, 3-methylbutyl ester

32	Butanoic acid, 3-methyl-, hexyl ester
33	E-1-Methoxy-4-hexene
34	Cyclopentane, methyl-
35	4-Hexen-1-ol, (E)-
36	2-Hexenal, (E)-
37	Hexanal
38	1-Hexanol
39	Butanoic acid, ethyl ester
40	Ethyl Acetate
41	Butanoic acid, 4-hexenyl ester, (Z)-

A Figura 25 foi criada a partir de uma PCA editada com o objetivo de elucidar quaisquer dúvidas que possam surgir a respeito da maneira como ocorre o posicionamento das variáveis nas PCAs. A distância de cada ponto das PCAs2, (figuras exibidas com o sufixo B) até o centro do gráfico, onde os fatores 1 e 2 se cruzam, é representada pela linha azul e designada como um vetor. Através da decomposição de cada vetor, é possível inferir qual fator (1 ou 2) teve maior influência no posicionamento daquele ponto em seu respectivo quadrante. A seguir, como exemplo, foi feita a decomposição do vetor do composto 8 (Butanoic acid, 3-methyl-, 3-methylbutyl) em 2 vetores que passam sob os eixos dos fatores 1 (vertical) e 2 (horizontal) (Figura 25). É possível perceber que o vetor que passa sob o eixo do fator 1 é maior que o do eixo do fator 2. Por esta razão, o fator 1, através de um “jogo de forças” entre os dois fatores, contribuiu mais determinadamente para posicionar o composto 8 mais próximo de seu eixo correspondente.

Figura 25. Decomposição vetorial do composto volátil 8.

Adiante estão apresentadas 8 tabelas (Tabelas 14A e 14B, 15A e 15B, 16A e 16B, 17A e 17B) que representam uma esquematização da identificação dos compostos voláteis encontrados nas amostras dos frutos das áreas Biodiversidade (B) e Controle (C) das colheitas 2 e 3 (verde e maduro). Na realidade, elas têm o mesmo objetivo das PCAs apresentadas anteriormente, ou seja, relacionar cada amostra com os compostos que as caracterizam, com a pretensão de facilitar a visualização da presença ou ausência de cada composto identificado em cada amostra. As tabelas estão apresentadas em duplas (ex: 12A e 12B), sendo que as que possuem o sufixo B, apresentadas logo em seguida das com sufixo A, relacionam os números atribuídos aos compostos aos seus respectivos nomes. Por isso, assim como na visualização das PCAs, é interessante analisar as duplas de tabelas concomitantemente.

É interessante notar que existem compostos que foram identificados apenas nos frutos de uma das parcelas, B ou C. Estes compostos foram considerados “exclusivos” das amostras oriundas das parcelas B ou C e foram os principais alvos de estudo deste trabalho, uma vez que o objetivo inicial foi verificar se haveriam diferenças entre os perfis de voláteis dos frutos oriundos das diferentes parcelas experimentais, devido a influência da proximidade de um fragmento florestal. Graficamente, estes compostos “exclusivos” estão em destaque nas tabelas a seguir em vermelho (exclusivo da área C) ou azul (exclusivo da área B), conforme a

parcela, e serão explorados na discussão no capítulo que aborda as vias metabólicas provavelmente envolvidas no metabolismo destes frutos.

A primeira linha das tabelas é preenchida pelo nome de cada amostra das colheitas 2 e 3. Desta forma, as amostras oriundas da área Controle (C), estão identificadas por um número, atribuído à planta no campo, a letra C, que identifica a parcela, e pelo número da repetição (R1 ou R2 ou R3). Isto porque as amostras foram congeladas e analisadas em triplicata, exceto na Tabela 12A (amostras de frutos verdes da colheita 2) em que os dados foram analisados em duplicata pois houve necessidade de descartar algumas amostras por problemas experimentais. As amostras oriundas da área Biodiversidade (B), estão identificadas segundo a mesma lógica, diferindo somente quanto a letra B, que identifica a área de origem da amostra como sendo a parcela Biodiversidade.

A primeira coluna das tabelas, corresponde aos compostos voláteis identificados nas amostras dos frutos provenientes de ambas as parcelas experimentais (B e C). Estes compostos estão representados por números, que devem ser correlacionados com seus nomes nas tabelas com sufixo B. Para que fosse possível visualizar a presença ou ausência de determinado composto em cada amostra foram atribuídas cores. Sendo assim, o quadrante vermelho indica a presença do composto volátil na amostra da parcela C. Da mesma forma, o quadrante azul indica a presença do composto na amostra da parcela B e o quadrante branco representa a ausência do composto nas amostras.

Tabela 14. (A) Presença (vermelho: área C, azul: área B) ou ausência (branco) dos compostos nas amostras dos frutos verdes de ambas as áreas, da colheita 2. Números de 1 a 45 correspondem aos compostos voláteis discriminados na Tabela 14B. Números em destaque azul (área B) ou vermelho (área C) indicam compostos “exclusivos”, demonstrados pela letra E.

[illegible]

Tabela 14. (B) Números referentes aos compostos da Tabela 14A. Compostos “exclusivos” B (azul), compostos exclusivos C (vermelho).

N. referente ao composto na Tabela 15A	Composto Volátil
1	Pentane, 1-chloro-
2	Hexanal
3	Heptanal
4	2-Hexenal, (E)-
5	Furan, 2-pentyl-
6	1-Pentanol
7	2-Penten-1-ol, (Z)-
8	1-Hexanol
9	3-Hexen-1-ol, (Z)-
10	Nonanal
11	Ethanol, 2-butoxy-
12	2-Hexen-1-ol, (E)-
13	3,5-Octadien-2-ol
14	1,3-Hexadiene, 3-ethyl-2-methyl-
15	2-Octenal, (E)-
16	1-Octen-3-ol
17	1-Heptanol
18	2,4-Heptadienal, (E,E)-
19	1-Hexanol, 2-ethyl-
20	Benzaldehyde
21	2-Nonenal, (E)-
22	Cyclopropane, pentyl-
23	2,6-Nonadienal, (E,E)-
24	Cyclohexanol, 5-methyl-2-(1-methylethyl)-, [1R-(1.alpha.,2.beta.,5.alpha.)]-
25	1-Nonanol

26	3-Nonen-1-ol, (Z)-
27	2,4-Nonadienal, (E,E)-
28	(6Z)-Nonen-1-ol
29	Oxime-, methoxy-phenyl-
30	p-Xylene
31	Benzene, 1,3-dimethyl-
32	D-Limonene
33	Benzene, 1-ethyl-2-methyl-
34	Benzene, 1,2,3-trimethyl-
35	Styrene
36	1,3-Hexadiene, 3-ethyl-2-methyl-, (Z)-
37	2-Heptenal, (E)-
38	2,6-Nonadienal, (E,Z)-
39	Octanal
40	1-Octanol
41	2,4-Nonadienal
42	Cyclohexanol
43	1,6-Octadien-3-ol, 3,7-dimethyl-
44	Ethylbenzene
45	Benzene, 1,2,4-trimethyl-

Tabela 15. (B) Números referentes aos compostos da Tabela 15A. Compostos “exclusivos” B (azul), compostos exclusivos C (vermelho).

N. referente ao composto na Tabela 16A	Composto Volátil
1	Ethyl Acetate
2	Acetic acid, 2-methylpropyl ester
3	Butanoic acid, ethyl ester
4	Butanoic acid, 3-methyl-, ethyl ester
5	Hexanal
6	1-Butanol, 3-methyl-, acetate
7	2-Hexenal, (E)-
8	Hexanoic acid, ethyl ester
9	2-Buten-1-ol, 3-methyl-, acetate
10	Butanoic acid, 3-methylbutyl ester
11	Acetic acid, hexyl ester
12	Butanoic acid, 3-methyl-, 3-methylbutyl ester
13	3-Penten-1-ol, 3-methyl-
14	Nonanal
15	2-Hexen-1-ol, (E)-
16	Ethyl 3-hydroxy-3-methylbutanoate
17	4-Hexen-1-ol, (E)-
18	Hexyl n-valerate
19	Isopentyl hexanoate
20	Pentanoic acid, 4-hexen-1-yl ester
21	Benzaldehyde
22	Oxime-, methoxy-phenyl-__
23	Butanoic acid, 2-methylpropyl ester
24	Butanoic acid, 3-methyl-, butyl ester
25	1-Pentanol
26	Butanoic acid, 1-methylbutyl ester
27	1-Hexanol

28	3-Hexen-1-ol, (Z)-
29	Butanoic acid, 3-methyl-, hexyl ester
30	Benzoic acid, ethyl ester
31	Propanoic acid, 2-methyl-, 3-methylbutyl ester
32	1,3-Hexadiene,c&t
33	3-Hexen-1-ol, (E)-
34	Ethanol, 2-butoxy-
35	3-Hexen-1-ol, formate, (Z)-
36	1-Hexanol, 2-ethyl-
37	5-Heptenal, 2,6-dimethyl-
38	Naphthalene, 1-methyl-
39	Naphthalene, 2-methyl-
40	4-Hexen-1-ol, (4E)-, acetate
41	4-Hexen-1-ol, (Z)-
42	3-Methyl-3-buten-1-ol, acetate
43	Butanoic acid,4-hexen-1-yl ester
44	Eugenol
45	Butanoic acid, 2-methyl-, 3-methylbutyl ester
46	2-Heptanone
47	4-Hexen-1-ol
48	5-Octen-1-ol, (Z)-
49	Decanoic acid, ethyl ester
50	Cyclohexane, ethenyl-

Tabela 16. (A) Presença (vermelho: área C, azul: área B) ou ausência (branco) dos compostos nas amostras dos frutos verdes de ambas as áreas, da colheita 3. Números de 1 a 50 correspondem aos compostos voláteis discriminados na Tabela 16B. Números em destaque azul (área B) ou vermelho (área C) indicam compostos “exclusivos”, demonstrados pela letra E.

[illegible]

Tabela 16. (B) Números referentes aos compostos da Tabela 16A. Compostos “exclusivos” B (azul), compostos exclusivos C (vermelho).

N. referente ao composto na Tabela 17A	Composto Volátil
1	Pentane, 1-chloro-
2	Hexanal
3	Heptanal
4	Heptaethylene glycol
5	2-Hexenal, (E)-
6	Furan, 2-pentyl-
7	3-Hexen-1-ol, (Z)-
8	2-Penten-1-ol, (Z)-
9	1-Hexanol
10	2-Heptenal, (Z)-
11	2-Heptenal, (E)-
12	Nonanal
13	2-Hexen-1-ol, (Z)-
14	2-Hexen-1-ol, (E)-
15	1,3-Hexadiene, 3-ethyl-2-methyl-
16	1,3-Hexadiene, 3-ethyl-2-methyl-, (Z)-
17	2-Octenal, (E)-
18	1-Heptanol
19	2,4-Heptadienal, (E,E)-
20	1-Hexanol, 2-ethyl-
21	Benzaldehyde
22	2-Nonenal, (E)-
23	2,6-Nonadienal, (E,Z)-
24	2,6-Nonadienal, (E,E)-
25	1-Nonanol
26	Octaethylene glycol monododecyl ether

27	3-Nonen-1-ol, (Z)-
28	2,4-Nonadienal, (E,E)-
29	2-Nonen-1-ol, (E)-
30	(6Z)-Nonen-1-ol
31	Oxime-, methoxy-phenyl-
32	2-Nonen-1-ol
33	2,4-Decadienal, (E,E)-
34	2,4-Decadienal
35	3-Buten-2-one, 4-(2,6,6-trimethyl-2-cyclohexen-1-yl)-, (E)-
36	1,4,7,10,13,16-Hexaoxacyclooctadecane
37	15-Crown-5
38	Octaethylene glycol
39	18,18'-Bi-1,4,7,10,13,16-hexaoxacyclononadecane
40	3,3'-Isopropylidenebis(1,5,8,11-tetraoxacyclotridecane)
41	3,6,9,12,15-Pentaoxanonadecan-1-ol
42	2-[2-[2-[2-[2-[2-[2-(2-Methoxyethoxy)ethoxy]ethoxy]
43	Oleic Acid
44	Hexagol
45	2-[2-[2-[2-(2-Butoxyethoxy)ethoxy]ethoxy]ethoxy]ethanol
46	Phenol, 2,4-bis(1,1-dimethylethyl)-
47	n-Hexadecanoic acid
48	2-[2-[2-[2-[2-[2-[2-(2-Methoxyethoxy)ethoxy]ethoxy]
49	1,6-Octadien-3-ol, 3,7-dimethyl-
50	1-Octanol

Tabela 17. (B) Números referentes aos compostos da Tabela 17A. Compostos “exclusivos” B (azul), compostos exclusivos C (vermelho).

N. referente ao composto na Tabela 18A	Composto Volátil
1	Acetic acid, 2-methylpropyl ester
2	1-Butanol, 3-methyl-, acetate
3	Butanoic acid, 2-methylpropyl ester
4	Butanoic acid, 1-methylbutyl ester
5	Butanoic acid, octyl ester
6	Propanoic acid, 2-methyl-, 3-methylbutyl ester
7	Butanoic acid, 2-methyl-, 3-methylbutyl ester
8	Butanoic acid, 3-methyl-, 3-methylbutyl ester
9	Cyclohexene, 4-methyl-
10	1,3-Hexadiene,c&t
11	Pentanoic acid, 4-hexen-1-yl ester
12	Butanoic acid, 2-octyl ester
13	Acetic acid, hexyl ester
14	2-Heptanone
15	Butanoic acid, butyl ester
16	Pentanoic acid, butyl ester
17	1,3-Pentadiene, 2-methyl-, (E)-
18	Butanoic acid, 1-methylhexyl ester
19	Hexyl isovalerate
20	Isopentyl hexanoate
21	Butanoic acid, 3-methyl-, butyl ester
22	Cyclohexene, 1-methyl-
23	Hexyl n-valerate
24	Butanoic acid, hexyl ester

25	Butanoic acid, 1-methyloctyl ester
26	3,3-Dimethyl-1,2-epoxybutane
27	4-Hexen-1-ol, acetate
28	Butanoic acid, 4-hexen-1-yl ester
29	Pentanoic acid, 4-hexen-1-yl ester
30	2,4-Hexadiene, (E,Z)-
31	Pentanoic acid, 3-methylbutyl ester
32	Butanoic acid, 3-methyl-, hexyl ester
33	E-1-Methoxy-4-hexene
34	Cyclopentane, methyl-
35	4-Hexen-1-ol, (E)-
36	2-Hexenal, (E)-
37	Hexanal
38	1-Hexanol
39	Butanoic acid, ethyl ester
40	Ethyl Acetate
41	Butanoic acid, 4-hexenyl ester, (Z)-

3.2.7.1. Análise de Agrupamento

Outra análise estatística feita com os dados gerados nas análises dos perfis de voláteis foi a Análise de Agrupamento ou *Cluster Analyses*. Através desta análise, foi possível verificar se foram formados grupos entre as amostras, conforme os voláteis que as caracterizaram.

A Análise de Agrupamento é o processo de agrupar um conjunto de objetos físicos ou abstratos em classes de objetos similares. Um cluster é uma coleção de objetos que são similares uns aos outros, de acordo com algum critério de similaridade pré-fixado e dissimilares a objetos pertencentes a outros clusters (<http://www.deamo.prof.ufu.br/>). No caso deste trabalho a referida coleção de objetos foram os compostos voláteis, que agruparam as amostras de acordo com sua presença ou ausência no perfil de voláteis de cada uma.

A Figura 26 mostra a Análise de Agrupamento feita com todas as amostras das 2 colheitas estudadas (2 e 3), abrangendo amostras de frutos verdes e maduros. Este gráfico foi feito com valores médios das áreas dos picos dos cromatogramas, calculados a partir das triplicatas de análise. O objetivo foi possibilitar a visualização dos grupos formados, de forma a considerar colheitas (2 e 3), estágio de amadurecimento (verde e maduro) e áreas (B e C). Foram analisados 6 frutos por área, sendo 3 verdes, representados pela letra v no gráfico e 3 maduros, representados pela letra m no gráfico. A letra c corresponde aos frutos da área Controle, assim como a b corresponde aos da área Biodiversidade. Os números de 1 a 3 correspondem aos 3 frutos analisados por colheita e por estágio. Desta maneira, o fruto 2cv1 corresponde ao fruto 1, da colheita 2, da área Controle, estágio verde.

A partir do gráfico a seguir (Figura 26) é possível observar que a maioria das amostras de frutos verdes (2cv1; 2cv2; 3cv2; 3bv1; 3cv1; 3bv2; 2cv3; 3cv3 e 3bv3), independentemente da área de proveniência, formam clusters com as menores distâncias médias entre si (eixo y). Isto significa que estas amostras são compostas por variáveis mais parecidas, ou seja, há poucos compostos voláteis diferentes na composição do perfil destas amostras de frutos, não importando a área de origem. Já as amostras de frutos maduros formam clusters com maiores distâncias médias entre si, sendo que as amostras da área B, 2bm2; 2bm3 e 3bm1, têm perfis mais

parecidos entre si que as seguintes amostras da área Controle: 2cm3; 2cm1; 3cm1; 3cm3 e 3cm2.

Figura 26. Análise de Agrupamento das amostras dos frutos verdes e maduros das áreas B e C, das colheitas 2 e 3 (Primavera), feita com valores médios. C corresponde à área Controle, b corresponde à área Biodiversidade, v representa fruto verde, m representa fruto maduro. Números de 1 a 3 representam frutos analisados. Números 2 ou 3 representam colheita.

A Análise de Agrupamento também foi feita nas colheitas 2 e 3, com um objetivo diferente da análise dos dados médios, de forma a focar se houve formação de grupos de amostras de acordo com a área de origem. Para tanto, os gráficos foram feitos com valores brutos das áreas dos cromatogramas, separados por colheita e por estágio de amadurecimento (Figuras 27, 28, 29 e 30). Nestes gráficos,

as amostras estão identificadas de acordo com a colheita, 2 ou 3, estágio de maturação (V, verde ou M, maduro), número da planta atribuído no campo (ex: 51, 39) e repetição, 1, 2 ou 3. Exceto na colheita 2-V em que a repetição 3 foi eliminada devido à problemas experimentais. O agrupamento por área é representado pelas cores vermelho para amostras da área Biodiversidade e verde para amostras da área Controle.

Os gráficos correspondentes aos frutos verdes (Figuras 27 e 28), tanto da colheita 2 quanto da 3 mostraram que ocorreu formação de grupos de amostras de acordo com a área, porém de forma não tão nítida quanto é possível observar nos gráficos das amostras maduras. No entanto, no gráfico das amostras verdes da colheita 3 (Figura 28) houve formação apenas de grupos pequenos, o que sugere que os perfis dos compostos voláteis destas amostras se assemelham bastante. Analisando as tabelas anteriores (Tabelas 15A e B à 18A e B) juntamente com os gráficos a seguir (Figuras 27 a 30), é possível notar uma relação entre a quantidade de compostos “exclusivos” encontrados nos perfis das amostras com a formação dos grupos de amostras, de acordo com a área de origem. Esta observação conjunta das tabelas e gráficos mostra que quanto mais compostos “exclusivos” foram encontrados, melhor se agruparam as amostras de ambas as áreas. Isto explicaria o fato das amostras verdes da colheita 2 terem se agrupado de forma mais nítida em comparação com a colheita 3, já que a Tabela 15A (colheita 3) mostrou uma grande quantidade de compostos “exclusivos” das amostras verdes da área B. Todavia, os gráficos das amostras maduras das duas colheitas mostraram um agrupamento bem marcado dos frutos (Figuras 28 e 30). Principalmente no gráfico das amostras maduras da colheita 3 (Figura 30) é possível observar que as amostras da área Biodiversidade, em vermelho, ficaram perfeitamente separadas das amostras da área controle. Além disso, a altura dos clusters destas amostras foram as menores (eixo y), indicando a homogeneidade dos compostos presentes nelas.

Figura 27. Análise de agrupamento das amostras de frutos verdes da colheita 2. V representa frutos verdes, números foram atribuídos às plantas no campo e números 1 e 2 correspondem às repetições. A cor vermelha mostra o agrupamento das amostras da área Biodiversidade e a cor verde agrupa amostras da área Controle.

Figura 28. Análise de agrupamento das amostras de frutos maduros da colheita 2. M representa frutos maduros, números foram atribuídos às plantas no campo e números 1, 2 e 3 correspondem às repetições. A cor vermelha mostra o agrupamento das amostras da área Biodiversidade e a cor verde agrupa amostras da área Controle.

Figura 29. Análise de agrupamento das amostras de frutos verdes da colheita 3. V representa frutos verdes, números foram atribuídos às plantas no campo e números 1, 2 e 3 correspondem às repetições. A cor vermelha mostra o agrupamento das amostras da área Biodiversidade e a cor verde agrupa amostras da área Controle.

Figura 30. Análise de agrupamento das amostras de frutos maduros da colheita 3. M representa frutos maduros, números foram atribuídos às plantas no campo e números 1, 2 e 3 correspondem às repetições. A cor vermelha mostra o agrupamento das amostras da área Biodiversidade e a cor verde agrupa amostras da área Controle.

Diante das análises estatísticas, Análise de Componentes Principais e Análise de Agrupamento das colheitas 2 e 3, consideradas duplicatas biológicas de primavera, é possível sugerir que os frutos provenientes da área Biodiversidade são distintos quanto ao perfil de compostos voláteis dos frutos da área Controle.

A partir da constatação das diferenças citadas entre os perfis de compostos voláteis dos frutos das duas parcelas experimentais, cabem algumas reflexões.

No ambiente natural, diante da constante “corrida pela sobrevivência”, os diversos organismos, sejam eles macro ou microrganismos, comumente desenvolvem adaptações que muitas vezes se constituem em uma evolução ao longo do tempo. Ocasionalmente, estes processos evolutivos, ocorrem no ambiente como um todo, de forma que o desenvolvimento de mecanismos de defesa de uma planta por exemplo, acabam desencadeando mecanismos mais arrojados de ataques de predadores, refletindo por sua vez, na resistência da planta. Este fenômeno é conhecido como co-evolução.

Uma das maneiras de uma planta desenvolver mecanismos atuantes na defesa contra ataques patogênicos ou contra insetos herbívoros, que comumente causam perdas de área foliar, é a síntese e emissão de voláteis. Estes, são conhecidos como voláteis induzidos que provocam a atração de inimigos naturais e estão envolvidos nas interações planta-planta (Pinto-Zevallos et al, 2013).

Os voláteis induzidos após o ataque dos herbívoros apresentam grande variabilidade e dependem da espécie de planta, do herbívoro e do seu instar ou estágio de desenvolvimento. Também variam com o genótipo, entre partes da planta e de acordo com o tempo. Os voláteis são afetados por fatores abióticos como umidade do solo e ar, intensidade luminosa, fotoperíodo e nível de fertilização. Estas variações oferecem aos inimigos naturais informações não somente a respeito da presa, mas também sobre a planta e seu estado fisiológico (Pinto-Zevallos et al, 2013). No entanto, é conveniente lembrar que tais variações abióticas foram monitoradas, ao longo do experimento e, garantiu-se, na medida do possível para um experimento de campo, que tais variações não foram significativas entre as parcelas Biodiversidade (B) e Controle (C).

A mistura de voláteis induzidos pode variar quantitativa ou qualitativamente gerando a indução da síntese de compostos novos. Considerando-se que diferentes espécies de plantas podem emitir os mesmos compostos, acredita-se que a orientação olfativa dos insetos está baseada em variações, geralmente de uns poucos compostos entre as centenas que podem ser emitidos pelas plantas.

Segundo Pinto-Zevallos et al (2013), existem muitos compostos químicos envolvidos nas interações entre plantas. Estes incluem os chamados voláteis de folhas verdes (VFLVs), que são chamados assim por serem compostos típicos de nota aromática verde. No entanto, estes voláteis foram encontrados não somente nas amostras de frutos verdes, mas também nas dos frutos maduros das colheitas 2

e 3 da área Biodiversidade: 2-hexenal, (Z)-3-hexen-1-ol, Hexanal e 1-Hexanol, o que pode indicar que estes compostos foram sintetizados com o propósito de defesa diante de um ambiente mais biodiverso, que pode ter proporcionado maior interação entre os organismos do fragmento florestal e as bananeiras oriundas da área Biodiversidade.

3.2.7.2. Ocorrência dos grupos químicos dos compostos voláteis

As figuras 31, 32, 33 e 34 mostram a ocorrência dos grupos químicos correspondentes aos compostos que foram detectados nas amostras dos frutos verdes e maduros das colheitas 2 e 3, ambas de primavera/verão. Como esperado, o grupo químico de compostos orgânicos mais abundante no perfil de voláteis da banana madura foram os ésteres, sendo eles os principais responsáveis pela composição do aroma da banana madura, assim como os alcóois são os compostos mais abundantes na banana verde (Facundo et al, 2013).

Figura 31. Ocorrência dos grupos químicos dos compostos voláteis das amostras dos frutos verdes das áreas Controle e Biodiversidade, da colheita 2.

Figura 32. Ocorrência dos grupos químicos dos compostos voláteis das amostras dos frutos maduros das áreas Controle e Biodiversidade, da colheita 2.

Figura 33. Ocorrência dos grupos químicos dos compostos voláteis das amostras dos frutos verdes das áreas Controle e Biodiversidade da colheita 3.

Figura 34. Ocorrência dos grupos químicos dos compostos voláteis das amostras dos frutos maduros das áreas Controle e Biodiversidade, da colheita 3.

3.2.7.3. Vias Metabólicas

Na Introdução do presente trabalho, no item 1.8 Aroma e Compostos Voláteis, foi destacado que algumas características organolépticas dos frutos, entre elas o aroma, estão associadas com vias metabólicas tipicamente coordenadas durante o amadurecimento. Ainda foi dito neste mesmo item que o desenvolvimento de tais características está diretamente relacionado às condições de campo, ao ponto de colheita e processos pós-colheita, tais como armazenamento e transporte (Defilippi, 2009).

Ao delinear este trabalho, uma das grandes precauções tomada foi quanto à padronização entre as parcelas experimentais justamente no que se refere ao monitoramento das referidas condições de campo, como já descrito no item Material e Métodos. Este monitoramento mostrou que não houveram diferenças quanto ao solo, nutrição, temperatura, umidade relativa, ponto de colheita, transporte e armazenamento pós-colheita. Desta forma, assume-se que os compostos “exclusivos” destacados nas Tabelas 12 a 15, foram sintetizados através de vias específicas desencadeadas por um ou mais eventos ocorridos no campo, de forma desigual entre as parcelas experimentais, provavelmente com origem na proximidade com o fragmento florestal, considerando-se o esforço para que este fosse o único ponto divergente entre as parcelas.

No entanto, é preciso que se considere a abrangência das consequências que a proximidade ou distância com um fragmento florestal pode trazer para um campo de cultivo. Na literatura, existem trabalhos que trouxeram resultados positivos acerca das vantagens da biodiversidade quanto ao ataque de pragas e doenças (Tomas, 2010; Kageyama, 2004). Assim, é possível afirmar que as vias específicas desencadeadas que deram origem aos compostos “exclusivos” encontrados nas amostras analisadas, podem ser resultado de um ataque mais brando ou mais severo da Sigatoka Negra, como exposto no item 3.1.4.1 de Resultados e Discussão.

Contudo, cabe agora o seguinte questionamento: o que causou o ataque mais severo ou mais brando? É possível presumir que a proximidade com a biodiversidade que ocorreu na parcela B, proporcionou maior interação entre organismos e microrganismos dispostos em um ambiente exposto à maior

quantidade de sistemas ecológicos. Desta maneira, as bananeiras da área Biodiversidade foram submetidas a um ambiente onde houve maior necessidade de desencadeamento de processos de defesa e comunicação entre plantas, diante da constante e maior interação com organismos diversos provenientes do fragmento florestal da Mata Atlântica que as rodeava.

A maior interação entre os organismos do fragmento florestal e as bananeiras da área Biodiversidade pode ter ocasionado a síntese dos voláteis típicos de defesa e interação entre plantas, conhecidos como Voláteis de Folhas Verdes (VFVs ou *Green Leaf Volatiles* - GLVs). Em geral, estes compostos são aldeídos, álcoois C6 e seus ésteres, produzidos através da rota da enzima Lipoxigenase (LOX) e terpenoides. No entanto, foi recentemente comprovado que compostos de 5 carbonos, tais como 2-pentenyl acetate e 2-pentenol, este último encontrado no perfil dos frutos verdes da colheita 3, podem ser também considerados como voláteis de folhas verdes (Maffei, 2010).

Estes compostos podem constituir mais de 50% da emissão de voláteis por partes danificadas em algumas espécies de planta. Nos tecidos com dano mecânico ou de alimentação, os VFVs são formados rapidamente, enquanto que em tecidos de plantas saudáveis e intactas a quantidade destes compostos é baixa ou inexistente.

É possível sugerir portanto, que as plantas da área biodiversidade, expostas ao ambiente provavelmente de maior diversidade biológica em relação à área Controle, produziram voláteis conhecidos na literatura como sendo tipicamente envolvidos em mecanismos de defesa, ocasionando a síntese de compostos diferentes dos comumente detectados no perfil de bananas maduras (Facundo et al, 2013).

Destes compostos, foram detectados exclusivamente nas amostras dos frutos maduros da área Biodiversidade das colheitas 2 e 3, quatro compostos: 3-Hexen-1-ol (Colheita 2), 2-Hexenal (E), Hexanal e 1-Hexanol (Colheita 3), que podem ser visualizados na via metabólica da Figura 35, conhecida como Via dos Oxylipídios.

Figura 35. Diagrama simplificado das reações básicas da via da Lipoxigenase (LOX), mostrando a síntese do Metil Jasmonato e dos compostos de 6 carbonos. LOX – Lipoxigenase; AOS – Aleno Óxido Sintase; HPL – Hidroperóxido Liase; ADH – Álcool-desidrogenase; IF – Fator de Isomerização. Adaptado de Bate, N. J.; Steven J. Rothstein, S. J., 1998.

Dentre estes voláteis, o 2-Hexenal (E) é o mais conhecido como sendo um composto relacionado à defesa de plantas. Matsui (2006), tratou mudas de *Arabidopsis* com 2-Hexenal (E) vaporizado para avaliar os efeitos deste composto contra um fungo patogênico necrotrófico, causador de doença em diversas culturas agrícolas, chamado *Botrytis cinerea*. Ele constatou grande resistência das mudas através do acúmulo de várias substâncias anti-fúngicas, concluindo que o tratamento induziu reações de defesa. A resposta das mudas de *Arabidopsis* ao 2-Hexenal (E) foi dependente da sinalização do Metil Jasmonato e do Etileno.

Além da via da LOX, a biossíntese e emissão de voláteis incluem produtos de outras vias, tais como os oxylípidios, terpenóides, alguns derivados de carotenóides, indols e fenólicos, incluindo voláteis aromáticos, muitos deles encontrados nos perfis de compostos voláteis dos frutos estudados.

Maffei (2010), esquematizou a “árvore dos voláteis” onde é possível visualizar as principais vias metabólicas de produção destes compostos (Figura 36). No ramo A, a via da MEP (*Methyl-Phosphate*) origina a formação de monoterpenos e diterpenos. Este mesmo ramo mostra os precursores dos Homoterpenos (TMTT ou (E,E)-4,8,12-trimetil-1,3,7,11-tridecatetraeno, trimetiltrideca-1,3,7,11-tetraeno) e dos derivados carotenóides do -ionona. O isopreno é gerado a partir do DMAPP

(dimethylallyl difosfato). No ramo B, sesquiterpenóides são sintetizados a partir da FPP (difosfato de farnesila), derivada na via citosólica do MVA (mevalonate) e o DMTT é precursor de Homoterpenos derivados do sesquiterpeno Nerolidol. No ramo C é possível observar que oxylipídios são gerados a partir de ácidos graxos que são clivados transformando-se em voláteis de Folhas Verdes (VFs) e derivados do Ácido Jasmônico. O ramo D mostra o volátil Indol (composto orgânico aromático heterocíclico) que é sintetizado a partir do Anthranilato. Por fim, nos últimos ramo da “árvore dos voláteis”, E e F, é possível visualizar voláteis como o Eugenol, derivado de Fenilpropanóides e a formação do Ácido Benzóico, assim como uma via alternativa de formação do Isochorismato.

Figura 36. “Árvore dos voláteis”. Adaptado de Maffei (2010).

No perfil de compostos voláteis das amostras de frutos verdes das colheitas 2 e 3, de forma distinta das amostras maduras, foram encontrados todos os voláteis

descritos na literatura como sendo típicos do perfil destes frutos (Facundo, 2013). São eles: Hexanal, Limonene, 2-Hexenal, 2-Heptanal (E), Hexanol, 3-Hexen-1-ol, 2-Hexen-1-ol (E), 2-Nonenal (E) e 2,6-Nonadienal. No entanto, destes compostos típicos, dois chamaram a atenção por terem sido “exclusivos” apenas das amostras de frutos da área Biodiversidade: Hexanol e Limoneno. Estes dois, como mostrado anteriormente neste trabalho, são voláteis comumente associados à defesa e comunicação entre plantas. A via do Hexanol é a da enzima LOX, correspondente à Figura 35 e a via do composto Limonene é conhecida como a via de Biossíntese de monoterpenóides e está apresentada na Figura 37, mais adiante. Provavelmente, também é uma via que foi desencadeada diante de uma situação adversa proporcionada por interações entre organismos, que resultou em uma ação de defesa.

Os terpenóides são sintetizados a partir de precursores do dimethylallyl difosfato (DMAPP) e seu isômero isopentenyl-5-fosfato (DXP). Estes são sintetizados pela via do deoxyxylulose-5-fosfato, também conhecida como via MEP, que acontece no cloroplasto e pela via do mevalonate (MVA), que ocorre no citoplasma. É provável que existam algumas trocas e/ou cooperações entre essas 2 vias que podem operar sob diferentes condições fisiológicas dentro da célula e dependem do desenvolvimento do plastídeo. A suspeita desta co-relação entre ambas as vias foi levantada devido ao fato de que elas não são completamente autônomas. Acredita-se que os precursores de 10 carbonos de monoterpenos são predominantemente sintetizados dentro dos plastídeos pela via MEP, onde os precursores dos sesquiterpenos são produzidos pela via MVA. O Isopreno (2-methyl-1,3-butadiene) é o mais simples terpenóide emitido por plantas e é sintetizado pela DMAPP através da ação da enzima isopreno synthase (Maffei, 2010).

Entretanto, alguns voláteis, como o α -ionona, não são derivados diretamente de pyrofosfatos isoprenóides, mas sim da clivagem de tretaterpenos como carotenóides, pela ação da *carotenoid cleavage dioxygenases* (CCDs). Monoterpenos (C₁₀) são típicos produtos de folhas e sesquiterpenos (C₁₅) são comumente componentes de fragâncias florais. No entanto, grandes quantidades de mono e sesquiterpenos são produzidos em tricomas glandulares de folhas e emitidos pela ação de danos causados por herbívoros em folhas e raízes. Estruturalmente, a maioria dos terpenóides são sintetizados a partir de uma grande

família de terpeno synthases (TPS), onde difosfato (GPP) e Farnesyl diphosphate (FPP) são comumente usados como substratos (Maffei, 2010).

A “engenharia metabólica” dos voláteis pode ser determinada pela modificação de vias existentes, em caso de desvio desencadeado por algum evento externo à planta, tal como necessidade de defesa. Por exemplo, pela baixa ou alta regulação de um ou mais passos biossintéticos ou pelo re-direcionamento de fluxos metabólicos que culminam na síntese de um composto desejado, através do bloqueio de vias competitivas. Existem vários exemplos de sucesso na literatura no que diz respeito à aplicação de métodos de introdução de novos genes, com o objetivo de super-expressar vias de interesse. Por exemplo super-expressando a síntese dupla de Linalool e nerolidol de morangos, em cloroplastos de *Arabidopsis thaliana* (L.), foi demonstrado que o Linalool e seus derivados repelem afídeos. Outros terpenóides (C11) atraem predadores carnívoros, aumentando a defesa indireta da planta (Aharoni et al., 2005).

A Figura 37 mostra uma pequena via conhecida como Via de Biossíntese de Monoterpenóides, que está inserida em uma via muito maior chamada Via de Biossíntese de Metabólitos Secundários de plantas. Nesta figura é possível observar a biossíntese do volátil Limoneno através da ação da enzima (4S) *Limonene synthase*, representada pelo código 4.2.3.16 na via a seguir.

Outra grande classe de compostos voláteis são os formados por anéis aromáticos. Muitos deles foram detectados nos perfis de voláteis das plantas analisadas neste experimento. Voláteis contendo Nitrogênio (N) ou Enxofre (S) são sintetizados pela reação de clivagem de modificação de aminoácidos ou seus precursores. Indol foi identificado como sendo um grupo de voláteis emitidos em resposta ao ataque de insetos. Indol também é o penúltimo intermediário na formação do triptofano pela *tryptophan syntase*. O composto Eugenol, encontrado nas amostras de frutos maduros, é uma versão reduzida de *coniferyl alcohol*, um precursor da lignina, enquanto que o *phenylacetaldehyde* é derivado da Fenilalanina através da descarboxilação e remoção oxidativa do grupo amina. Propenyl e Allyl-phenols, assim como o Eugenol ganharam importância como agentes de flavor e também como precursores putativos na biossíntese do 9,9'-deoxygenated lignans, muitas delas com potencial medicinal. Voláteis derivados da clivagem oxidativa e da descarboxilação de vários ácidos graxos resultam na produção de voláteis de cadeias curtas, como moléculas de aldeído e cetona que comumente servem como precursores da biossíntese de outros voláteis.

Na Figura 38A é possível visualizar uma versão reduzida da Via de Biossíntese dos Compostos Aromáticos. Os compostos destacados em vermelho representam aqueles que foram detectados nas amostras de frutos verdes analisadas no presente trabalho. São eles Benzaldehyde, p-xylene, Ethylbenzene, Styrene e Cyclohexanol. Em seguida, na Figura 38B, está apresentada uma legenda que fornece uma escala que mostra o aumento ou a diminuição da relação entre as amostras Biodiversidade/Controle.

38A

38B

[illegible]

Figura 38. (A) Via da Biossíntese de Compostos Aromáticos. Adaptado do site: www.kegg.jp. (B) Legenda se referente à escala de aumento ou diminuição da relação Biodiversidade/Controle. Quadrado representa Correlação positiva entre Biodiversidade/Controle. Triângulo representa correlação negativa entre Biodiversidade/Controle. Setas amarelas indicam quando foram emitidos compostos da via, com o objetivo de reduzir o tamanho da mesma para possibilitar a visualização.

4. CONCLUSÃO

Os resultados apresentados e discutidos neste trabalho indicaram que bananas colhidas nas diferentes áreas experimentais: rodeada pela biodiversidade do fragmento florestal da Mata Atlântica ou distante do fragmento, são distintas quanto ao perfil de compostos voláteis.

Apesar dos frutos da parcela Controle terem sido mais severamente atacados pela Sigatoka Negra, os compostos voláteis comumente relacionados na literatura como sendo típicos de reação de defesa e interação entre plantas, foram identificados nos perfis dos frutos maduros da parcela Biodiversidade, provavelmente devido à maior diversidade de sistemas ecológicos interagindo entre si, o que pode ter ajudado a proteger a planta do fungo da Sigatoka Negra.

Quanto ao perfil dos compostos voláteis dos frutos verdes, foram identificados todos os voláteis descritos na literatura como sendo típicos do perfil destes frutos. Contudo, destes compostos típicos, dois chamaram a atenção por terem sido “exclusivos” apenas das amostras de frutos da área Biodiversidade: Hexanol e Limoneno, comumente associados à defesa e comunicação entre plantas.

5. BIBLIOGRAFIA

<http://www.ambiente.sp.gov.br>

<http://www.geografia.fflch.usp.br>

<http://www.biodiversityinternacional.org>

http://www.biocontrole.com.br/bio_cosmolure.htm

<http://www.promusa.org>

<http://faostat3.fao.org>

<http://www.em.com.br/app/noticia/economia/2013/07/12>

(<http://www.ceplac.gov.br/radar/banana.htm>

<http://www.abavar.com.br>

<http://www.agencia.cnptia.embrapa.br>

<http://cepea.esalq.usp.br/hfbrasil>

<http://www.deamo.prof.ufu.br/>

<http://www.kegg.jp>

Aharoni, A., Giri, A. P., Deuerlein, S., Griepink, F., de Kogel, W. J., Verstappen, F. W. A., Verhoeven, H. A., Jongsma, M. A., Schwab, W. and Bouwmeester, H. J. Terpenoid metabolism in wildtype and transgenic *Arabidopsis* plants. *Plant Cell*, 15, 2866–2884, 2003.

Ahmad, S.; Clarke, B.; Thompson, A. K.; Banana harvest maturity and fruit position on the quality of ripe fruit. *Ann. Appl. Biol.* 139:329-335, 2001.

Alexander, L.; Grierson, D. Ethylene biosynthesis and action in tomato: a model for climacteric fruit ripening. *Journal of Experimental Botany*, Vol. 53, No. 377, Fruit Development and Ripening Special Issue, pp. 2039±2055, October 2002.

Almeida, G. V. B. Perspectivas futuras de comercialização de banana; qualidade e logística - Panorama na CEAGESP. Centro de Qualidade em Horticultura – CEAGESP, 2013.

Altieri, M. A.; Silva, E. N.; Nicholls, C. I. O papel da biodiversidade no manejo de pragas. Ribeirão Preto: Editora Holos, 226p., 2003.

Altieri, M. A.; Todd, J. W.; Hauser, E. W.; Patterson, M.; Buchanan, G. A.; Walker, R. H. Some effects of weed management and row spacing on insect abundance in soybean fields. *Protection Ecology*, Amsterdam, v. 3, n. 4, p. 339-343, 1981.

Arêas, J. A. G.; Lajolo, F. M. Determinação enzimática específica de amido, glicose, frutose e sacarose em bananas pré-climatéricas e climatéricas. *Anais de Farmácia e Química de São Paulo*, v. 20, p. 307-318, 1980.

Arruda, S. T.; Perez, L. H.; Junior, A. A. B. A bananicultura no Vale do Ribeira – Caracterização dos sistemas de produção. Agricultura em São Paulo. SP 40 (1): 1-17, 1993.

Ayub, R., Guis, M., Ben Amor, M., Gillot, L., Roustan, J. P., Latche, A., Bouzayen, M. & Pech, J. C. Expression of ACC oxidase antisense gene inhibits ripening of cantaloupe melon fruits, Nature Biotechnol, 14: 862-866, 1996.

Bate, N. J.; Rothstein, S. J. C6-volatiles derived from the lipoxygenase pathway induce a subset of defense-related genes. The Plant Journal 16(5), 561–569, 1998.

Baraquizio, B. N. J.; Rezende, C. M.; Soares, A. G.; Fonseca, M. J. O. Efeito do 1-metilciclopropeno sobre a emissão dos ésteres voláteis de bananas ao longo do amadurecimento. Química Nova, vol.31, n. 06, São Paulo, 2008.

Bispo A. A.; Hulskath, H. Musa Sapientium: Da banana na história cultural e da banana como alegoria. Revista Brasil-Europa. N. 118/10, 2009:2.

Borges, A. L. Interação entre nutrientes da bananeira. Boletim Técnico Banana em foco, EMBRAPA, n. 55, 2 p., 2004.

Borges, A. L.; Oliveira, A. M. G. Avaliação do estado nutricional da bananeira – diagnose visual. Comunicado Técnico EMBRAPA ISSN. 1809-502X, v. 117, 7 p., 2006.

Borguini, R. G.; Torres, E. A. F. S. Alimentos orgânicos: qualidade nutritiva e segurança do alimento. Segurança alimentar e nutricional, Campinas 13 (2): 64-75, 2006.

Buta, J. G.; Spaulding, D. W. Changes in indole-3-acetic acid and abscisic acid levels during tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) fruit development and ripening. *Journal of Plant Growth Regulation*, v. 13, p. 163-166, 1994

Camargos, Márcia; Valle, Heloísa de Freitas. Yes, nós temos bananas: Histórias e receitas com biomassa de banana verde. São Paulo: Senac-SP, 2003.

Castelan, F. P.; Saraiva, L.A.; Lange, F.; Cordenunsi, B. R.; Chillet, M. Effects of Black leaf streak disease and Sigatoka disease on fruit quality and maturation process of bananas produced on subtropical conditions of southern Brazil. *Crop Prot.*, v. 35, p. 127-131, 2012.

Castelan, F. P.; Abadie, C.; Hubert, O.; Chilin-Charles, Y.; Lapeyre de Bellaire, Chillet, M. Relation between the severity of Sigatoka Disease and Banana Quality characterized by pomological traits and fruit Green Life. Submetido em *Crop Prot*, 2013.

Castelan, F. P. A influência da proximidade com a biodiversidade na expressão de proteínas de bananas produzidas no Vale do Ribeira. (Exame de qualificação de doutorado), 2013.

Chiebao, H. P. Perfis de compostos voláteis de banana submetidos a diferentes tratamentos pós-colheita e suas correlações com a expressão diferencial dos receptores de etileno. (Dissertação de doutorado – Universidade de São Paulo-USP), 2013.

Chillet, M.; Lapeyre de Bellaire, L.; Olivier, H.; Mbéghié-A-Mbéguié, D. Measurement of banana green life. *Fruits*, v. 63, p. 125-127, 2008.

Chillet, M.; Abadie, C.; Hubert, O.; Chilin-Charles, Y. De Lapeyre De Bellaire, L. 2009. Sigatoka disease reduces the greenlife of bananas. *Crop Protection*, n. 28, p. 41-45.

Cordenunsi, B. R. Aspectos químicos, bioquímicos e ultraestruturais do grânulo de amido durante o amadurecimento da banana. (Tese de livre-docência – Faculdade de Ciências Farmacêuticas-USP), 2004.

Cordenunsi, B.R., Lajolo, F.M. Starch breakdown during banana ripening: sucrose synthase and sucrose phosphate synthase. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 43: 347-351, 1995.

Cordenunsi, B. R.; Shiga, T. M.; Lajolo, F. M., Non-starch polysaccharide composition of two cultivars of banana (*Musa acuminata* L.: cvs Mysore and Nanicao), *Carbohydrate Polymers*, v. 71, p. 26–31, 2008.

Croteau, R. and Karp, F. Origin of natural odorants. In *Perfumes. Art, Science and Technology*. London: Elsevier Applied Science, pp. 101–126, 1991.

Defilippi, B.G., Manríquez, D., Luengwilai, K., González-Agüero, M. Aroma volatiles: biosynthesis and mechanisms of modulation during fruit ripening. *Adv. Bot. Res.* 50, 1–37, 2009.

Dudareva, N., Pichersky, E. and Gershenzon, J. Biochemistry of plant volatiles. *Plant Physiol.* 135, 1893–1902, 2004.

Facundo, H. V. V. Armazenamento a Baixas Temperaturas de Diferentes Cultivares de Bananas: Efeito nos Atributos de Qualidade. Tese de doutorado, 2009.

Facundo, H. V. V.; Garruti, D. S.; Dias C. T. S.; Cordenunsi, B. R.; Lajolo, F. M. Influence of different banana cultivars on volatile compounds during ripening in cold storage. *Food Research International* 49, 626–633, 2012.

Facundo, H. V. V.; Garruti, D. S., Cordenunsi, B. R.; Lajolo, F. M. Isolation of Volatiles Compounds in Banana by HS-SPME: Optimization for the Whole Fruit and Pulp. *International Journal of Bioscience, Biochemistry and Bioinformatics*, Vol. 3, No. 2, March 2013.

Flandrin, Jean-Louis. *Os Séculos XIX e XX: História da Alimentação*. 2ª ed. São Paulo: Estação Liberdade, 1998.

Ganry, J.; Meyer, J.P. 1975. Recherche d'une loi d'action de la température sur la croissance des fruits du bananier. *Fruits*, v. 30, p. 375–392.

GARCIA, E, LAJOLO, F.M. Starch transformation during banana ripening: the amylase and glucosidase behavior, *Journal of Food Science*, 53:1181-1186, 1988.

Guis, M., Bouquin, T., Zegouti, H., Ayub, R., Ben Amor M., Lasserre, E., Botondi, R, Raynal, J., Latche, A., Bouzayen, M., Balague, C. & Pech, J. C. 1997a. Differential expression of ACC oxidase genes in melon and physiological characterization of fruit expressing an antisense ACC oxidase gene, - In *Biology and Biotechnology of the Plant Hormone Ethylene* (A, K, Kanellis, C. Chang, H, Kende and D, Grierson, eds), pp, 327-338, Kluwer Academic Publishers, Dordrecht. ISBN 0-7923-4587-8, - , Botondi, R., Ben-Amor, M., Ayub, R., Bouzayen, M., Pech, J. C. &

Latche, A, 1997b. Ripening-associated biochemical traits of cantaloupe Charentais melons expressing an ACC oxidase transgene. - J, Am. Soc. Hortic, Sci, (In press),

Javanty, S.; Song, J.; Rubinstein, N. M.; Chong, A.; Beaudry, R. M. Temporal relationship between ester biosynthesis and ripening events in bananas. J. Am. Soc. Hort. Sci. v. 127, n. 6, p. 998-1005, 2002.

Jennings, W.; Shibamoto, T. Qualitative analysis of flavor and fragrance volatiles by glass capillary gas chromatography. NY: Academic Press, 472 p., 1980.

Jiang, Y.; Joyce, D. C.; Macnish, A. J. Effect of abscisic acid on banana fruit ripening in relation to the role of ethylene. Journal of Plant Growth Regulation, v. 19, p. 106-111, 2000.

Johnston, J.W.; Hewett, E.W.; Hertog, M.L.A.T.M.; Harker, F.R. Harvest date and fruit size affect postharvest softening of apple fruit. J. Hort. Sci. Biotechnol. 77:355-360, 2002.

Jordan, M. J.; Tandon, K.; Shaw, P. E.; Goodner, K. L. Aromatic profile of aqueous Banana essence and Banana fruit by gas chromatography-mass spectrometry (GC-0). Journal of Agriculture and Food Chemistry, v.49, p. 4813-4817, 2001.

Jullien, A.; Chillet, M.; Malezieux, E. Pre-harvest growth and development, measured as accumulated degree days, determine the post-harvest green life of bananas. J. of Hort. Science and Biotech., v. 83, p. 506-512, 2008.

Kageyama, P. Y.; Oliveira, R. S.; Ferraz, P. A.; Furtado, E. L.; Souza, A. D.; Sebben, A. M. Ganhos na seleção para a produtividade de látex em população natural de *Hevea brasiliensis* na Reserva Chico Mendes: estudo de caso das IAPs (ilhas de alta produtividades). *Scientia Florestalis*, n. 61, p. 79-85, jun-2002.

Karvouni, Z., John, I., Taylor, J. E., Watson, C. E, Tumer, A. J. & Grierson, D. Isolation and characterisation of a melon cDNA clone encoding phytoene synthase, - *Plant Mol. Biol*, 27: 1153-1162, 1995.

Klee, H. J, Ripening physiology of fruit from transgenic tomato (*Lycopersicon esculentum*) plants with reduced ethylene synthesis. - *Plant Physiol*, 102: 911-916, 1993.

Knee M., Smith S.M. Variation in quality of apple fruits stored after harvest on different dates. *J. Hort. Sci.* 64:413-419, 1989.

Langhe, E. D.; Vrydaghs, L.; Maret, P.; Perrier, X.; Denham, T. Why bananas matter: an introduction to the history of banana domestication. *Ethnobotany Research and Applications*, 7:165-177, 2009.

Lalel H.J.D., Singh Z., Tan S.C. Maturity stage at harvest affects fruit ripening, quality and biosynthesis of aroma volatile compounds in 'Kensington Pride' mango. *J. Hort. Sci. Biotechnol.* 78:225-233, 2003.

Lohani, S.; Trivedi, P. K.; Nath, P. Changes in activities of cell wall hydrolases during ethylene-induced ripening in banana: effect of 1-MCP, ABA and IAA. *Postharvest Biology and Technology*, v. 31, p. 119-126, 2004.

Matsuura, F. C. A. U.; Costa, J. I. P.; Folegatti, M. I. S. Marketing de banana: preferência do consumidor quanto aos atributos de qualidade dos frutos. *Revista Brasileira de Fruticultura*, Jaboticabal-SP, vol. 26, n. 1, p. 48-52, Abril, 2004.

Miranda, L. N., Azevedo, J. A., Miranda, J. C. C., Gomes, A. C. 2002. Calibração de métodos de análise de fósforo e resposta do feijão ao fósforo no sulco. *Pesq. agropec. bras.*, v. 37, n. 11, p. 1621-1627, 2002.

Murray, A. J., Hobson, G. E., Schuch, W.; Bird, C. Reduced ethylene synthesis in EFE antisense tomatoes has differential effects on fruit ripening processes. - *Postharv. Biol, Technol*, 2 : 301-303, 1993.

Narloch, L. Guia politicamente incorreto da história do Brasil. p. 49., São Paulo, 2009.

Neumann, K.; Hildebrand, E. Early bananas in Africa: the state of the art. *Ethnobotany Research and Applications*, 7:353-362, 2009.

Ormond, J. G. P.; De Paula S. R. L.; Filho P. F.; Rocha L. T. M. Agricultura Orgânica: quando o passado é futuro. *BNDES*, Rio de Janeiro, n. 15, p. 3-34, Março, 2002.

PBMH & PIF – Programa Brasileiro para a modernização da horticultura & produção integrada de frutas. Normas de classificação de Banana. São Paulo: CEAGESP, 2006.

Pérez, A. G.; Sanz, C. Formation of fruit flavor. In: Bruckner, B.; Wyllie, S. G. Fruit and Vegetable Flavour - Recent Advances and Future Prospects. Woodhead Publishing. Cap. 4, pag. 41-70, 2008.

Phaba, T.N.; Bhagyalakshmi, N., Carbohydrate Metabolism in banana fruit, Phytochemistry, v. 48, p.915-919, 1998.

Pessoa, M. C. P. Y.; Silva, A. S.; Camargo, C. P. Qualidade e certificação de produtos agropecuários. Embrapa informação tecnológica, Brasília-DF, 2002.

Pichersky, E. and Gershenzon, J. The formation and function of plant volatiles: Perfumes for pollinator attraction and defense. Current Opinion in Plant Biology 5, 237–243, 2002.

Picton, S., Barton, S. L., Bouzayen, M., Hamilton, A. J.; Grierson, D. Altered fruit ripening and leaf senescence in tomatoes expressing an antisense ethylene-forming enzyme transgene. - Plant J. 3: 469-481, 1993.

Pinto-Zevallos, D. M.; Martins, C. B. C.; Pellegrino, A. C.; Zarbin, P. H. G. Compostos Orgânicos Voláteis na Defesa Induzida das Plantas Contra Insetos Herbívoros. Quim. Nova, Vol. XY, No. 00, 1-11, 2013.

Pratt H. K.; Goeschl J.D. Physiological roles of ethylene in plants. *Annu. Rev. Plant Physiol.* 20:541-584, 1969.

Purgatto, E. Efeito do ácido 3-indol 3-acético no metabolismo amido-sacarose da banana. 133f. Tese (Doutorado em Ciências dos Alimentos), Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Universidade de São Paulo, São Paulo-SP, 2001.

Purgatto, E.; Lajolo, F. M.; Nascimento, J. R. O.; Cordenunsi, B. R. The onset of starch degradation is concomitant to changes in the content of free and conjugated forms of indole-3-acetic acid. *Journal of Plant Physiology*, v. 158, p. 1105-1111, 2002.

Rhodes, M.J.C. The maturation and ripening of fruits. In: THIMANN, K.V.; DELMAN, R.C.; ROTH, G.S. (Eds) *Senescence in plants*. Boca Raton: CRC Press. p. 157-205, 1980.

Rombaldi, C. V.; Tibola, C. S.; Fachinello, J. C.; Adolfo Silva, J. Percepção de consumidores do Rio Grande do Sul em relação a quesitos de qualidade em frutas. *Revista Brasileira de Fruticultura*, Jaboticabal-SP, v. 29, n. 3, p. 681-684, Dezembro 2007.

Rossetto, M. R. M.; Purgatto, E.; Nascimento, J. R. O.; Lajolo, F. M. Cordenunsi, B. R. Effects of gibberellic acid on sucrose metabolism accumulation and sucrose biosynthesis enzymes activity during ripening. *Plant Growth Regulators*, v. 41, p. 207-214, 2003.

Saraiva, L. A.; Castelan, F. P.; Shitabuko, R.; Hassimoto, N. M. A.; Purgatto, E.; Chillet, M. Cordenunsi, B. R. Black leaf streak disease affects starch metabolism in banana fruit. *J. Agric. Food Chem.*, v. 61, p. 5582–5589, 2013.

Schwab, W.; Davidovich-Rikanati, R.; Lewinsohn, E. Biosynthesis of plant-derived flavor compounds. *The Plant Journal* 54, 712–732, 2008.

Schlindwein, J. A. Calibração de métodos de determinação e estimativa de doses de fósforo e potássio em solos sob sistema plantio direto. Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Porto Alegre, 169 p, 2003.

Shiga, T. M.; Soares, C. A.; Nascimento, J. R. O.; Purgatto, E.; Lajolo, F. M.; Cordenunsi, B. R. Ripening-associated changes in the amounts of starch and non-starch polysaccharides and their contributions to fruit softening in three banana cultivars. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, v. 91, n. 8, p. 1511-1516, Junho 2011.

Simmonds N.W. Botanical results of the banana collecting expedition, *Kew Bulletin* 11:463-490, 1956.

Silva Neto, S. P.; Guimarães, T. G. ADM65 – Evolução da cultura da banana no Brasil e no mundo. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2011.

Soares, C. A.; Peroni-Okita, F. H. G.; Cardoso, M. B.; Shitabuko, R.; Lajolo, F. M.; Cordenunsi, B. R. Plantain and Banana Starches: Granule Structural Characteristics Explain the Differences in Their Starch Degradation Patterns. *J. Agric. Food Chem.*, 59, 6672-6681, 2011.

Sponholz, C.; Batista, U. G.; Zambolim, L.; Salomão, L. C. C.; Cardoso, A. A. 2004. Efeito do tratamento hidrotérmico e químico de frutos de banana 'Prata' no controle da Antracnose em pós-colheita. *Fitopatol. bras.* V. 29, p. 480-485.

Steeghs, M.; Bais, H.P.; Gouw, J.; Goldan, P.; Kuster, W.; Northway, M.; Fall, R.; Vivanco, J.M. Proton-transferreaction mass spectrometry as a new tool for real time analysis of root-secreted volatile organic compounds in *Arabidopsis*. *Plant Physiol.* 135, 47–58, 2004.

Taiz, L.; Zeiger, E. *Fisiologia Vegetal*. 4. Ed., Porto Alegre, 848 p., 2009.

Teixeira, L. A. J., Zambrosi, F. C. B., Neto, J. E. B. Avaliação do estado nutricional de bananeiras do subgrupo Cavendish no estado de São Paulo: normas dris e níveis críticos de nutrientes. *Rev. Bras. Frutic.* v.29 n.3, p. 613-620, 2007.

Tomas, F. L. A influência da biodiversidade florestal na ocorrência de insetos-praga e doenças em cultivos de tomate no município de Apiaí-SP. (Dissertação de mestrado – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz-USP). Piracicaba, 2010.

Uenojo, M.; Maróstica Junior, M. R.; Pastore, G. M. Carotenóides: propriedades, aplicações e biotransformação para formação de compostos de aroma. *Quim. Nova*, Vol. 30, No. 3, 616-622, 2007.

Wang, C. Y., Mellenthin, W. M. & Hansen, E. Maturation of Anjou pears in relation to chemical composition and reaction to ethylene. - *J, Am. Soc. Hortic. Sci.* 97: 9-12, 1972.

Vieira, L. M. Banana – Concentração da produção por microrregião geográfica – Santa Catarina – Safra 2009.

Vilas Boas, E. V. B., Alves, R. E., Filgueiras, H. A. C., Menezes, J. B. Características da fruta. In: MATSUURA, F.C.A.U., FOLEGATTI, I.S. Banana: Pós-colheita. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, p.15-19, 2001.

Villas-Bôas, S. G. Análise do Metaboloma. Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento ano IX – nº36 – janeiro/junho, 2006.

Zhang, B.; Xi, W.; Weia W.; Shena, J.; Fergusonc, I.; Chena, K. Changes in aroma-related volatiles and gene expression during low temperature storage and subsequent shelf-life of peach fruit. Postharvest Biology and Technology 60, 7–16, 2011.

APÊNDICE

As figuras seguintes (Figuras 26A a 26H) são fotografias de frutos representativos das área Biodiversidade e Controle, obtidas no dia da avaliação dos defeitos feita, conforme descrição no item 2.3.2.6. de Material e Métodos, em uma colheita extra. Somente os resultados desta avaliação foram apresentados como sendo desta colheita extra, no item 3.2.1.6. de Resultados. Isto porque os demais dados, tais como perfil de etileno, textura e cor, foram descartados devido à problemas experimentais ao longo das avaliações durante o amadurecimento dos frutos.

Figura 26A: Frutos 71C, 73C, 75C e 76C da área Controle, colheita extra.

Figura 26B: Fruto 71C da área Controle da colheita extra.

Figura 26C: Fruto 73C da área Controle da colheita extra.

Figura 26D: Fruto 75C da área Controle da colheita extra.

Figura 26E: Fruto 76C da área Controle da colheita extra.

Figura 26F: Frutos 81B e 85B da área Biodiversidade da colheita extra.

Figura 26G: Fruto 81B da área Biodiversidade da colheita extra.

Figura 26H: Fruto 85B da área Biodiversidade da colheita extra.