

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ
CAMPUS DE CASCAVEL
CENTRO DE CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA AGRÍCOLA

**PARÂMETROS QUÍMICOS E QUALIDADE DE SALSA EM FUNÇÃO DE SUBSTRATOS
ORGÂNICOS ASSOCIADOS AO BIOCHAR**

FRANCIELLY TORRES DOS SANTOS

CASCAVEL – Paraná – Brasil

Fevereiro de 2016

FRANCIELLY TORRES DOS SANTOS

**PARÂMETROS QUÍMICOS E QUALIDADE DE SALSA EM FUNÇÃO DE SUBSTRATOS
ORGÂNICOS ASSOCIADOS AO BIOCHAR**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação
em Engenharia Agrícola em cumprimento parcial
aos requisitos para obtenção do título de Doutor em
Engenharia Agrícola, área de Recursos Hídricos e
Saneamento Ambiental

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Mônica Sarolli Silva de
Mendonça Costa

CASCADEL – Paraná – Brasil

Fevereiro de 2016

Dados Internacionais de Catalogação-na-Publicação (CIP)

S235p

Santos, Francielly Torres dos

Parâmetros químicos e qualidade de salsa em função de substratos orgânicos associados ao biochar./Francielly Torres dos Santos. Cascavel, 2016.

84 p.

Orientadora: Profª. Drª. Mônica Sarolli Silva de Mendonça Costa
Revisor de português: Dr. José Carlos da Costa

Tese (Doutorado) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Campus de Cascavel, 2016

Programa de Pós-Graduação Stricto Sensu em Engenharia Agrícola

1. Apigenina. 2. *Petroselinum crispum*. 3. Atividade antioxidante. 4. Grau de humificação. I. Costa, Mônica Sarolli Silva de Mendonça. II. Costa, José Carlos da, rev. III. Universidade Estadual do Oeste do Paraná. IV. Título.

CDD 21.ed. 633.82

CIP-NBR 12899

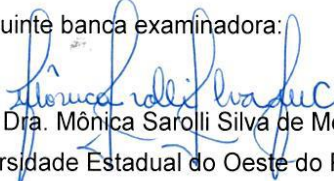
Ficha catalográfica elaborada por Helena Soterio Bejio – CRB 9ª/965

Revisão de português, inglês e normas realizada por Dr. José Carlos da Costa, em 06 de abril de 2016.

FRANCIELLY TORRES DOS SANTOS

**"PARÂMETROS QUÍMICOS E QUALIDADE DE SALSA EM FUNÇÃO DE SUBSTRATOS
ORGÂNICOS ASSOCIADOS AO BIOCHAR"**

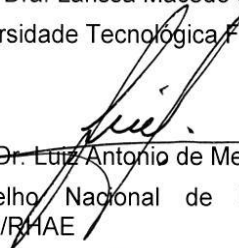
Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação "*Stricto Sensu*" em Engenharia Agrícola em cumprimento parcial aos requisitos para obtenção do título de doutora em Engenharia Agrícola, área de concentração Recursos Hídricos e Saneamento Ambiental, **aprovada** pela seguinte banca examinadora:


Orientadora: Prof.^a Dra. Mônica Sarolli Silva de Mendonça Costa

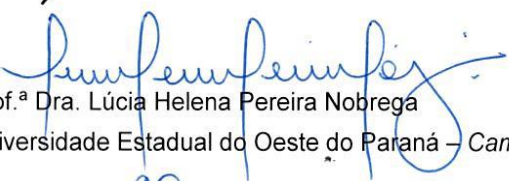
Universidade Estadual do Oeste do Paraná – *Campus* de Cascavel


Prof.^a Dra. Larissa Macedo dos Santos Tonal

Universidade Tecnológica Federal do Paraná – UTFPR/Pato Branco


Prof. Dr. Luiz Antonio de Mendonça Costa

Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico -
CNPq/RHAE


Prof.^a Dra. Lúcia Helena Pereira Nobrega

Universidade Estadual do Oeste do Paraná – *Campus* de Cascavel


Prof.^a Dra. Silvia Renata Machado Coelho

Universidade Estadual do Oeste do Paraná – *Campus* de Cascavel

Cascavel, 16 de fevereiro de 2016.

BIOGRAFIA

FRANCIELLY TORRES DOS SANTOS – Nasceu em 21 de julho de 1985, na cidade de Ubitatã, Paraná. Em 2008, tornou-se Tecnóloga em Industrialização de Carnes. Em 2010, tornou-se Tecnóloga em Alimentos e no mesmo ano concluiu o aperfeiçoamento no programa especial de formação pedagógica com licenciatura plena em química. Todos os cursos foram realizados na Universidade Tecnológica Federal Paraná UTFPR - *campus* de Medianeira - PR. Em fevereiro de 2010, ingressou no Mestrado em Engenharia Agrícola, área de concentração sistemas biológicos e agroindustriais, na Universidade Estadual do Oeste do Paraná, sob a orientação da Prof^a. Dra. Mônica Sarolli Silva de Mendonça Costa. Em 2012 ingressou no Doutorado em Engenharia Agrícola, área de Recurso Hídricos e Saneamento Ambiental, na Universidade Estadual do Oeste do Paraná, sob a orientação da Prof^a. Dra. Mônica Sarolli Silva de Mendonça Costa.

"Eu pedi forças e
Deus me deu dificuldades para me fazer forte.
Eu pedi sabedoria e
Deus me deu problemas para resolver.
Eu pedi amor e
Deus me deu pessoas com problemas para ajudar.
Eu pedi favores e
Deus me deu oportunidades.
Eu não recebi nada que pedi, mas tive tudo o que precisava...da forma que precisava..."
Desconhecido.

*Ao "sol" da minha vida,
Meu amado Douglas.*

Dedico.

*À memória do meu querido pai,
Cícero Manoel dos Santos,
Se presente,
teria muito orgulho de mais esta conquista!*

Ofereço.

AGRADECIMENTOS

Por onde começar? São tantos...

Por Deus me permitir acordar todas as manhãs de bom humor e poder dizer “bom dia” ao meu amado Douglas e receber um “Bom dia” com a mesa do café da manhã posta.

Obrigada pelo incondicional apoio, por todas as coisas, desde as mais simples, como lavar a louça ou as mais difíceis, por me permitir viver novas experiências acadêmicas fora do país. Obrigada, por me permitir fazer parte da sua vida, muito obrigada, meu anjo.

“Quando o amor toca o coração traz um sentimento maior que a paixão. Basta um olhar, um toque e nada mais pra fazer feliz como só voce me faz”.
Fernada Brum.

Por chegar na Universidade e os portões estarem abertos, simplesmente porque alguém fez esse serviço para eu poder entrar.

Por todas as zeladoras que mantêm nosso ambiente de trabalho limpo e adequado.

Por todos os funcionários de todos os setores que mantêm a Universidade funcionando.

*“Sozinho ninguém vive, Sozinho ninguém pode,
Sozinho eu não faço nada, Sozinho eu não vou chegar,
Sozinho eu não tenho nada, Sozinho eu não vou andar”!*
Viviane Borreto.

Por poder conviver com parceiros de trabalho e amigos de verdade no laboratório de análises de resíduos agroindustriais...

...Ederson Bugati, Darci Leal, Plínio Rodrigues, Dercio Pereira, Higor Lorin, Leocir Carneiro, Marcos Rozatti, Victor Rozatti, Leonardo Steimbach, Wolfgang Neitzel e Thiago Edwrigens.

*“Você meu amigo de fé, meu irmão camarada,
Amigo de tantos caminhos e tantas jornadas,
Aquele que está do meu lado em qualquer caminhada,
Me lembro de todas as lutas, meu bom companheiro,
Você tantas vezes provou que é um grande guerreiro,
Amigo você é o mais certo das horas incertas”.*

Roberto Carlos.

*Por me permitir ser amiga e poder fazer parte da vida de cada um de vocês,
e por fazerem parte da minha vida, por toda a ajuda prestada nesta
caminhada...por poder me permitir dividir meus problemas...por alguns
frequentarem a minha casa...pelos momentos de risadas juntos...pelos socorros
de última hora...*

...Vanderleia Schoeninger, Denise Grzegowski, Suzana Wruback, Thaísa Pegoraro, Shaiane Lucas, Carla Limberger, Adriana Neres, Ariane Spiassi, Marcelo Remor, prof^a Sílvia, Izabela Araújo, Mariana Sbizzaro, Fernanda Araújo, Jaqueline Gotardo, Simone Dellagostin, Tamires Tonello, Jianice Frigo, Cristiane Paloschi, Cristiane Andreani, Daniela Camargo, Isamara Godói, Caroline Aguiar, Flavia Cassol, Jian Frigo, Larissa Mallmann, Michael Alcantara, Naimara Prado, Nathalie Kessler, Leandro Fleck, Fábio Orssatto, Daniellê Medina, Marcia Mauli, Fábio Pacheco, Rafaela Nicolau, Eloi Gasparin, Ana Maria Vasconcelos, Davi Rocha, Michele Tonini, Jefferson Piauí, Euro Kava...e todos os outros amigos do PGEAGRI.

*“Amigo é coisa pra se guardar
Debaixo de sete chaves, Dentro do coração,
assim falava a canção que na América ouvi,*

*mas quem cantava chorou ao ver o seu amigo partir,
mas quem ficou, no pensamento voou,
com seu canto que o outro lembrou. Qualquer dia amigo eu volto a te
encontrar, qualquer dia amigo, a gente vai se encontrar”.*

Milton Nascimento.

*Por, mesmo sem saber pronunciar “doutorado”, por falta de instrução,
agradeço a minha família que tanto se orgulha de mim...*

*Minha mãe Eva Maria Torres dos Santos, minha irmã Fabiana Torres, meu
pedaço de mim Mateus Felipe, Meus Avós Maria e Júlio, Minha Tia Cleusa e
todos meus tios e tias e primos e primas.*

*“E se por acaso a dor chegar, ao teu lado vão estar
Pra te acolher e te amparar, pois não há nada como um lar,
Tua família te ama e te espera e para ao teu lado sempre estar”.*

Anjos do resgate.

*Por me aceitar como orientada, prof^o Mendonça e prof^a Mônica, viver essa
experiência marcou para sempre a minha vida, profissional e pessoal. Devido
aos ensinamentos de vocês dois, hoje posso dizer aprendi muito e saio daqui
com orgulho de dizer que fui orientada por vocês.*

*“A base de toda conquista é o professor,
A fonte de sabedoria, um bom professor,
Todo bom começo tem um bom professor,
No trilho de uma ferrovia...um bom professor,
No bisturi da cirurgia...um bom professor,
No tijolo, na olaria, no arranque do motor,
Tudo que se cria tem um bom professor,
No sonho que se realiza...um bom professor,*

*O que se aprende, o que se ensina...um professor,
Uma lição de vida, uma lição de amor,
Na nota de uma partitura, no projeto de arquitetura,
Em toda teoria, tudo que se inicia,
Todo bom começo tem um bom professor,
Tem um bom professor”.*

Max Haetinger.

À Professora Doutora Sílvia Renata Machado Coelho, pela atenção e ajuda no desenvolvimento desta pesquisa e pela boa companhia nos momentos de descontração;

À professora Doutora Lúcia Helena Pereira Nóbrega, pela atenção e contribuição científica nesta pesquisa e pela agradável convivência diária;

À Professora Doutora Larissa Macedo, pela atenção, pelo auxílio e pela sua contribuição nesta pesquisa e por me receber na UTFPR/Pato Branco com muita atenção e carinho;

Ao professor Doutor Paulo Bitencourt, pela atenção e contribuição científica nesta pesquisa e por me receber na UTFPR/Medianeira com solicitude.

À Vera Schmidt secretária do Programa de Pós-graduação em Engenharia Agrícola e aos estágios Henrique, Jefferson e Alexandre, que sempre foram muito solícitos em tudo que precisei.

À CAPES, pelo auxílio financeiro na concessão da bolsa de estudos e a bolsa modalidade Sandwich/PSDE, processo número 6547-14-1 para estágio no exterior;

Aos Prof. Dr. Henrique Trindade por ter me recebido e me orientado na UTAD/PT, à Cátia Santos, Shofia dos Santos, Miguel Oliveira, João Fonseca, Lav Scharma, André, Piebieb Goufo, foram pessoas muito especiais e todos os técnicos dos laboratórios do CITAB.

Aos colegas do Programa de Pós-graduação em Engenharia Agrícola, todos de modo geral. Hoje se encerra um ciclo no programa, no entanto, abre-se um ciclo de amizades eternas que fiz aqui no PGEAGRI.

Ao campus da UNIOESTE de Cascavel e aos seus funcionários pela colaboração, em especial ao Edison Barbosa, Cristiane Lurdes Paloschi e Euro Kava por todas as análises prestadas e solícitude;

A todos os professores que contribuíram de uma ou outra forma para a minha formação, desde o pré-escola até o doutorado, sem vocês não teria chegado até aqui;

À professora Neuli Ferreira, que na segunda série do ensino básico despertou em mim a necessidade de estudar.

A todos aqueles que de alguma forma contribuíram para a realização do doutorado, sou infinitamente grata.

*“Coração de estudante, há que se cuidar da vida
Há que se cuidar do mundo, tomar conta da amizade
Alegria e muito sonho, espalhados no caminho”!
Milton Nascimento.*

PARÂMETROS QUÍMICOS E QUALIDADE DE SALSA EM FUNÇÃO DE SUBSTRATOS ORGÂNICOS ASSOCIADOS AO BIOCHAR

RESUMO

A salsa é amplamente comercializada como especiaria no Brasil e no mundo. A produção de salsa com qualidade depende da forma de cultivo. Assim, neste trabalho, objetivou-se avaliar o efeito de substratos orgânicos alternativos na produtividade e qualidade nutricional de salsa graúda portuguesa. Os tratamentos consistiram de cinco compostos orgânicos, obtidos pelo processo de compostagem de resíduos agroindustriais da cadeia produtiva do frango de corte em que se variou a principal fonte de carbono, a saber: resíduos de desfibrilação de algodão, resíduos de poda de árvores urbanas trituradas, serragem, bagaço de cana moído e capim-napier triturado. Para obtenção dos substratos orgânicos, a cada um dos cinco compostos orgânicos, acrescentaram-se 0, 15, 30, 45 e 60% de biochar, um carvão obtido da queima da madeira em caldeiras. O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado, em esquema fatorial 5x5, com quatro repetições. A qualidade nutricional da salsa foi determinada pela avaliação de N, P, K, atividade antioxidante e produtividade. Nos substratos, foram avaliados os grupos funcionais e a determinação do grau de humificação, correlacionados com a matéria seca da salsa. Concluiu-se que o uso de substrato originado de capim-napier triturado não favorece à produção de salsa graúda portuguesa. A adição de biochar associado ao composto orgânico, proveniente de poda de árvores urbanas como principal fonte de carbono, favorece o teor de flavonoides de diosmetin-apiosilglucosídeo isômero e apigenina-malonil-glucosídeo na salsa graúda portuguesa. A condutividade elétrica do substrato orgânico é o fator que mais limita a produção de matéria de salsa graúda portuguesa e a adição de biochar pode minimizar tal efeito.

PALAVRAS-CHAVE: Apigenina; *Petroselinum crispum*; atividade antioxidante; grau de humificação.

CHEMICAL PARAMETERS AND PARSLEY QUALITY ACCORDING TO THE ORGANIC SUBSTRATS ASSOCIATED TO BIOCHAR

ABSTRACT

Parsley has been widely traded as a flavoring in Brazil and worldwide. The quality to produce salsa depends on its cropping management. This, this study aimed to evaluate the effect of alternative organic substrates in productivity and nutritional quality of *Petroselinum crispum*. The treatments consisted of five organic compounds obtained by agro-industrial waste composting process of broiler production chain in which they varied the main source of carbon, i.e, waste cotton carding, pruning of ground urban trees, sawdust, bagasse of milled cane and ground napier grass. In order to obtain the organic substrates, it was added 0, 15, 30, 45 and 60% biochar to each of the five organic compounds, a charcoal obtained from burning wood in boilers. The experimental design was completely randomized in a 5x5 factorial design, with four replications. The nutritional quality of salsa was determined by N, P, K evaluation, and antioxidant activity and productivity. Concerning substrates, functional groups and determination of humification degree were evaluated, correlated with parsley dry weight. It was concluded that the use of substrate from Napier grass ground does not favor *Petroselinum crispum* production. Adding biochar associated with organic compost from urban tree pruning whose main source is carbon favors flavonoid content of Diosmetin-apiosilglucoside-isomer and apigenin-malonyl-glucoside in *Petroselinum crispum*. The electrical conductivity of the organic substrate is the main factor that contains *Petroselinum crispum* production while addition of biochar can minimize this effect.

KEYWORDS: Apigenin; *Petroselinum crispum*; antioxidant activities; humification degree.

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS.....	xv
LISTA DE FIGURAS	xvii
1 INTRODUÇÃO	1
2 OBJETIVOS.....	3
2.1 Objetivo geral	3
2.2 Objetivos específicos.....	3
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	4
3.1 Produção de salsa em função dos substratos	4
3.2 Matéria orgânica presente nos substratos orgânicos	5
3.3 Grupos funcionais presentes nas substâncias húmicas.....	8
3.4 Técnicas de espectroscopias	12
3.5 Atividade antioxidante de salsa	13
4 MATERIAL E MÉTODOS.....	19
4.1 Localização e caracterização da área experimental	19
4.2 Produção dos substratos orgânicos.....	19
4.3 Descrição dos tratamentos	20
4.4 Caracterização química dos substratos	21
4.5 Instalação do experimento.....	23
4.6 Determinações efetuadas durante o desenvolvimento da cultura	24
4.6.1 Matéria fresca e seca da parte aérea	24
4.6.2 Análise química do tecido vegetal	25
4.6.3 Determinação de fenólicos e flavonoides totais	25
4.6.4 Determinação da atividade antioxidante	25
4.6.5 Determinação de antocianinas totais	26
4.6.6 Determinação dos flavonoides individuais	27
4.7 Análise estatística	27
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	29
5.1 Matéria seca da salsa graúda portuguesa em função dos substratos.....	29

5.1.1	Análise de espectrofotometria no infravermelho com transformada de Fourier dos substratos.....	35
5.1.2	Análise de FIL nos substratos	46
5.2	Parâmetros químicos da salsa cultivada em substratos orgânicos associados ao biochar	49
5.3	Flavonoides individuais	59
5.4	Comparação entre a colheita e a rebrota.....	63
6	CONCLUSÃO	69
7	CONSIDERAÇÕES FINAIS	70
	REFERÊNCIAS	71

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Atribuições de picos e bandas analisados em FTIR, baseados em Silvestein <i>et al.</i> (1994), Stevenson (1994), Barbosa (2008) e Amir <i>et al.</i> (2010).....	13
Tabela 2	Tempo de compostagem, tempo de maturação e relação carbono/nitrogênio final dos compostos orgânicos	20
Tabela 3	Denominação dos tratamentos em função das concentrações de biochar adicionado aos substratos	20
Tabela 4	Características químicas dos substratos nas proporções de biochar.....	22
Tabela 5	Carbono orgânico total, relação carbono/nitrogênio, capacidade de troca catiônica e relação ácido húmico e ácido fúlvico.....	23
Tabela 6	ANOVA da variável matéria seca da salsa graúda portuguesa cultivada em substratos orgânicos acrescidos de biochar	29
Tabela 7	Análise dos parâmetros respectivos à variável matéria seca da salsa graúda portuguesa cultivada em substratos orgânicos acrescidos de biochar.....	30
Tabela 8	Matéria seca da salsa graúda portuguesa cultivada nos substratos orgânicos acrescidos de biochar.....	30
Tabela 9	Equação de regressão linear para matéria fresca e matéria seca da salsa cultivada nos substratos orgânicos em função das doses de biochar	33
Tabela 10	Nitrogênio, fósforo, potássio presentes na colheita da salsa graúda portuguesa produzida nos substratos orgânicos	53
Tabela 11	Fenólicos totais, flavonoides totais, porcentagem de sequestro de radical de DPPH (%SRL), capacidade antioxidante, antocianinas totais presentes na colheita da salsa graúda portuguesa produzida nos substratos orgânicos.....	55
Tabela 12	Flavonoides individuais presentes na colheita da salsa graúda portuguesa produzida nos substratos orgânicos	60
Tabela 13	Flavonoides individuais presentes na colheita da salsa graúda portuguesa produzidas nos substratos orgânicos.....	62
Tabela 14	Nitrogênio, fósforo, potássio presentes na rebrota da salsa graúda portuguesa produzidas nos substratos orgânicos.....	64
Tabela 15	Fenólicos totais, flavonoides totais, porcentagem de sequestro de radical de DPPH (%SRL), capacidade antioxidante, antocianinas totais presentes na rebrota da salsa graúda portuguesa produzidas nos substratos orgânicos.....	65

Tabela 16	Flavonoides individuais presentes na rebrota da salsa graúda portuguesa produzidas nos substratos orgânicos.....	66
Tabela 17	Flavonoides individuais presentes na rebrota da salsa graúda portuguesa produzidas nos substratos orgânicos.....	67

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	Estrutura química dos AH proposta por Schulten e Schitzer.	7
Figura 2	Estrutura do radical livre estável de DPPH.	15
Figura 3	Mecanismos de reação entre o radical DPPH• e um antioxidante por meio da transferência de um átomo de hidrogênio.	15
Figura 4	Estrutura química das antocianinas.	16
Figura 5	Estrutura química da apigenina.	17
Figura 6	Estrutura química do apin.	18
Figura 7	Disposição dos vasos de salsa graúda portuguesa sobres as mesas em estufa.	24
Figura 8	Gráficos da matéria fresca e matéria seca de salsa graúda portuguesa cultivada em substratos orgânicos com proporções de biochar. Letras maiúsculas iguais não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Tukey.	33
Figura 9	Espectros FTIR de AH isolados de substrato com fonte de carbono poda de árvores com proporções de biochar.	36
Figura 10	Espectros FTIR de AH isolados de substrato com fonte de carbono bagaço de cana com proporções de biochar.	39
Figura 11	Espectros FTIR de AH isolados de substrato com fonte de carbono serragem com proporções de biochar.	41
Figura 12	Espectros FTIR de AH isolados de substrato com fonte de carbono resíduo de desfibrilação de algodão com proporções de biochar.	43
Figura 13	Espectros FTIR de AH isolados de substrato com fonte de carbono capim-napier com proporções de biochar.	45
Figura 14	Determinação do grau de humificação dos substratos obtidos de poda de árvores, bagaço de cana, serragem, resíduo de desfibrilação de algodão e capim-napier com proporções de biochar.	47
Figura 15	Determinação do grau de humificação dos substratos com 100% de poda de árvores, bagaço de cana, serragem, resíduo de desfibrilação de algodão e capim-napier.	48
Figura 16	Biplot da colheita de salsa graúda portuguesa conduzida em substratos com fontes de carbono de S: serragem, P: poda de árvores urbanas, N: capim-napier moído, B: bagaço de cana triturado e A: resíduo de desfibrilação de algodão com proporções de 40, 55, 70, 85 e 100% de composto orgânico.	49

Figura 17	Salsa graúda portuguesa produzida nos substratos com fonte de carbono de capim-napier triturado. A: 100% de substrato capim-napier. B: 85% capim-napier + 15% biochar. C: 70% capim-napier + 30% biochar. D: 55% capim-napier + 45% biochar. E: 40% capim-napier + 60% biochar.	50
Figura 18	Salsa graúda portuguesa cultivada no substrato com 100% de resíduo de desfibrilação de algodão com evidências de deficiência de fósforo.	54
Figura 19	A: Correlação linear entre a capacidade antioxidante e a %SRL; B: antocianinas totais e a %SRL; C: capacidade antioxidante e a antocianinas totais em salsa graúda portuguesa cultivada em substrato orgânico com proporções de biochar.....	58
Figura 20	Cromatograma da identificação de picos de flavonoides individuais presentes em salsa conduzida em substratos orgânicos acrescidos de proporções de biochar.....	60

1 INTRODUÇÃO

A produtividade ideal de salsa é resultante da qualidade do substrato utilizado, que possui a função de sustentar e nutrir as plantas. Os substratos orgânicos, produzidos pelo processo de compostagem, disponibilizam nutrientes e desempenham algumas funções nas plantas, além de darem destino ambientalmente correto aos resíduos. No entanto, é necessário estudo em relação à capacidade agronômica de produção de salsa em tais substratos. Porém, essas funções dependem das substâncias húmicas (SHs) ou das demais substâncias presentes nos substratos orgânicos, formadas a partir do processo de humificação dos diferentes resíduos. Dessa forma, é importante ser estudada a utilização de materiais orgânicos submetidos ao processo de compostagem, com destaque ao quesito agronômico.

Ao se produzirem compostos orgânicos, utilizando resíduos de origem agroindustrial, deve-se tomar alguns cuidados. Os resíduos agroindustriais são ricos em nutrientes, e ao final do processo de compostagem se concentram no material estabilizado. Sendo assim, torna-se necessário utilizar material inerte com o objetivo de diluir a concentração de nutrientes contidos no composto orgânico para viabilizar o uso destes como substratos para plantas como a salsa.

O biochar, material resultante da queima incompleta da madeira em caldeiras, apresenta-se inerte e com baixa condutividade elétrica, configurando-se como alternativa para viabilizar o uso de compostos orgânicos com alta concentração de nutrientes. Além disso, existem inúmeras vantagens no uso do biochar nas propriedades químicas, físicas e biológicas dos substratos.

Além de proporcionar a qualidade nutricional da salsa, os substratos orgânicos são responsáveis por possuir atributos que garantem a produção de matéria nas plantas. Dentre esses atributos estão as características da matéria orgânica.

Algumas técnicas espectroscópicas estão disponíveis para a qualificação e quantificação de características da matéria orgânica, tais como a espectroscopia de infravermelho e a fluorescência induzida de laser (FIL). A espectroscopia de infravermelho com transformada de Fourier (FTIR) pode ser usada para a caracterização das SHs, pois permite inferir quais os grupos funcionais estão presentes nas amostras, bem como interpretar qual a composição química dos substratos. Enquanto que, a FIL permite a determinação do grau de humificação dos substratos pelo índice de H_{FIL} .

Dentre os nutrientes necessários para o desenvolvimento das plantas estão o nitrogênio, fósforo e potássio. O nitrogênio é exigido em maiores quantidades no início do ciclo da cultura, ao passo que o fósforo e o potássio são requeridos em maiores quantidades quando as plantas passam do estágio vegetativo para o estágio reprodutivo. Dessa forma, a matéria orgânica presente nos substratos orgânicos, tem a função de liberar nutrientes e, ainda, contribuir na formação de substâncias antioxidantes para o desenvolvimento das plantas.

Os fenólicos e flavonoides totais são compostos fenólicos que possuem a função de auxiliar às plantas no combate aos radicais livres, para o desenvolvimento adequado. Tais compostos, são conjuntos heterogêneos que apresentam em sua estrutura vários grupos benzênicos característicos, impedindo a oxidação das células vegetais.

A atividade antioxidante pode ser representada pela utilização do método de inibição do radical DPPH (2,2- difenil-1-picril-hidrazilo) pelo poder redutor, por ser um recurso fácil e preciso na avaliação da oxidação em produtos naturais, bem como as antocianinas. As antocianinas, além do combate aos radicais livres, que causam efeitos deletérios às plantas, estão relacionadas aos princípios benéficos à saúde humana, pois exercem importante papel no combate ao câncer, na prevenção de doenças cardiovasculares e apresentam propriedades farmacológicas em uso terapêutico.

Dentre os flavonoides presentes na salsa, destaca-se a apigenina que é um composto fitoquímico bioativo. São atribuídos à apigenina vários efeitos benéficos à saúde humana, tais como, prevenção ao câncer, combate ao envelhecimento das células, analgésico, combate ao diabetes, controle da pressão arterial, entre outros inúmeros problemas relacionados à saúde.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Objetivou-se avaliar o efeito de substratos orgânicos obtidos a partir de diferentes fontes de carbono no processo de compostagem, acrescidos de biochar, com relação à nutrição e produtividade de salsa graúda portuguesa.

2.2 Objetivos específicos

- Avaliar a produtividade em matéria seca e fresca de salsa cultivada em substrato obtido da compostagem de resíduos agroindustriais com diferentes fontes de carbono.
- Verificar os grupos funcionais presentes nos substratos orgânicos associados ao biochar e seus efeitos sobre os parâmetros químicos da salsa.
- Verificar qual o grau de humificação dos substratos orgânicos associados ao biochar e seu efeito sobre a produtividade de salsa.
- Verificar qual o parâmetro químico dos substratos orgânicos associados ao biochar que mais influencia na nutrição e produtividade de salsa.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Produção de salsa em função dos substratos

A salsa ou salsinha (*Petrocelinum crispum*) é uma hortaliça folhosa da família das Apiáceas. É considerada um condimento muito apreciado pela população brasileira, e componente fundamental na composição de temperos. Suas folhas são comercializadas em maços grandes ou em molhos pequenos, sendo encontrada também nas formas minimamente processada e desidratada, exclusiva ou em mistura com alho e/ou cebolinha (ESCOBAR *et al.*, 2010).

Ainda, segundo Escobar *et al.* (2010), há poucos cultivares de salsa, destacando-se a lisa comum e a graúda portuguesa, sendo que a segunda produz folhas maiores e ambas são resistentes ao florescimento. Há também o cultivar denominado crespa Paramount caracterizada por não retomar o crescimento após o primeiro corte, portanto, sendo considerada sem produção na rebrota.

No cultivo da salsa, a escolha de um bom e adequado substrato é primordial para garantir o desenvolvimento da espécie (PEREIRA; WILSEN NETO; NÓBREGA, 2013). De acordo com Medeiros *et al.* (2010), o substrato deve fornecer suprimento adequado de nutrientes, oxigênio e eliminação do gás carbônico (CO₂). O substrato deve apresentar características químicas, físicas e biológicas favoráveis (TRAZZI *et al.*, 2012), ao mesmo tempo em que, devem promover a demanda de nutrientes necessários para o crescimento das plantas e maximizar os compostos fenólicos presentes nas plantas para a garantia de uma produção vigorosa.

De modo geral, além de promover a nutrição e maximizar as funções antioxidantes nas plantas com reflexos benéficos à saúde humana, os substratos devem proporcionar uma produção de matéria seca adequada nas plantas para comercialização. Para Steffen *et al.* (2010), a escolha do substrato é baseada em dois critérios: no custo de aquisição e na disponibilidade do material para produção. Dessa forma, existe a possibilidade da utilização de substratos orgânicos constituídos de material orgânico proveniente de agroindústrias de determinada região (ARAÚJO NETO *et al.*, 2009).

No entanto, a utilização de substratos orgânicos na produção de hortaliças requer alguns cuidados, pois os resíduos agroindustriais submetidos ao processo de compostagem são ricos em nutrientes (SANTOS *et al.*, 2015). A alta concentração de sais impossibilita a

absorção de nutrientes pelas raízes, visto que reduz o potencial hídrico no substrato, assim causam efeitos tóxicos nas plantas, ocorrendo distúrbios funcionais e injúrias no metabolismo (SOUSA; VIEIRA; LIMA, 2011). Acrescentar biochar aos substratos com alta salinidade auxilia na minimização dos problemas causados pela salinidade.

Segundo Lima *et al.* (2013), o biochar apresenta altas concentrações de carbono pirogênico e baixo teor de nitrogênio, o que lhe confere uma elevada razão C/N e baixa taxa de mineralização, ou seja, não sofre alterações quando agregado a outros materiais, tais como substratos orgânicos. Então, no processo de obtenção do Biochar os resíduos vegetais são submetidos à pirólise, isto é, aquecidos a temperaturas elevadas, na ausência de oxigênio (MARTINEZ, 2006). A pirólise rápida de biomassa gera um produto que é usado tanto para gerar energia (MOHAN; PITTMAN; STEELE, 2006) quanto para matéria prima no cultivo de plantas (TIAN *et al.*, 2012).

Segundo Dumroese *et al.* (2011), o biochar tem sido mencionado como forma de fertilizante agrícola por melhorar a produtividade de culturas. O biochar pode aumentar a retenção de água, reduzir a densidade do solo ou substrato, pode ainda aumentar os sítios de trocas catiônicas e beneficiar a população microbiana por fornecer carbono ao meio. O biochar possui a capacidade de aumentar as funções de atividades enzimas microbianas pela adsorção de enzimas ao biochar (PRAYOGO *et al.*, 2014).

3.2 Matéria orgânica presente nos substratos orgânicos

Substratos orgânicos são ricos em matéria orgânica. A matéria orgânica permite o desenvolvimento de microrganismos benéficos, aumentando a disponibilidade de nutrientes ao longo do tempo de ciclo da cultura, porém, essas alterações dependem da quantidade e da qualidade dos resíduos orgânicos utilizados (CALDEIRA *et al.*, 2011). O processo de humificação da matéria orgânica ainda é pouco compreendido e o conhecimento sobre os precursores das frações húmicas ainda é limitado (SILVA *et al.*, 2013a). Diversos autores representam rotas diferentes para a sua formação. Contudo, em todas essas rotas, o destaque especial é dado à participação da lignina (DICK *et al.*, 2005; PRIMO; MENEZES; SILVA, 2011).

Pode-se dizer que a formação das SHs é considerada como uma sequência de reações espontâneas de heteropolicondensação entre vários pequenos compostos intermediários, liberados durante a quebra enzimática das biomacromoléculas (CANELLAS *et al.*, 2005). Em outras palavras, as SHs são produtos das transformações bioquímicas dos

resíduos vegetais (FIALHO *et al.*, 2010; MAIA *et al.*, 2012) e animais (CASTILHOS *et al.*, 2008; COSTA *et al.*, 2009), no processo de decomposição (HSU; LO, 1999; CUNHA *et al.*, 2005; CUNHA *et al.*, 2009; FIALHO *et al.*, 2010; PRIMO; MENEZES; SILVA, 2011; MUSCOLO; SIDARI; NARDI, 2013).

As quantidades relativas dos grupamentos funcionais que caracterizam a estrutura das SHs modificam-se em função de diferentes fatores (CANELLAS *et al.*, 2005). Dentre esses fatores, destacam-se o tempo de compostagem, a natureza dos materiais compostados, o grau de humificação e o teor de carbono nos materiais, assim, a matéria orgânica total pode variar de um substrato para outro (WU; MA, 2002). Pode-se indicar que a reatividade das SHs e, também, o seu comportamento em faixas de reações é, devido a sua polifuncionalidade (diversidade de grupos funcionais) e flexibilidade estrutural (ainda não se chegou a consenso sobre a sua estrutura) (CANELLAS *et al.*, 2005).

A decomposição biológica depende da razão da degradação dos compostos de carbono presentes nas amostras (Carboidratos, aminoácidos, ácidos graxos, lignina, celulose, hemicelulose etc.) bem como seu conteúdo de nutrientes (BERNAL *et al.*, 1998). López *et al.* (2002) consideram que as mudanças sofridas pelos materiais orgânicos contendo lignina e celulose, durante as transformações que ocorrem no processo de compostagem, são as principais responsáveis pela formação das SHs. Isso porque, para a molécula de lignina ser incorporada à estrutura das SHs, ela deve passar por reações químicas de degradação e, quanto maior for essa degradação maior será sua contribuição na formação da estrutura das SHs.

Quanto à caracterização, as SHs são identificadas como substâncias amorfas, de cor preta, parcialmente aromáticas, principalmente hidrofílicas e quimicamente complexas (NOVOTNY *et al.*, 2006; PUGLISI *et al.*, 2008). Da mesma forma, Canellas *et al.* (2005a) citam que as SHs são compostos aromáticos, de coloração escura e recalcitrantes à ação biológica. Podem ser separadas, com base na sua solubilidade, em ácidos fúlvicos (AF), ácidos húmicos (AH) e humina (H) (CUNHA *et al.*, 2009).

O maior incremento da fração de AF indica que as taxas de transformação podem ser reduzidas. Enquanto o predomínio da fração AH sobre a fração AF reflete a degradação de componentes como lignina, celulose e proteínas. Isso implica o aumento da complexidade das estruturas formadoras dos AH e, portanto, o aumento do grau de estabilização da matéria orgânica (SILVA, 2012). Segundo Zech *et al.* (1997), a humificação dos resíduos orgânicos ocorre quando há um aumento do conteúdo de C-carboxílicos, C-alquílicos e C-aromáticos e ocorre a diminuição do carbono ligado a polissacarídeos. Alguns autores relatam a estrutura química dos AH, dentre eles a estrutura identificada por Schulten e Schitzer (1993) (Figura 6), contudo, ainda existe bastante controvérsia na literatura quanto à real estrutura das SHs.

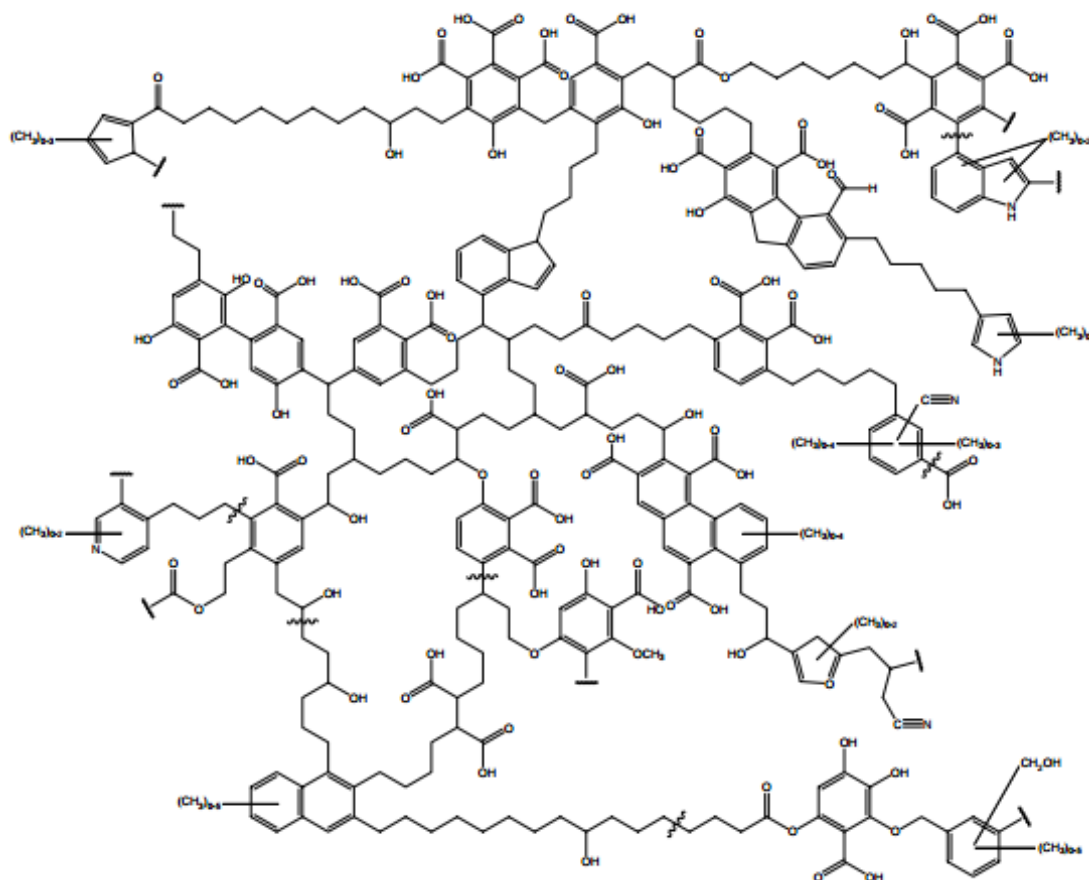


Figura 1 Estrutura química dos AH proposta por Schulten e Schitzer.

Fonte: Schulten e Schitzer (1993).

Portanto, a utilização de resíduos orgânicos com composições diferentes poderá originar substratos com características distintas quanto ao teor de matéria orgânica e ao grau de maturação (AH/AF), sendo estas dependentes da quantidade e da qualidade das fontes de carbono presente no processo (ANTUNES, 2005).

Existe a necessidade de conhecer as diferentes frações orgânicas presentes nos resíduos, pois estes vão dar origem aos substratos orgânicos. Contudo, o grau de humificação e a presença de moléculas orgânicas de maior biodisponibilidade são fatores determinantes da capacidade desses materiais em adsorver cátions e em liberar nutrientes para as plantas (MELO; SILVA; DIAS, 2008).

Sabe-se que materiais lignocelulósicos na forma de biomassa de plantas são constituídos de três componentes: celulose, hemicelulose e lignina (BADHAN *et al.*, 2007). A lignina é uma macromolécula aromática de estrutura química indefinida. A cor apresentada por suas soluções se deve à presença de moléculas com ligações duplas conjugadas com anéis aromáticos e grupos quinonas (GUIMARÃES *et al.*, 2010).

A alteração de compostos lignificados, as reações de condensação de polifénóis e neossíntese microbiana de compostos são as principais vias de formação das SHs (CANELLAS *et al.*, 2005). A degradação da lignina é muito lenta e está correlacionada com a geração de AHs dada a proximidade de suas características químicas. Embora existam oposições, a teoria da lignina originar as SHs tornou-se hegemônica com o passar do tempo. Evoluiu-se de modo paralelo à teoria que considerava a proteína-lignina como a origem dos AHs (CANELLAS *et al.*, 2005).

Neste contexto, a composição do carbono presente nos resíduos submetidos ao processo de compostagem, influenciará na modificação das estruturas presentes nos substratos, tais como grupos funcionais (SPACCINI; PICCOLO, 2009; JINDO *et al.*, 2012; MAIA *et al.*, 2012), AH/AF (CASTILHOS *et al.*, 2008) e capacidade de troca catiônica (CTC) (PRIMO; MENEZES; SILVA, 2011).

3.3 Grupos funcionais presentes nas substâncias húmicas

As moléculas de compostos orgânicos de uma família em particular são caracterizadas pela presença de certos arranjos chamados de grupos funcionais (VEGA, 2005). As SHs são formadas por diferentes grupos funcionais, presentes nas frações de interesse, que são os AH e AF. Nos vários estudos desenvolvidos para interpretar as diversas funções que desempenham as SHs nos sistemas naturais, uma parte dos esforços são dedicados à quantificação dos grupos funcionais predominantes nessas substâncias (CANELLAS *et al.*, 2005).

Os principais grupos funcionais presentes nas SHs são os aromáticos, carboxílicos, hidroxílicos, fenólicos e carbonilas. São definidos quimicamente como:

- aromáticos, que são substâncias que contêm anel benzênico na sua estrutura. A reatividade desses grupos está nas reações de substituições aromáticas eletrolíticas (VEGA, 2005);
- carboxílicos, que são compostos com a presença do grupo funcional carboxila (COOH). Embora essa função pareça ser somente uma combinação simples de um grupo carbonila (C=O) e um grupo hidroxila (OH), a interação entre eles gera propriedades peculiares, como uma acidez 10^{11} vezes maior do que a do grupo hidroxila num álcool (REUSCH, 1980);

- hidroxílicos, que são compostos formados pela presença da hidroxila (OH). Este radical orgânico é responsável pela elevada potência oxidativa (BALDOTTO *et al.*, 2007);
- fenólicos, que são compostos por um grupo de hidroxila ligado diretamente a um anel aromático (REUSCH, 1980);
- carbonilas, que são as unidades reativas que consistem em um carbono ligado ao oxigênio por uma dupla ligação (C=O). Este grupo funcional é responsável pela reatividade característica de aldeídos e cetonas (REUSCH, 1980).

A análise dos grupos funcionais permite avaliar a reatividade das SHs. A natureza complexa das SHs é devida ao grande número de diferentes grupos funcionais presentes na sua estrutura. Dentre os grupamentos com características ácidas existentes na estrutura das SHs, as carboxilas são as que apresentam valores de pK_a mais baixos (maior caráter ácido) (CANELLAS *et al.*, 2005). Cerca de 90% da acidez total das SHs são decorrentes dos grupamentos carboxílicos (COOH) e hidroxílicos (OH). As carboxilas são, portanto, os grupamentos funcionais que governam a polaridade, solubilidade e reatividade química dos AHs (CANELLAS *et al.*, 2005).

Apesar de todos os estudos voltados para o conhecimento da estrutura das SHs, a falta de conhecimento detalhado sobre a sua composição torna difícil identificar com precisão a relação entre estrutura (grupos funcionais) e atividade (influência nas plantas) (NARDI *et al.*, 2002).

Estudos sobre o crescimento de plantas, sob os efeitos das SHs têm sido realizados no que diz respeito à sua concentração e peso molecular. O interesse está em identificar se é, principalmente, a estrutura química em termos de compostos ou o peso molecular das SHs que influenciam no crescimento e desenvolvimento das plantas. Então, diversos trabalhos foram realizados a fim de esclarecer qual é a ação das SHs nas plantas.

Muscolo, Sidari e Nardi (2013) concluíram, após fazerem uma revisão sobre o efeito das SHs nas plantas, que a ação biológica positiva das SHs é resultante da composição química destas, em particular dos grupos funcionais, conteúdo de carboidratos, açúcar, baixos teores de ácidos fenólicos e ácidos graxos.

Os AHs possuem massa molecular relativamente elevada, o que limitaria a sua entrada na célula vegetal (CORDEIRO *et al.*, 2010), pois a fração de baixo peso molecular entra nas células mais facilmente, ao contrário da fração de alto peso molecular (NARDI *et al.*, 2002). No entanto, há uma hipótese do efeito benéfico dos compostos de alto peso molecular no crescimento das plantas, o qual desempenha um papel no metabolismo das mesmas, por meio de processos de sinalização análogos aos hormônios (CORDEIRO *et al.*, 2010; BALDOTTO *et al.*, 2011).

A eficácia das frações de baixo peso molecular se deve ao elevado teor de grupos carboxílicos, aromáticos e fenólicos (PICCOLO; NARDI; CONCHERI, 1992; NARDI *et al.*, 2002). Melo, Silva e Dias (2008) trabalharam com a caracterização da matriz orgânica de resíduos agrícolas e substratos orgânicos a fim de verificar a qualidade destes. Os autores constataram que, quanto maior o teor de AH mais elevada é a capacidade das plantas em adsorver cátions.

Asli e Neumann (2010) verificaram que os efeitos dos AHs no desenvolvimento das plantas têm sido atribuído aos efeitos químicos dos nutrientes minerais associados a reguladores de crescimento. O AH, ainda, é capaz de exercer efeitos físicos, como influência no transporte de água pela célula vegetal, além de sua ação química conhecida, sobre as plantas.

Nardi *et al.* (2007) isolaram três frações de AH a partir de solo vulcânico, de acordo com tamanho molecular, a fim de encontrar uma relação entre a estrutura e a ação da atividade biológica sobre plantas de milho. Os autores constataram que as frações de AH afetaram as atividades enzimáticas de diferentes maneiras, no que se refere ao peso molecular, características e concentrações moleculares. Os resultados obtidos pelos autores mostraram que as frações de menor peso molecular, menor conteúdo de lignina e maior quantidade de compostos aromáticos tiveram maior efeito biológico sobre plântulas de milho.

Em contrapartida, Muscolo *et al.* (2010) trabalharam com três frações das SHs, não fracionada (F0), fração carboxílica (FI) e fração fenólica (FII) no crescimento e desenvolvimento de raízes de *Arabidopsis thaliana*. Os autores observaram maior aromaticidade em F0, e elevada quantidade de grupos carboxílicos e açúcares totais na FI. A FII apresentou ácidos graxos e ácidos fenólicos. Os resultados obtidos pelos autores demonstraram que F0 não afetou o crescimento das plantas. Por outro lado, a FI inibiu o crescimento das raízes laterais. No entanto, FI promoveu o alongamento das raízes. A FII em concentrações mais elevadas inibiu o crescimento das raízes primárias e secundárias. Além disso, ocorreu um efeito negativo no desenvolvimento da parte aérea nas plantas na fração rica em compostos fenólicos e ácidos graxos (FII).

A inibição do crescimento das plantas pode estar relacionada ao fato de que os ácidos fenólicos são considerados como inibidores alelopáticos, e seus efeitos sobre o sistema das plantas dependerá, principalmente, da concentração e ainda do tipo de ácido fenólico presente nas SHs (WANG *et al.*, 2009). Os ácidos graxos causam efeitos inibitórios associados à perturbação da organização celular, que incluem ruptura de vacúolos, perda da ordem estrutural e condensação dos conteúdos celulares (MUSCOLO *et al.*, 2010).

Jindo *et al.* (2012) avaliaram o efeito de substratos orgânicos provenientes do processo de compostagem de lodo de esgoto e resíduos sólidos urbanos, sobre o efeito no

crescimento das raízes de plântulas de milho. Os autores concluíram que o substrato obtido de resíduos sólidos urbanos, com maior fração de grupos carboxílicos, exerceu maior efeito sobre o crescimento das raízes de milho.

Muscolo e Sidari (2009) isolaram frações carboxílicas e fenólicas de SHs de solo, aplicando em calos *Pinus nigra*. Os autores concluíram que a fração fenólica promoveu um efeito inibidor, ao passo que a fração carboxílica melhorou a formação de calos e aumentou os níveis de atividade enzimática. Canellas *et al.* (2008) ressaltam que os grupos carboxílicos são mais reativos em comparação a grupos aromáticos, devida à presença do grupo funcional COOH.

Fialho *et al.* (2010) trabalharam com a compostagem de bagaço de laranja, resíduos de jardins, torta de filtro e esterco fresco de bovino. Os autores observaram que houve a degradação de hidrocarbonetos alifáticos e hidratos de carbono. Os autores relataram que ocorreu um aumento em grupos carboxílicos e estruturas aromáticas nos compostos com misturas de resíduos de jardins, esterco fresco e torta de filtro após a estabilização dos resíduos.

Jouraihy *et al.* (2005) trabalharam com a compostagem de lodo de esgoto e resíduos de plantas verdes e observaram que no composto final, houve uma diminuição dos grupos alifáticos e um aumento dos grupos aromáticos. Fato que pode ser explicado pelos micro-organismos utilizarem grupos alifáticos e estruturas de peptídeos e hidratos de carbono, tais como os polissacarídeos, celulose e hemicelulose para sintetizar energia. Em paralelo, ocorre um aumento de estruturas policondensadas de grupos aromáticos que são, principalmente, ésteres-ésteres.

Castilhos *et al.* (2008) submeteram os resíduos de esterco bovino, esterco ovino, esterco suíno, esterco de codorna, borra de café e resíduos de erva-mate ao processo de vermicompostagem. Os autores concluíram que os AHs presentes nos vermicompostos obtidos da borra de café e erva mate apresentaram menor grau de oxigenação e menor caráter aromático. Os menores valores de aromaticidade foram obtidos nos AHs de origem vegetal, fato decorrente, provavelmente, do menor teor de material proteico em resíduos de origem vegetal, quando comparados a resíduos de origem animal.

Maia *et al.* (2012) relataram que, após submeterem resíduos de serragem e resíduos de fábrica de papel ao processo de compostagem, estes apresentaram-se ricos em hidroxilas, grupos aromáticos e carboxilato, alquil e grupos de carboidratos.

Caricasole *et al.* (2010) trabalharam com a compostagem de diferentes resíduos, nos seguintes tratamentos: (1) resíduos orgânicos domésticos, resíduos de café, agulhas de pinheiro e resíduos de madeira; (2) resíduos orgânicos domésticos, resíduos de jardins e restos de verduras frescas; (3) resíduos de jardins, resíduos de café e levedura de cerveja;

(4) resíduos de jardins, resíduos de café, resíduos de legumes frescos e lodo. Os autores relataram que houve maior quantidade de alquil, quando comparados aos grupos aromáticos no composto contendo agulhas de pinheiro, pois são de difícil degradação. No composto contendo levedura de cerveja foi observado menor número de grupo carboxílico, devido à facilidade de degradação deste material. Hsu e Lo (1999) trabalharam com a compostagem de dejetos suínos e constataram que os constituintes da matéria orgânica, tais como hidrocarbonetos de cadeias alifáticas, polissacarídeos, álcoois e proteínas originaram compostos que contém estruturas aromáticas de maior estabilidade. Compostos altamente disponíveis aos micro-organismos como açúcares, hemicelulose, aminoácidos e proteínas, são degradados mais facilmente.

3.4 Técnicas de espectroscopias

Para a identificação dos grupos funcionais presentes na estrutura dos AH provenientes de resíduos agroindustriais, assim como o grau de aromaticidade presente nos substratos, pode-se contar com as técnicas de espectroscopia de infravermelho com transformada de Fourier (FTIR) e fluorescência induzida a laser (FIL), respectivamente (BRIGHENTI; REIS; REIS, 2010; SANTOS *et al.*, 2009).

Na FTIR são empregados níveis de energia situados entre a região do visível e a de micro-ondas, o que permite distinguir as vibrações moleculares de diversos grupos funcionais e estruturas (SILVERSTEIN; BASSLER; MORRIL, 1994). Essa técnica baseia-se no comprimento de onda característico, causado por movimentos rotacionais e vibracionais de diversos grupos moleculares e ligações químicas existentes numa molécula, fazendo com que cada ligação química vibre numa faixa espectral específica que vai refletir o ambiente químico de inserção de cada grupo de átomo analisado (STEVENSON, 1994). Dessa forma, os grupos funcionais dão origens às bandas que apresentam mais ou menos frequência, sendo possível obter informações sobre as estruturas das moléculas (SILVERSTEIN; BASSLER; MORRIL, 1994). A região de interesse para a FTIR é a compreendida entre $4000\text{-}400\text{ cm}^{-1}$ e a análise das amostras pode ser realizada em pastilhas com KBr (STEVENSON, 1994). Os grupos funcionais de interesse na matéria orgânica estão apresentados na Tabela 1.

Tabela 1 Atribuições de picos e bandas analisados em FTIR, baseados em Silvestein *et al.* (1994), Stevenson (1994), Barbosa (2008) e Amir *et al.* (2010)

Bandas e picos	Atribuições
3.386 - 3.412 cm^{-1}	Estiramento O-H e N-H
2.928 - 2.930 cm^{-1}	Estiramento assimétrico de C alifático
1.700 - 1.739 cm^{-1}	Estiramento C=O de cetonas e dos grupos COOH
1.647 - 1.652 cm^{-1}	Estiramento C=C dos anéis aromáticos, estiramento C=O e deformação N-H das amidas primárias e estiramento assimétrico C–O dos íons COO^-
1.511 cm^{-1}	Estiramento C-N de amidas
1.380 - 1.450 cm^{-1}	OH fenólicos, COO^- , $-\text{CH}_3$, aminas II
1.260 - 1.200 cm^{-1}	Aminas III ou éters aromáticos C-O-C
1.070 - 1.030 cm^{-1}	$-\text{C}-\text{O}-\text{C}$ de carboidratos, éters aromáticos, grupamentos Si–O–C

A FIL consiste na análise de pastilhas de amostras prensadas em molde de aço (SANTOS *et al.*, 2009). Segundo Milori *et al.* (2006), essa técnica permite quantificar a humificação de amostras, devido aos sinais de fluorescência que são emitidos em sistemas rígidos conjugados em estruturas ou moléculas individuais, como anéis aromáticos e quinonas. Sendo assim, quando a substância muda de estado (sólido, líquido, vapor) ou é dissolvida, o sinal de fluorescência da substância ainda persistirá.

As principais vantagens da FIL são alta sensibilidade e seletividade, pois somente aqueles grupos funcionais que fluorescem podem ser observados, sendo que a intensidade da fluorescência aumenta com o decréscimo do tamanho molecular e o incremento de grupos C=O, COOH e C aromáticos. A simplicidade e rapidez da análise são também vantagens dessa técnica (MILORI *et al.*, 2002).

3.5 Atividade antioxidante de salsa

Há muito tempo, sabe-se que os compostos fenólicos são reconhecidamente detentores de pronunciada atividade antioxidante, atuando como sequestradores de radicais livres e como quelantes de metais, despertando, assim, interesse face à possibilidade de serem utilizados em várias doenças degenerativas, como envelhecimento prematuro, processos inflamatórios, cicatrização, câncer, entre outras (GIEHL *et al.*, 2007). Os compostos fenólicos incluem mais de oito mil estruturas químicas que podem ser classificados pelo número e arranjo de seus átomos de carbono, sendo divididos em pelo menos dez grupos (CROZIER; JAGANATH; CLIFFORD, 2009).

A determinação dos níveis de compostos fenólicos totais em tecidos vegetais é a etapa inicial de qualquer investigação de funcionalidade fisiológica para posterior estímulo ao consumo, visando à prevenção de doenças crônico-degenerativas. A capacidade redutora

desses compostos pode ser uma das propriedades utilizadas para nortear a quantificação inicial, porém, em tecidos vegetais, a presença de carboidratos e outros interferentes com as mesmas características requer metodologias confiáveis para tais avaliações (FURLONG *et al.*, 2003).

Os compostos fenólicos constituem uma grande classe de fitoquímicos alimentares e se encontram distribuídos entre as distintas partes das plantas, porém, sua maior concentração está nas frutas, hortaliças e em seus derivados. Sua estrutura química contém pelo menos um anel aromático, o qual está unido a uma (ou mais) hidroxila(s) e, dependendo do número e da posição dessas hidroxilas na cadeia, esses compostos apresentam distintas propriedades de se complexar com os radicais livres, neutralizando-os (KARAKAYA, 2004).

Os radicais livres são formados por espécies reativas de oxigênio. O oxigênio é absolutamente necessário para os processos vitais, principalmente na respiração celular. No entanto, o metabolismo do oxigênio pode gerar espécies reativas de oxigênio (ERO), como os radicais livres (ZHANG; ERVIN, 2004; MENVIELLE-BOURG, 2005).

Um radical livre é qualquer espécie com existência independente que contenha um ou mais elétrons desemparelhados. A partir dos radicais livres são formados os superóxidos. Os superóxidos são quimicamente instáveis, transportam elétrons livres que reagem com outras moléculas que, por sua vez, desestabilizam e induzem uma série de reações em cadeia (MENVIELLE-BOURG, 2005). Sendo assim, a atividade antioxidante nas plantas é impotente no combate as EROs. Existem algumas análises que podem inferir na capacidade antioxidante de um vegetal, tais como o sequestro de radical livre e das antocianinas.

Uma das técnicas, atualmente utilizada para detectar a capacidade antioxidantes de compostos, é o método baseado na eliminação do radical livre estável 1,1-difenil-2-picrilhidrazil (DPPH•) (Figura 1). A molécula de DPPH• é bastante conhecida por caracterizar-se como um radical orgânico livre e estável, além de apresentar outras vantagens, tais como uma boa estabilidade na ausência da luz, aplicabilidade, simplicidade e viabilidade (DENG; CHENG; YANG, 2011).

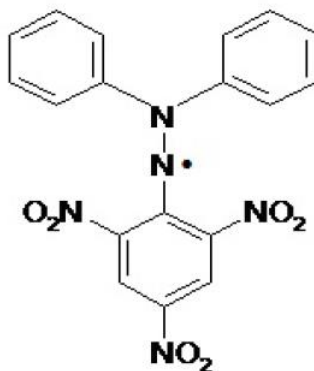


Figura 2 Estrutura do radical livre estável de DPPH.

Fonte: Oliveira (2015).

A maioria das metodologias para a determinação de atividade antioxidante emprega basicamente o mesmo princípio, em que um radical sintético é gerado e a capacidade de uma amostra para eliminar ou neutralizar o radical é monitorada através de um espectrofotômetro de absorção de luz na região do ultravioleta (UV) visível (ARNAO, 2000). Existem dois tipos de mecanismos de reação que acontecem na determinação da capacidade antioxidante, ambos resultando de neutralização ou redução de um radical. Um desses mecanismos se baseia na transferência de elétrons e o outro na transferência de um átomo de hidrogênio. O método DPPH• é considerado fácil, altamente sensível, preciso, rápido, simples, econômico e o radical DPPH• não precisa ser gerado; o sistema de reação envolve somente o radical e o antioxidante (Figura 2), de acordo com Oliveira (2015).

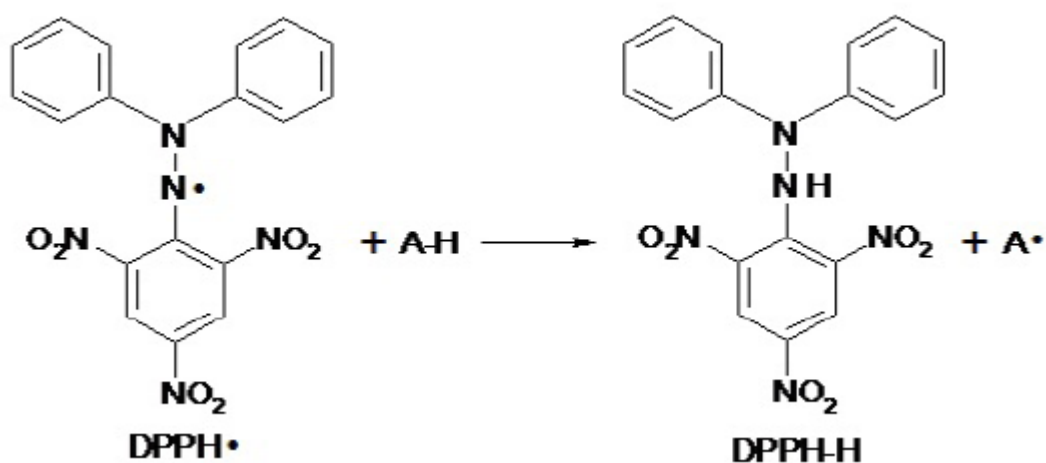


Figura 3 Mecanismos de reação entre o radical DPPH• e um antioxidante por meio da transferência de um átomo de hidrogênio.

Fonte: Oliveira (2015).

O método do DPPH• continua sofrendo muitas modificações ou adaptações e por isso vários procedimentos ou protocolos para o DPPH• têm sido relatados, incluindo diferentes solventes para dissolver o radical DPPH•, diferentes concentrações iniciais da solução de DPPH•, diferentes alíquotas das várias substâncias utilizadas e da solução inicial de DPPH•, diferentes tempos de reação com o radical DPPH• e diferentes absorbâncias (YAO *et al.*, 2012; ALAM; BRISTI; RAFIQUZZAMAN, 2012; AMIRA *et al.*, 2012; PREVC *et al.*, 2013; NOIPA *et al.*, 2011).

As antocianinas são flavonoides conhecidos pela atividade antioxidante; são polifenóis efetivos doadores de hidrogênio. O que dita o pontencial antixodante destes compostos é o número de arranjo dos grupos hidroxila, à extensão da conjugação estrutural, bem como à presença de elétrons substitutos na estrutura do anel (RICE-EVANS *et al.*, 1995). A estrutura química básica das antocianinas é baseada em uma estrutura policíclica de quinze carbonos, mostrada na Figura 3, de acordo com Oliveira (2015).

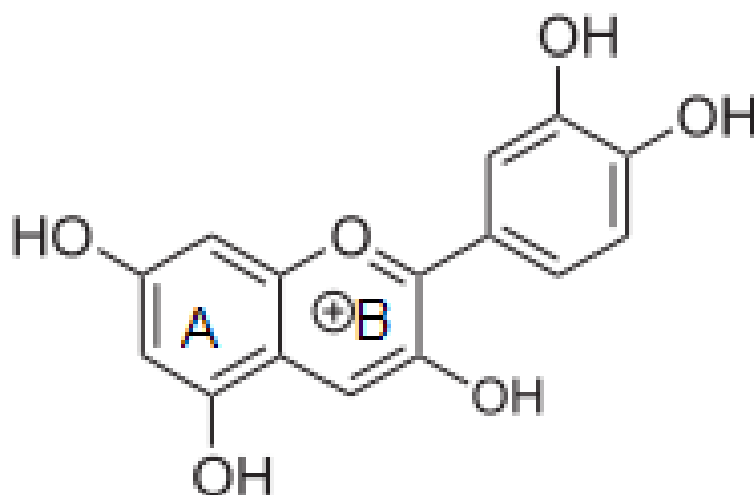


Figura 4 Estrutura química das antocianinas.

Fonte: Março, Poppi e Scarminio (2008).

As funções desempenhadas pelas antocianinas nas plantas são variadas, como antioxidantes, proteção à ação da luz, mecanismo de defesa e função biológica. As cores vivas e intensas que elas produzem têm um papel importante em vários mecanismos reprodutores das plantas, tais como a polinização e a dispersão de sementes (LOPES *et al.*, 2007).

Na análise de antocianinas, de modo geral, a cor é avaliada por espectrometria por diferencial de pH. Pigmentos isolados foram estudados pela espectroscopia de absorção de luz na região do UV-visível. Todos os flavonoides mostram alta absorbância na faixa de 250

a 270 nm (região UV) e, particularmente, as antocianinas, têm uma intensa absorção na faixa de 520 a 560 nm (região visível). Fatos que sugerem que a absorção UV pode ser atribuída, principalmente, ao anel A, enquanto que a absorção visível se deve ao pirano e ao anel B (Figura 4). A absorção de luz na região visível é a melhor ferramenta para observar o efeito de copigmentação (BROUILLARD *et al.*, 1991; LOPES *et al.*, 2007).

A apigenina, por sua vez, é um flavonoide que está ligado à atividade antioxidante da salsa, bem como às características benéficas à saúde humana (VORA; PATIL; PILLAI, 2012). A estrutura química da apigenina pode ser observada na Figura 5.

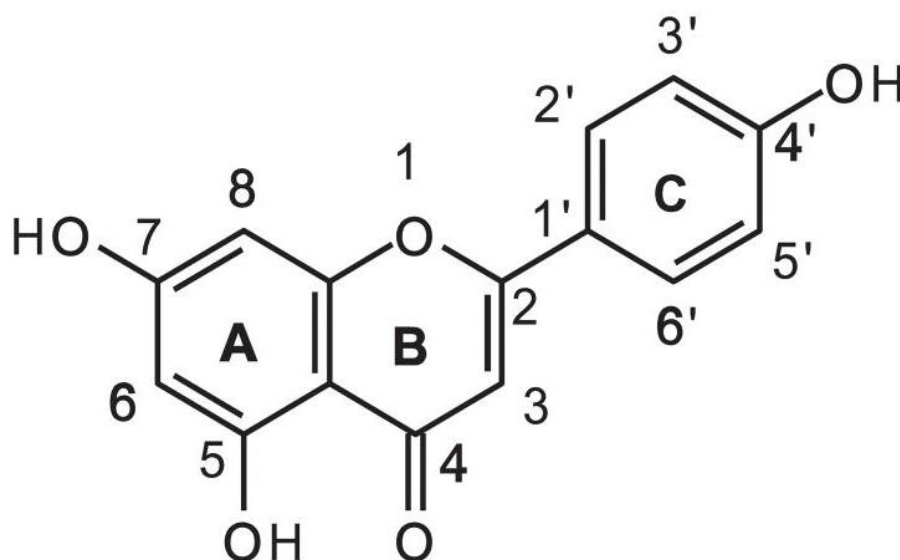


Figura 5 Estrutura química da apigenina.

Autor: Tong e Pelling (2013).

Na salsa, a apigenina é normalmente encontrada conjugada na forma de apigenina-7-apiosilglucosídeo (Apin) ou seus análogos, tais como diosmetin-apiosilglucosídeo, diosmetin-apiosilglucosídeo isômero, apigenina-malonil-apiosilglucosídeo (Malonil-apin), diosmetin-malonil-apiosilglucosídeo, apigenina-malonil-glucosídeo. Os dois compostos encontrados em maior quantidade na salsa são apin e o malonil-apin (LUTHRIA; MUKHOPADHYAY; KWANSA, 2006; LUTHRIA, 2008). A estrutura química do apin é apresentada na Figura 6.

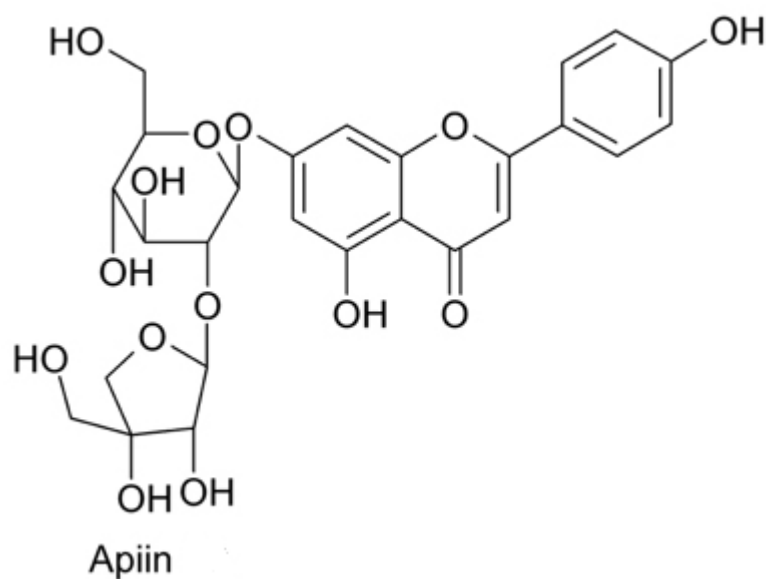


Figura 6 Estrutura química do apin.

Fonte: Lin-Liu *et al.* (2008).

Vários estudos atestam os efeitos benéficos dos compostos derivados de apigenina sobre a saúde humana, entre eles: Shukla e Gupta (2004), Wong e Kitts, (2006), Popovic *et al.* (2007), Al-Daraji *et al.* (2012) e Soliman, Eltablawy e Hamed (2015). Segundo Shukla e Gupta (2004), o composto apigenina está relacionado à inibição ao crescimento de células cancerígenas.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Localização e caracterização da área experimental

O experimento foi conduzido entre os meses de agosto e dezembro de 2015, em estufa de 15 x 7 m com área total de 105 m², teto de Aluminet® 30%, na Universidade Estadual do Oeste do Paraná – UNIOESTE, município de Cascavel - PR, com latitude 24° 54' 01" S e longitude 53° 32' 01" W, altitude média de 781 metros. O clima é subtropical úmido, com precipitação média anual de 1.800 mm. A chuva é bem distribuída durante o ano e as temperaturas médias variam entre 18 e 20 °C (IAPAR, 2015).

As mudas de salsa graúda portuguesa foram adquiridas no comércio local, com 30 dias de emergência e foram transplantadas para vasos com capacidade de 1 L (10,5 cm de altura, diâmetro de 12,5 cm na base superior e 10 cm na base inferior), preenchidos com os substratos orgânicos e com biochar.

4.2 Produção dos substratos orgânicos

Os substratos orgânicos foram obtidos pelo processo de compostagem de resíduos agroindustriais, variando as fontes de carbono (BERNARDI, 2015). Resumidamente, as fontes de carbono que variaram nas composições dos substratos foram resíduos da desfibrilação do algodão (A), serragem (S), capim-napier triturado (N), bagaço de cana moído (B) e material resultante da poda de árvores urbanas (P). Os resíduos agroindustriais comuns a todos os substratos foram cama de matrizeiro, resíduos de incubatório, lodo de flotador, tripa celulósica e carvão.

Foram montadas e monitoradas cinco leiras de compostagem, com relação C/N em torno de 30/1. Todo o processo de compostagem foi monitorado, de tal forma que, quando as temperaturas no interior das leiras aproximaram-se da temperatura ambiente, o processo foi considerado estabilizado. O tempo de estabilização, os dias de maturação de cada composto antes da utilização como substrato e a relação C/N final dos compostos após o processo de compostagem estão apresentandos na Tabela 2.

Tabela 2 Tempo de compostagem, tempo de maturação e relação carbono/nitrogênio final dos compostos orgânicos

Composto	Tempo de compostagem	Tempo de maturação*	C/N
	-----dias-----	-----	
Algodão	84	382	11
Poda de árvores	91	375	15
Serragem	154	312	23
Bagaço de cana	91	375	15
Capim-napier	91	375	16

Nota: *Dias após a estabilização do processo de compostagem.

4.3 Descrição dos tratamentos

Para a obtenção dos substratos orgânicos os compostos estabilizados foram triturados. A salsa graúda portuguesa foi cultivada em cinco substratos originados de diferentes fontes de carbono na produção do composto orgânico (poda de árvores urbana, serragem, bagaço de cana de açúcar, resíduo de desfibrilação de algodão e capim-napier triturado) com cinco concentrações de biochar (0, 15, 30, 40 e 60%), com quatro repetições, uma planta por vaso, perfazendo um total de 100 unidades experimentais. Os tratamentos foram denominados conforme descrito na Tabela 3.

Tabela 3 Denominação dos tratamentos em função das concentrações de biochar adicionado aos substratos

(continua)

Tratamento	Proporções de substrato e biochar
P40	- 40% de composto orgânico de poda de árvore urbana + 60% de biochar
P55	- 55% de composto orgânico de poda de árvore urbana + 45% de biochar
P70	- 70% de composto orgânico de poda de árvore urbana + 30% de biochar
P85	- 85% de composto orgânico de poda de árvore urbana + 15% de biochar
P100	- 100% de composto orgânico de Poda de árvore urbana + 0% biochar
S40	- 40% de composto orgânico de serragem + 60% de biochar
S55	- 55% de composto orgânico de serragem + 45% de biochar
S70	- 70% de composto orgânico de serragem + 30% de biochar
S85	- 85% de composto orgânico de serragem + 15% de biochar
S100	- 100% de composto orgânico de serragem + 0% biochar
B40	- 40% de composto orgânico de bagaço de cana moído + 60% de biochar
B55	- 55% de composto orgânico de bagaço de cana moído + 45% de biochar
B70	- 70% de composto orgânico de bagaço de cana moído + 30% de biochar
B85	- 85% de composto orgânico de bagaço de cana moído + 15% de biochar
B100	- 100% de composto orgânico de bagaço de cana moído + 0% biochar
A40	- 40% de composto orgânico de resíduo de algodão + 60% de biochar
A55	- 55% de composto orgânico de resíduo de algodão + 45% de biochar
A70	- 70% de composto orgânico de resíduo de algodão + 30% de biochar
A85	- 85% de composto orgânico de resíduo de algodão + 15% de biochar
A100	- 100% de composto orgânico de resíduo de algodão + 0% biochar

Tabela 3 Denominação dos tratamentos em função das concentrações de biochar adicionado aos substratos

(conclusão)

N40	- 40% de composto orgânico de capim-napier triturado + 60% de biochar
N55	- 55% de composto orgânico de capim-napier triturado + 45% de biochar
N70	- 70% de composto orgânico de capim-napier triturado + 30% de biochar
N85	- 85% de composto orgânico de capim-napier triturado + 15% de biochar
N100	- 100% de composto orgânico de capim-napier triturado + 0% biochar

4.4 Caracterização química dos substratos

A avaliação química dos substratos foi realizada no início do experimento para o enchimento dos vasos. A digestão das amostras dos substratos para a determinação dos teores de fósforo e potássio foi realizada em solução nitroperclórica, conforme descrito por Lana *et al.* (2010). O fósforo foi determinado, de acordo com a metodologia descrita por Lana *et al.* (2010), em espectrofotômetro UV/VIS (725 nm). O potássio foi determinado no fotômetro de chama. O nitrogênio foi quantificado por meio da digestão sulfúrica e destilado em destilador de Kjeldahl, segundo metodologia proposta por Malavolta *et al.* (1989).

O carbono orgânico total (COT) foi quantificado pelo método de incineração, de acordo com Cunha-Queda *et al.* (2003). O fracionamento da matéria orgânica para a obtenção da fração AH, para posterior análises dos grupos funcionais, foi realizado de acordo com metodologia proposta por Benites, Madari e Machado (2003).

Os grupos funcionais presentes na fração húmica dos substratos foram determinados pela FTIR, de acordo com a metodologia proposta por Stevenson (1994). Para a obtenção dos espectros, as amostras foram compactadas em pastilhas de KBr, na proporção de 1:100 (1,5 mg de amostra para 150 mg de KBr). Em seguida, analisadas a partir de 64 varreduras no intervalo de 4000 a 400 cm^{-1} com resolução espectral de 4 cm^{-1} . As análises de FTIR foram realizadas no espectrômetro Frontier by Perkin Elmer FT-IR, pertencente à Central de Análises da Universidade Tecnológica Federal do Paraná, *campus* de Pato Branco - PR.

A FIL foi realizada de acordo com metodologia proposta por Milori *et al.* (2006). Constituído de um laser de argônio, de um prisma para separação da emissão laser da fluorescência do gás, de espelhos para condução da excitação até a amostra de solo, de uma lente para coletar a fluorescência, de um modulador óptico (*optical chopper*), de um filtro para suprimir a excitação no sistema de detecção, de um monocromador (CVI, L=25 cm), de uma fotomultiplicadora, de um amplificador lock-in e de um microcomputador dotado de placa de aquisição e *software* de controle e aquisição de dados. A determinação do H_{FIL} foi realizada a

partir da razão entre a área do espectro de emissão da fluorescência (ACF) (440-800 nm) e a concentração de carbono orgânico total (COT), de acordo com a Equação 1.

$$H_{FIL} = \frac{ACF}{COT} \quad (1)$$

O pH e a CE (5:1) foram determinados de acordo com metodologia de Brasil (2007). Devido à CE dos substratos apresentar-se muito alta, pois são obtidos de resíduos orgânicos ricos em nutrientes, houve a necessidade de proceder uma diluição da CE, para os níveis de tolerância das hortaliças. Para tal, acrescentaram-se aos substratos proporções diferentes de biochar (15, 30, 45 e 60%), que também são provenientes de resíduos orgânicos. Na Tabela 4 é apresentada a caracterização dos substratos e do biochar.

Tabela 4 Características químicas dos substratos nas proporções de biochar

	N (%)	P (mg kg ⁻¹)	K (mg kg ⁻¹)	pH	CE (dS m ⁻¹)
P40	2,15	1.291,80	7.439,35	8,94	3,44
P55	2,15	1.415,49	7.624,36	8,79	3,79
P70	2,95	1.724,01	7.186,67	8,25	4,53
P85	3,63	1.889,26	7.257,07	7,64	6,4
P100	3,88	2.151,09	6.859,99	7,58	6,28
S40	1,45	1.610,81	6.162,62	8,69	2,63
S55	1,98	1.990,71	5.891,80	8,37	3,18
S70	2,06	2.255,74	5.643,81	8,02	3,69
S85	2,36	2.592,92	4.570,02	7,43	5,01
S100	2,62	3.006,88	3.887,88	7,30	5,37
B40	2,15	1.749,93	7.364,16	8,18	5,07
B55	2,51	2.149,93	6.793,94	7,67	5,73
B70	2,86	2.795,46	6.077,25	7,32	6,75
B85	2,99	2.740,01	5.672,02	6,87	8,48
B100	3,11	3.042,87	5.402,48	6,87	10,45
A40	2,44	1.796,86	10.549,68	8,61	6,55
A55	3,28	2.302,10	10.746,43	8,25	7,94
A70	3,97	2.642,81	12.150,09	7,81	13,16
A85	4,49	2.992,13	12.135,81	7,79	15,48
A100	5,34	3.436,31	13.331,74	7,38	18,33
N40	2,11	1.168,04	9.630,47	8,92	5,52
N55	2,54	1.753,78	9.798,44	8,75	6,72
N70	2,77	2.167,08	9.722,72	8,31	8,36
N85	3,44	2.341,60	10.174,95	8,39	9,82
N100	4,06	2.304,83	10.957,59	7,60	11,67

Notas: A: resíduos da desfibrilação do algodão, S: serragem, N: capim-napier triturado, B: bagaço de cana moído, P: poda de árvores urbanas.

Realizou-se a análise de CTC nos substratos, conforme a metodologia descrita por EMBRAPA (2009). A relação ácido húmico e ácido fúlvico foi calculada pela razão AH/AF em

todos os substratos. Calculou-se a relação C/N dos substratos e os resultados estão apresentados na Tabela 5.

Tabela 5 Carbono orgânico total, relação carbono/nitrogênio, capacidade de troca catiônica e relação ácido húmico e ácido fúlvico

	%C	C/N	CTC (mmol kg ⁻¹)	AH/AF
P40	27,30	12,68	324,71	1,20
P55	32,10	14,95	333,33	1,47
P70	32,70	11,10	419,53	0,99
P85	32,80	9,03	505,74	1,12
P100	36,10	9,30	660,90	1,04
S40	26,40	18,21	247,12	0,91
S55	29,70	15,02	367,81	1,09
S70	27,80	13,49	376,43	0,63
S85	25,00	10,59	436,77	0,93
S100	24,80	9,48	436,77	0,82
A40	29,90	12,24	324,71	1,18
A55	30,20	9,20	462,63	1,11
A70	30,50	7,67	540,22	0,88
A85	30,50	6,79	617,80	1,05
A100	32,20	6,02	979,86	0,75
B40	25,50	11,84	247,12	2,62
B55	25,00	9,95	281,60	1,91
B70	26,00	9,08	307,46	1,46
B85	28,20	9,45	341,95	1,65
B100	26,90	8,65	419,53	1,42
N40	27,00	12,80	385,05	2,88
N55	28,00	11,04	479,87	1,77
N70	31,10	11,23	479,87	1,45
N85	34,4	10,01	591,94	1,48
N100	36,90	9,08	617,80	1,26

Notas: P: poda de árvores, S: serragem, A: algodão, B: bagaço de cana de açúcar, N: capim-napier.

4.5 Instalação do experimento

Os vasos foram dispostos sobre mesas de madeira (largura de 0,80 m x 2,20 m). A irrigação, realizada de forma manual, foi efetuada com base na pesagem dos vasos, levando-se em consideração a evaporação do dia (Figura 7). Procedeu-se a rotação dos vasos entre as mesas e entre as linhas diariamente para evitar o efeito das bordaduras sobre o desenvolvimento das plantas.

O experimento não foi efetuado em blocos dentro da estufa, pois nos primeiros 15 dias a salsa necessita de radiação solar direta. Então todos os vasos foram colocados em caixas, para facilitar o transporte, e deixados em exposição solar no período da manhã até o final da

tarde. Após 15 dias não houve necessidade de exposição solar direta, pois as plantas apresentaram-se em desenvolvimento.



Figura 7 Disposição dos vasos de salsa graúda portuguesa sob as mesas em estufa.

4.6 Determinações efetuadas durante o desenvolvimento da cultura

4.6.1 Matéria fresca e seca da parte aérea

Os parâmetros de qualidade nutricional e desenvolvimento da cultura foram realizados na colheita, após 50 dias do transplante e na rebrota após 30 dias da colheita, ou seja, a 80 dias do transplante.

Após a colheita, as amostras foram lavadas com água corrente para a remoção das sujidades presentes na parte aérea (folhas e talos), na fase da colheita e da rebrota. A determinação de matéria fresca foi realizada com a pesagem imediata da parte aérea após a lavagem. A determinação de matéria seca foi realizada após o processo de liofilização, no qual as amostras foram submetidas a -20 °C, no tempo médio de 18 horas.

4.6.2 Análise química do tecido vegetal

Os teores de nitrogênio, fósforo e potássio foram avaliados na colheita e na rebrota da salsa, segundo metodologia proposta por Malavolta; Vitti e Oliveira (1997). O nitrogênio foi determinado pela digestão sulfúrica, seguido pela destilação em destilador de Kjeldahl. Realizou-se a abertura das amostras em solução nitroperclórica para a determinação de fósforo e potássio (EMBRAPA, 2009). O fósforo foi determinado por espectrometria UV/VIS a 725 nm. O potássio foi determinado em fotômetro de chama.

4.6.3 Determinação de fenólicos e flavonoides totais

A extração para a determinação dos fenólicos e flavonoides totais foi realizada pesando-se 40 mg de matéria seca de cada amostra. Adicionaram-se 2 mL de metanol 70% nas amostras, incubou-se as amostras em tubos de ensaio no bloco aquecedor durante 30 minutos, a 75 °C, agitando-se a cada 10 minutos. Em seguida, centrifugou-se os tubos de ensaio contendo as amostras a 3.500 rpm por 15 minutos. O sobrenadante foi recolhido com seringa e filtrado com filtro de seringa UNIFLO 0,45 µm PVDF.

A determinação de fenólicos totais baseia-se no método espectrofotométrico desenvolvido por Folin-Ciocalteu (ROSSI; SINGLETON, 1965), no comprimento de onda de 750 nm. Os resultados obtidos foram calculados com base no ácido gálico como padrão. Preparou-se uma curva e os resultados foram calculados e representados graficamente, utilizando o gradiente de concentração em função da absorbância ($R^2 \geq 0,972$). Os resultados foram expressos em mg equivalente ácido gálico.g⁻¹ de matéria seca (mg EAG.g⁻¹ MS).

Para a determinação dos flavonoides totais utilizou-se o método colorimétrico de cloreto de alumínio (AlCl₃), de acordo com Li *et al.* (2010). A absorbância foi determinada em espectrofotômetro UV/VIS no comprimento de onda de 415 nm. A curva de calibração foi preparada com soluções de catequina ($R^2 \geq 0,995$). Os resultados foram expressos em mg equivalente catequina.g⁻¹ de matéria seca (EC.g⁻¹ MS).

4.6.4 Determinação da atividade antioxidante

Para a análise da atividade antioxidante, utilizou-se a mesma extração da leitura de fenólicos totais (em metanol 70%), de acordo com a metodologia proposta por Li *et al.* (2010). Realizou-se o teste de concentração de amostras de 100, 200 e 300 µL de amostra, o melhor resultado foi para 100 µL. Em frasco tipo Falcon adicionaram-se 100 µL de amostra que reagiu

com 2,900 µL da solução preparada de 1-difenil-2-picrilhidrazil (DPPH, 103,2 M em metanol, a absorbância foi de, aproximadamente, 1,2 no comprimento de onda de 515 nm).

As amostras foram colocadas em recipiente fechado e deixadas em mesa agitadora à temperatura ambiente, pelo período de 20 a 22 horas. A curva de Trolox foi preparada com os padrões diluídos, com a mesma solução de DPPH usada para as amostras. As amostras e os pontos da curva foram preparados em duplicata. A leitura foi realizada no espectrofotômetro UV/VIS calibrado com metanol, lida a absorbância em 515 nm.

A capacidade antioxidante foi calculada de acordo com a curva preparada com Trolox ($R^2 \geq 0,937$) e os resultados foram expressos em mg equivalente Trolox.g⁻¹. A porcentagem de sequestro de DPPH foi calculada conforme a Equação 2.

$$\% \text{ SRL} = (A_c - A_{\text{amostra}}) / A_c \times 100 \quad (2)$$

Em que:

%SRL: porcentagem de sequestro de radicais livres;

A_c: absorbância do controle;

A_{amostra}: absorbância da amostra.

4.6.5 Determinação de antocianinas totais

A concentração total de antocianinas foi medida pelo método de pH diferencial descrita por Rodriguez-Saona, Giust e Wrolstad (1998). Pesaram-se, aproximadamente, 1.000 mg de amostra liofilizada, adicionaram-se 5 mL de metanol acidificado com 1% de HCl. Agitaram-se os tubos Falcon contendo a amostra com a solução de metanol que foi mantida no escuro por 1 hora, a 4 °C e, em seguida, centrifugou-se a amostra por 15 minutos a 3.500 rpm. No sobrenadante, as absorbâncias foram medidas a 530 e 700 nm, tendo água destilada como branco. As absorbâncias foram determinadas em pH 1,0 e 4,5. A concentração de antocianinas totais foi expressa em mg cianidina-3-glucosídeo.g⁻¹ de matéria seca, calculado conforme a Equação 3.

$$\text{Antocianinas totais} = (A \times MW \times DF \times 100 \times V) / (E \times L \times m) \quad (3)$$

Em que:

MW: 449,2 (g mol⁻¹);

E: 26.900 (peso molar de cianidina-3-glucosídeo);

DF: fator de diluição;

L: volume de diluição;

M: peso da amostra.

4.6.6 Determinação dos flavonoides individuais

O volume injetado no cromatógrafo líquido de alta eficiência (CLAE) do inglês HPLC foi de 20 µL por amostra. O tempo de corrida foi de 25 minutos por amostra. As amostras foram analisadas em duplicata e o resultado é expresso e caracterizado pela média dos mesmos. As condições foram: temperatura 40 °C, coluna 4,6 mm X 25 cm, 5 µm, C18 (Kromasil). A fase móvel foi composta por água e metanol acidificados com 0,3% de ácido fosfórico. Utilizou-se um gradiente linear iniciando em 20:80 de metanol:água, chegando a 45:55 em 5 minutos, 48:52 em 17 minutos e 20:80 em 20 minutos, sempre com gradiente linear. O tempo de condicionamento da coluna foi de 10 a 15 minutos. As áreas dos picos foram registradas na absorção em 370 nm.

Os picos cromatográficos obtidos foram identificados com pesquisas dos mesmos compostos presentes em salsa na literatura (LUTHRIA, 2008), nos seus respectivos tempos de retenção. Seis compostos foram identificados, sendo: (1) apigenina-7-apiosilglucosídeo (apin), (2) diosmetin-apiosilglucosídeo, (3) diosmetin-apiosilglucosídeo isômero, (4) apigenina-malonil-apiosilglucosídeo (malonil-apin), (5) diosmetin-malonil-apiosilglucosídeo, (6) apigenina-malonil-glucosídeo. Para determinar a quantificação destes compostos, preparou-se uma curva de regressão de seis pontos com o composto apigenina (*Sigma aldrich*) ($R^2 \geq 0,962$). Os resultados de cada flavonoide individual foram expressos em mg equivalente apigenina g⁻¹ de matéria seca (mg EA.g⁻¹ MS).

4.7 Análise estatística

O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado, em esquema fatorial 5 x 5. Utilizaram-se cinco substratos obtidos a partir de fontes de carbono (P, A, B, N e S), cinco proporções de biochar (0, 15, 30, 45 e 60%) e quatro repetições, totalizando 100 unidades experimentais. Os todos os dados foram submetidos à estatística multivariada, pela análise de componentes principais (ACP) e análise de variância.

A ACP foi realizada para sumarização e interpretação das relações entre as variáveis de qualidade da salsa (14 parâmetros analisados) com os tratamentos (25 substratos

estudados). Os componentes principais (CPs) foram extraídos a partir da matriz de correlação das variáveis originais e a padronização das observações com média zero e variância igual a um. Isto evita interferências das unidades dos parâmetros analisados.

Para critério de seleção dos CPs, empregou-se a porcentagem de explicação da variância total superior a 70% (FERREIRA, 2011) e o método de Broken-Stick, quando o autovalor do componente é superior ao autovalor aleatorizado e gerado pelo método (JACKSON, 1993).

A análise de variância (ANOVA) foi realizada para os dados referentes ao valor nutricional da salsa, a saber: nitrogênio, fósforo, potássio, fenólicos totais, flavonoides totais, porcentagem de sequestro de radicais livres, capacidade antioxidante, antocianinas, e flavonoides individuais. Inicialmente foram verificadas as pressuposições do modelo, posteriormente havendo influência de algum tratamento na variável resposta utilizou-se o teste de Scott-Knott ($p < 0,05$) para comparação das médias.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Matéria seca da salsa graúda portuguesa em função dos substratos

Normalmente, a resposta das plantas aos nutrientes tem sido avaliada pela produção de matéria seca da parte aérea (MARANHÃO *et al.*, 2009). No entanto, a absorção de nutrientes pelas plantas pode estar atrelada a vários fatores. De tal forma que as plantas podem apresentar desbalanço nutricional, quando não cultivada em condições de nutrição adequadas (CARMO *et al.*, 2011). Com base na produção de matéria seca da salsa cultivada em substratos orgânicos, construiu-se um modelo estimado para expressar a produção de matéria seca em função dos nutrientes presentes nos substratos. O modelo é descrito a seguir:

$$MS = 116 + 3,68 * N + 0,00699 * P + 0,00222 * K - 10,3 * pH - 3,78 * CE - 1,24 * COT - 0,00027 * H_{FIL}$$

Em que:

- MS = matéria seca (g);
- N = nitrogênio (%);
- P = fósforo (mg.kg⁻¹);
- K = potássio (mg.kg⁻¹);
- pH = potencial Hidrogeniônico;
- CE = condutividade elétrica (dS.m⁻¹);
- COT = carbono orgânico total (%);
- H_{FIL} = grau de humificação.

O modelo foi significativo a 5% (p>0,05), conforme pode ser observado na análise de variância – ANOVA (Tabela 6).

Tabela 6 ANOVA da variável matéria seca da salsa graúda portuguesa cultivada em substratos orgânicos acrescidos de biochar

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	p-valor	R ² (%)	R ² ajust (%)
Regressão	7	1418,69	202,67	6,55	0,001*	73,0	61,8
Resíduo	17	525,70	30,92				
Total	24	1944,39					

Notas: GL = graus de liberdade, SQ = soma dos quadrados, QM = quadrados médios, F = valor do teste, * = significativo a 5%, R² = coeficiente de determinação.

Os valores de R^2 e R^2 ajustado foram de 73,0 e 61,8%, respectivamente. Esses valores mostram que a porcentagem de variação que o modelo explica é alta. A análise dos parâmetros tem como objetivo mostrar, dentre as variáveis explicativas, quais foram significativos no modelo em questão. Dentre as variáveis explicativas, somente a variável CE teve efeito significativo na produção de matéria seca da salsa cultivada em substratos orgânicos (Tabela 7).

Tabela 7 Análise dos parâmetros respectivos à variável matéria seca da salsa graúda portuguesa cultivada em substratos orgânicos acrescidos de biochar

Parâmetros	Betas	SE	T	p-valor
Intercepto	116,050	49,970	2,32	0,033*
Nitrogênio	3,683	4,913	0,75	0,464 ^{ns}
Fósforo	0,006	0,005	1,28	0,217 ^{ns}
Potássio	0,002	0,001	1,13	0,275 ^{ns}
pH	-10,304	5,990	-1,72	0,104 ^{ns}
CE	-3,778	1,406	-2,69	0,016*
COT	-1,239	0,594	-2,09	0,052 ^{ns}
H _{FIL}	-0,000	0,003	-0,08	0,937 ^{ns}

Notas: SE = desvio padrão, T = valor do teste, ns = não significativo, * = significativo a 5%.

A matéria seca da salsa cultivada em substratos orgânicos com diferentes proporções de biochar apresenta diferença estatística entre os tratamentos, conforme se pode observar na Tabela 8.

Tabela 8 Matéria seca da salsa graúda portuguesa cultivada nos substratos orgânicos acrescidos de biochar

Variável	Biochar	Fonte de Carbono				
		S	B	P	A	N
Matéria seca (g)	60%	3,11 bC	4,33 aA	1,61 cA	2,81 bA	1,73 cA
	45%	4,38 aB	3,88 aA	1,82 cA	2,81 bA	0,47 cB
	30%	4,33 aB	3,80 aA	2,64 bA	3,20 bA	0,03 cB
	15%	5,65 aA	2,74 bB	2,49 bA	0,41 cB	0,02 cB
	0%	3,85 aB	2,34 bB	1,79 bA	0,27 cB	0,03 cB

Notas: Letras minúsculas (proporções de biochar entre os tratamentos) iguais nas linhas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

Letras maiúsculas (fonte de carbono com mesma proporção de biochar) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

S: fonte de carbono serragem; B: bagaço de cana; P: poda de árvores; A: algodão; N: capim-napier.

De acordo com os dados apresentados na Tabela 4, os substratos obtidos a partir de compostos orgânicos produzidos com resíduo de algodão como principal fonte de carbono possuem alta CE. Os referidos substratos apresentaram CE de 6,55; 7,94; 13,16; 15,48 e

18,33 dS m⁻¹, nas proporções de A40, A55, A70, A85 e A100, respectivamente. Os substratos obtidos a partir de compostos orgânicos produzidos com capim-napier como principal fonte de carbono também apresentaram alta CE. No entanto, além da alta CE, o efeito alelopático agiu sobre o crescimento e a produção de matéria seca da salsa, de forma negativa.

O aumento da CE reduz os teores de fósforo, nitrogênio, cálcio e magnésio nas folhas, raízes e frutos (SOUZA *et al.*, 2005). A absorção de fósforo na salsa cultivada em substrato em que se utilizaram resíduos da desfibrilação de algodão como principal fonte de carbono, durante a compostagem, foi deficiente, conforme demonstrado na Figura 10. Segundo Luz *et al.* (2012), a planta pode apresentar sintoma de deficiência quando ocorrer uma concentração excessiva de um dado elemento que venha reduzir a velocidade de absorção de um outro nutriente.

A CE dos substratos obtidos a partir de compostos orgânicos em que se utilizaram resíduos da desfibrilação de algodão como principal fonte de carbono, durante a compostagem, é muito acima do ideal e, segundo Epstein (1975), a maior pressão osmótica na solução ocasiona menor absorção de água, resultando no menor transporte de nutrientes e, assim, menor desenvolvimento e ganho de matéria.

Os efeitos prejudiciais da salinidade podem ser atribuídos à toxicidade excessiva de Na⁺, Cl⁻, SO₄²⁻, CO₃⁻, HCO₃⁻ e BO₃⁻ (BOWMAN *et al.*, 2006; HIKASHI; ISHIKAWA, 2014). Principalmente, o sódio e o cloro, podem se apresentar tóxicos às plantas em grandes quantidades (AGRAWAL *et al.*, 2013; WANG *et al.*, 2014a).

A matéria seca da salsa cultivada em substratos obtidos a partir de compostos orgânicos em que se utilizaram os resíduos da desfibrilação de algodão como principal fonte de carbono apresenta-se menor do que aquela observada na salsa cultivada em substrato à base de serragem, bagaço de cana e material resultante da poda de árvores, nas concentrações de 85 e 100% de substrato. Muito embora, os substratos com 100% de bagaço e material resultante da poda de árvores proporcionassem maiores acúmulos de matéria seca na salsa em relação ao algodão, são menores do que o substrato à base de serragem.

O fato de os substratos à base de serragem possuírem CE de 2,63; 3,18; 3,69; 5,01 e 5,37 dS.m⁻¹, nas proporções de S40, S55, S70, S85 e S100, respectivamente, valores menores em comparação ao substrato de resíduo de algodão, sugere que, por exemplo, as quantidades de sais ionizáveis presentes neste substrato não estão em níveis tóxicos às plantas. Este fato pode ter contribuído para o substrato serragem expressar maior valor de matéria seca na salsa.

Outro fator ligado à disponibilidade de nutrientes para as plantas diz respeito à fração de carbono presente nos substratos. Nesse contexto, a qualidade do carbono presente nos resíduos submetidos ao processo de compostagem, influenciará na modificação das

estruturas presentes nos substratos (CASTILHOS *et al.*, 2008; SPACCINI; PICCOLO, 2009; PRIMO; MENEZES; SILVA, 2011; JINDO *et al.*, 2012; MAIA *et al.*, 2012).

Materiais lignocelulósicos são constituídos de três componentes: celulose, hemicelulose e lignina (BADHAN *et al.*, 2007). A lignina é a fração de carbono de difícil decomposição (GUIMARÃES *et al.*, 2010), a sua degradação é muito lenta e está correlacionada com a geração de AH, segundo alguns estudos, dada à proximidade de suas características químicas (CANELLAS *et al.*, 2005).

A serragem possui características peculiares em comparação ao resíduo de algodão, como a qualidade do carbono, ou seja, as diferentes frações de lignina, celulose e hemicelulose. Segundo Bernardi (2015), no processo de compostagem dos resíduos com diferentes fontes de carbono, a redução média de lignina foi de 17% e para celulose a redução foi de 92% no composto obtido de resíduo de algodão. Enquanto que o composto obtido de serragem apresentou maiores quantidades de lignina e quantidades menores de celulose. Ao final, o composto obtido de serragem, apresentou redução de 41% de lignina e 87% de celulose. Sendo assim, com a maior quantidade de lignina presente na serragem, o processo de compostagem tende a se estender em comparação ao resíduo de algodão. O resíduo de algodão permaneceu 84 dias sob o processo de compostagem, ao passo que a serragem permaneceu 154 dias até atingir a estabilização.

Sendo assim, devido ao maior tempo de compostagem, sugere-se que os substratos obtidos a partir da compostagem de resíduos agroindustriais em que foi utilizada a serragem, por apresentar maiores reduções nas frações de carbono, podem se apresentar com maior grau de humificação do que os demais, principalmente quando comparado ao substrato obtido a partir de compostos orgânicos em que se utilizaram os resíduos da desfibrilação de algodão como principal fonte de carbono, durante o processo de compostagem.

Conforme relatado anteriormente, com o intuito de diluir os efeitos da alta CE nos substratos, foram adicionadas doses crescentes de biochar. Em função disso, calcularam-se as equações de regressão linear (Tabela 9) entre as doses de biochar e a resposta na produção de matéria fresca e seca, visando verificar o comportamento dos dados e, quando aplicável, determinar a dose ideal de biochar em cada tratamento.

Tabela 9 Equação de regressão linear para matéria fresca e matéria seca da salsa cultivada nos substratos orgânicos em função das doses de biochar

Fonte de Carbono	Equação de regressão	R ²
Poda	MF = $-0,0048x^2 + 0,2074x + 14,291$	0,9311
	MS = $-0,0009x^2 + 0,0459x + 1,8844$	0,7739
Bagaço	MF = $-0,0029x^2 + 0,317x + 17,703$	0,7777
	MS = $-0,0003x^2 + 0,0176x + 4,3221$	0,9513
Serragem	MF = $-0,0074x^2 + 0,3134x + 28,244$	0,6027
	MS = $-0,0015x^2 + 0,0726x + 4,1324$	0,6926
Algodão	MF = $-0,0065x^2 + 0,6629x + 0,1381$	0,7683
	MS = $-0,0011x^2 + 0,1163x - 0,093$	0,7854
Capim-napier	MF = $0,0768x - 0,896$	0,7863
	MS = $0,0262x - 0,339$	0,6970

Notas: MF = matéria fresca, MS = matéria seca.

Em função das equações de regressão linear determinadas, e observando as diferenças estatísticas entre as doses em cada substrato na produção de massa (Figura 13), para alguns tratamentos, é possível definir a dose ideal. Tal situação é aplicável para o tratamento em que se utilizou o material resultante da poda de árvores urbanas como fonte de carbono na compostagem dos resíduos agroindustriais.

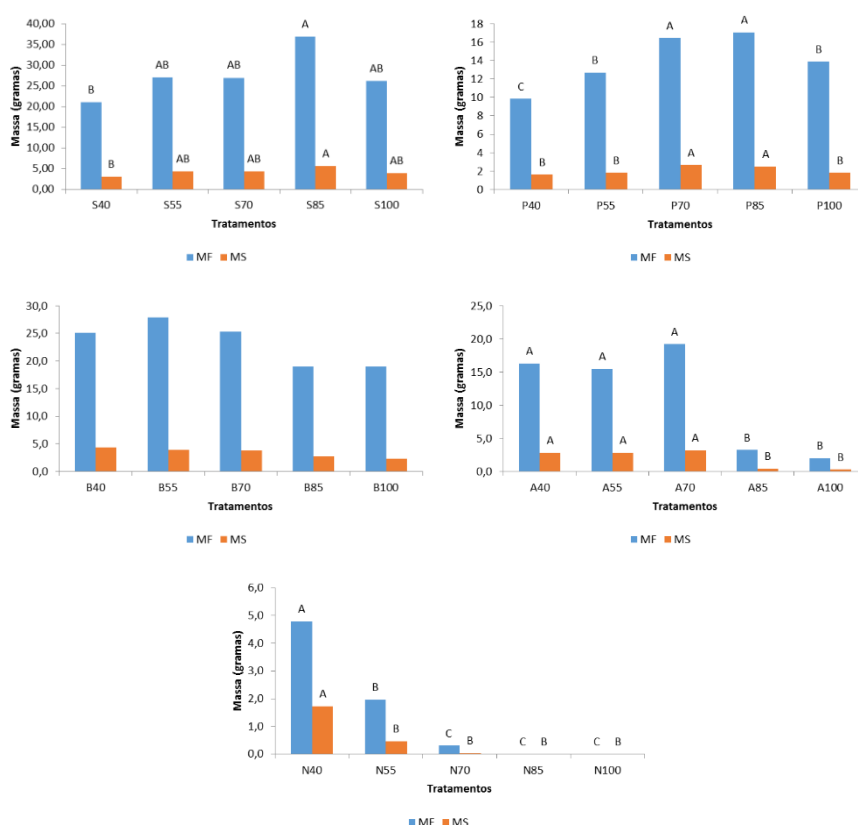


Figura 8 Gráficos da matéria fresca e matéria seca de salsa graúda portuguesa cultivada em substratos orgânicos com proporções de biochar. Letras maiúsculas iguais não diferem entre si, a 5% de significância, segundo o teste Tukey.

Na salsa cultivada no substrato obtido da poda de árvores, considerando-se uma média entre a massa fresca e a massa seca, a dose ideal de biochar é de 23,6%, em mistura com composto. Este resultado é interessante e reflete tanto a qualidade do substrato como o efeito do biochar na mistura. A adição de uma quantidade razoável de biochar melhorou principalmente a CE da mistura, pois, segundo Gao *et al.* (2012), a baixa CE pode não disponibilizar nutrientes suficientes para refletir em biomassa nas plantas. Ao passo que, a proporção de 100% de substrato possui muita salinidade, o que impede a absorção das raízes para distribuição na parte aérea das plantas, como relatado por Seo *et al.* (2009) que, ao cultivarem alface em alta CE, concluíram que a produção diminui.

O conhecimento sobre o acúmulo e partição de fotoassimilados e nutrientes, pode contribuir para melhorar a produtividade das culturas pelo incremento na produção de matéria seca, favorecendo a eficiência do uso de fertilizantes (CARMO *et al.*, 2011). Não se observaram diferenças estatísticas significativas entre os tratamentos, quando se utilizou substrato à base de bagaço de cana. Entretanto, nota-se que à medida que se acrescentou biochar a resposta em matéria fresca e seca aumenta na salsa cultivada nesse substrato. A CE das proporções de substrato e biochar são 5,07; 5,73; 6,75; 8,48 e 10,45 dS.m⁻¹ em B40, B55, B70, B85 e B100. Diante dos valores da CE, pode afirmar-se que, devido à CE estar alta nas maiores proporções de substrato, a produção de matéria pelas plantas foi afetada de forma negativa. Dessa forma, para esse substrato é necessário proceder a diluição, para que a CE abaixe, evitando problemas pela dificuldade das plantas em absorverem nutrientes.

A salsa graúda portuguesa cultivada nos substratos, em que se utilizou serragem como fonte de carbono, durante a compostagem, apresentou valores estatisticamente diferentes na produção de matéria. A dose média ideal, considerando-se as produções de matéria fresca e seca é de 22,7% de biochar em mistura com o composto. Nesse tratamento, observa-se que tanto a CE alta (S100) como a muito baixa (S40) e a baixa podem influenciar a produção de matéria.

Os substratos produzidos à base de resíduos da desfibrilação de algodão e capim-napier como fontes de carbono, durante a compostagem, apresentaram as maiores condutividades elétricas. Para a fonte de carbono resíduos da desfibrilação de algodão, a dose ideal média, considerando as produções de massa fresca e seca, é de 52% de biochar, em mistura com o composto orgânico. Já para o substrato produzido com composto orgânico em que se utilizou o capim-napier como fonte de carbono, a regressão foi linear, ou seja, quanto mais biochar se utilizar maior será a produção de massa. O que de certa forma, inviabiliza o uso deste composto orgânico como substrato para a produção de salsa.

De acordo com Carmo *et al.* (2011), os efeitos deletérios da salinidade são mais evidentes na translocação de fotoassimilados, com efeito direto no acúmulo de matéria na

parte aérea. Sendo assim, Anower *et al.* (2013) afirmaram que existe a necessidade de se definir doses adequadas de CE, nas produções agrícolas, para uma produção sustentável. Neste sentido, para cada substrato pode-se inferir a proporção de biochar que garante produtividade satisfatória.

5.1.1 Análise de espectrofotometria no infravermelho com transformada de Fourier dos substratos

A FTIR pode ser usada na caracterização da matéria orgânica. Segundo Brighenti, Reis e Reis (2010), embora existam diferenças nas proporções entre os sinais e pequenos deslocamentos na frequência de absorção, a informação provida pela análise comparativa entre espectros é de maior valia que a análise isolada. Canellas e Rumjanek (2005) afirmaram que a importância da espectroscopia de infravermelho está na possibilidade de estabelecer com segurança a identidade de duas ou mais amostras e verificar diferenças entre elas.

Os espectros da fração de AH dos substratos com diferentes fontes de carbono e proporções de biochar, apresentam bandas características de grupos fenólicos e carboxílicos, com muitas diferenças espectrais. Sendo assim, devido ao substrato, a partir da compostagem de resíduos agroindustriais utilizando o material resultante da poda de árvores como fonte de carbono, propiciar na salsa maior conteúdo dos flavonoides, tais como diometin-apiosilglucosídeo isômero e apigenina-malonil-glucosídeo, buscou-se uma relação com os grupos funcionais presentes nos substratos para tal resposta. Na Figura 9 são apresentados os espectros de FTIR para o substrato proveniente de poda de árvores com diferentes proporções de biochar (P40, P55, P70, P85 e P100).

A banda na região de 3.438 a 3.418 cm^{-1} é atribuída ao estiramento de O–H. Segundo Barbosa (2008) a banda de absorção referente ao estiramento da ligação O–H é provavelmente uma das mais características dentre as observadas nos espectros no infravermelho. Quando o grupo OH se encontra associado, a banda geralmente é observada na região de 3.590 - 3.200 cm^{-1} , no caso de álcoois, e de 3.250 - 3.000 cm^{-1} em fenóis, que participam de ligações intermoleculares.

Ao avaliar diversos estágios de vermicomposto, submetidos a procedimentos de extração de AH, Brighenti, Reis e Reis (2010) afirmaram que a região de 3.500 - 3.000 cm^{-1} apresentou-se com banda forte e larga, centrada em, aproximadamente, 3.400 cm^{-1} , que pode ser atribuída ao estiramento O–H, que corresponde a vários grupos contendo OH fenólico. No entanto, Merlin, Lima e Santos-Tonial (2015) analisaram grupos funcionais na matéria orgânica do solo e constataram um sinal discreto do estiramento O–H na região de 3.339 cm^{-1} .

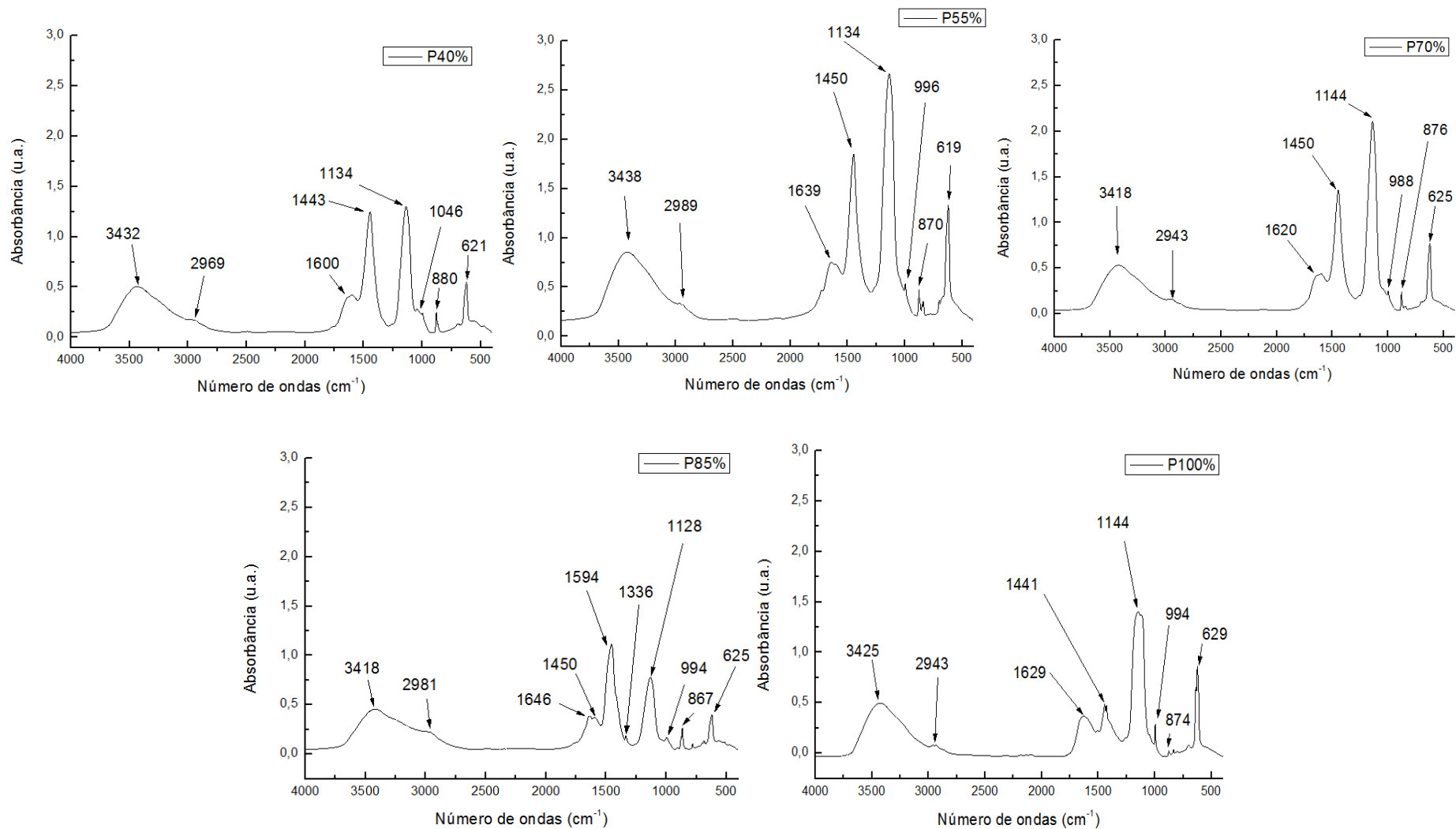


Figura 9 Espectros FTIR de AH isolados de substrato com fonte de carbono material resultante da poda de árvores com proporções de biochar.

Barbosa (2008) ressalta que a região de $3.200\text{--}2.500\text{ cm}^{-1}$ apresenta estiramento de C–H assimétrico com possível existência de ligações intramoleculares entre fenóis. Nesse caso, a banda, geralmente é fraca e pode nem mesmo ser observada. Fato comprovado pelo sinal fraco dos picos entre $2.943\text{--}2.989\text{ cm}^{-1}$ nos substratos (P40, P55, P70, P85 e P100). Fato positivo, pois a presença de forte sinal do estiramento C–H de cadeia alifática, indica que o material se apresenta com menor grau de humificação (SCHULTEN; SCHNITZER, 1993).

Dessa forma, os fracos sinais dos picos entre $2.943\text{--}2.989\text{ cm}^{-1}$ presente nos substratos demonstram que o material pode estar em alto grau de humificação. De acordo com Baddi *et al.* (2004), na compostagem de resíduos vegetais de azeitona e trigo, a degradação das estruturas alifáticas e de peptídeos ocasiona um enriquecimento das estruturas aromáticas, em comparação com o carbono alifático, assim, ocorreu o aumento da humificação com o decorrer do tempo de compostagem. O alto grau de humificação alto pode influenciar positivamente na produção de salsa.

Os picos em torno de 1.600 cm^{-1} são atribuídos, segundo Canellas *et al.* (2001), à presença de íon carboxilato (deformação axial assimétrica). Fialho *et al.* (2010) constataram nas bandas de, aproximadamente, 1.652 , 1.600 e 1.511 cm^{-1} que são originadas por estiramentos de anéis aromáticos de monômeros de lignina. Segundo Amir *et al.* (2010), o sinal de $1.650\text{--}1.500\text{ cm}^{-1}$ representa os estiramentos C=C dos anéis aromáticos, estiramentos C=O e deformações de N–H das amidas primárias e estiramento assimétrico C–O do ânion COO^- .

Segundo Kulikova, Stepanova e Koroleva (2005), o potencial antioxidante das SHs está relacionado às ligações C=C em radicais de $\text{O}_3^\bullet$ e $\text{OH}^\bullet$. Segundo Westerhoff *et al.* (1999), o radical ozônio reage com os constituintes aromáticos das SHs. Dessa forma, segundo Kulikova, Stepanova e Koroleva (2005), as SHs exercem forte controle sobre o $\text{O}_3^\bullet$.

Os picos $1.441\text{--}1.450\text{ cm}^{-1}$ são atribuídos ao estiramento de OH fenóis, anéis aromáticos e carbonatos. O tratamento P55 apresentou forte sinal em 1.450 cm^{-1} , com uma diferença discrepante entre as demais proporções de biochar. Segundo Jouraiphy *et al.* (2005), o aumento na intensidade relativa de estruturas policondensadas aromáticas, que são principalmente éteres-ésteres, estão ligados ao processo de humificação. As intensidades destas estruturas estão ligadas a um efeito de concentração, após o desaparecimento de componente de mais fácil degradação e o aumento de derivados oxidados de lignina que estão envolvidos no processo de humificação.

Sendo assim, o tratamento P55 possui mais estruturas aromáticas e maior grau de maturação, devido à presença de maior quantidade de grupos aromáticos, pois, Vigneault *et al.* (2000) relataram que as SHs têm estrutura surfactante contendo domínios hidrofílicos, tais como grupos carboxílicos e fenólicos e porções aromáticas. Devido ao caráter anfifílico, as

SHs podem adsorver em diferentes superfícies naturais, incluindo membranas biológicas. A adsorção de SH em superfícies biológicas tem sido demonstrada diretamente, pela perda de carbono dissolvido em solução. Segundo Kulikova, Stepanova e Koroleva (2005), a adsorção de SH causa alterações na mobilidade eletroforética das células vegetais.

Segundo Canellas e Santos (2005), a região de $1.300\text{--}1.000\text{ cm}^{-1}$ compreende os polissacarídeos. Nessa região, ocorrem fortes bandas de absorção devido a estiramentos da ligação C–O. Bandas de absorção na região $1.300\text{--}1.150\text{ cm}^{-1}$, devido à ligação C–O, podem variar de acordo com a ressonância, por exemplo, de éteres, fenóis e fenil éter. Éteres saturados absorvem perto de 1.125 cm^{-1} e álcoois absorvem em $1.200/1.000\text{ cm}^{-1}$. A região entre 1.100 e 830 cm^{-1} é típica de estiramentos de Si–O presente nos contaminantes do material húmico (CANELLAS; SANTOS, 2005; AMIR *et al.*, 2010; BRIGHENTI; REIS; REIS, 2011; MERLIN; LIMA; SANTOS-TONIAL, 2015). Os espectros de FTIR para os substratos originados a partir de bagaço de cana estão apresentados na Figura 10.

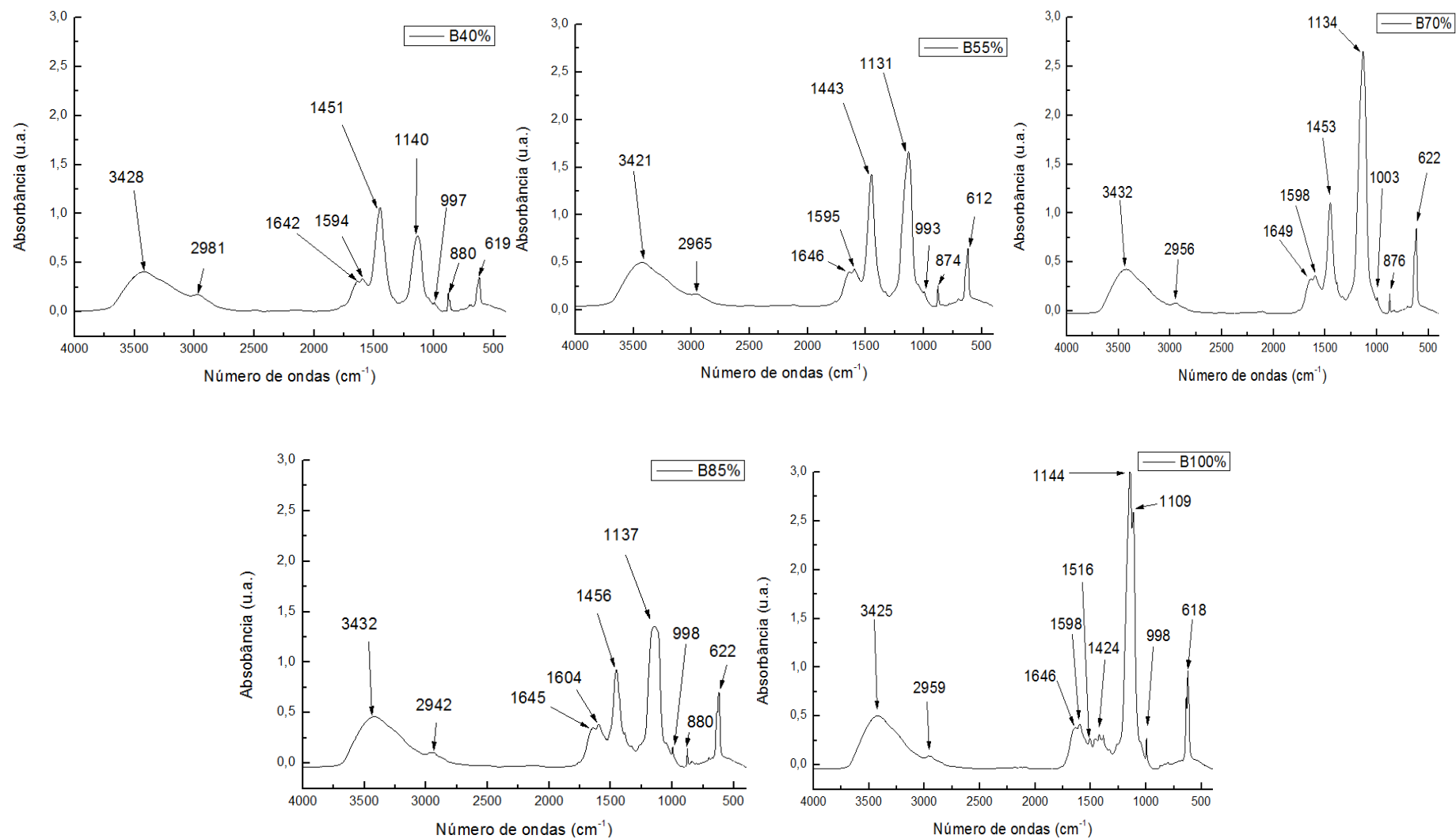


Figura 10 Espectros FTIR de AH isolados de substrato com fonte de carbono bagaço de cana com proporções de biochar.

De acordo com os espectros de FTIR para os substratos à base de bagaço de cana de açúcar, podem se observar diferenças entre os sinais de absorção gerados pelos picos de diferentes grupamentos funcionais. O substrato com 100% de bagaço de cana apresentou-se com discreto sinal no pico atribuído ao estiramento de OH fenóis, anéis aromáticos e carbonatos. Indicando baixo grau de aromaticidade neste substrato. No entanto, apresentou-se com picos nos sinais entre $1.131\text{-}1.144\text{ cm}^{-1}$, representados por estiramentos de C-O de polissacarídeos (PORTES *et al.*, 2010). Sugere-se que esse fato pode ter contribuído para que a salsa produzida em 100% de substrato com bagaço de cana tenha menor matéria seca (2,34 g), em relação aos demais (B40: 4,33 g; B55: 3,88 g; B70: 3,80g e B85: 2,74 g) (Tabela 9). Os espectros de FTIR para os substratos originados a partir de serragem estão apresentados na Figura 11.

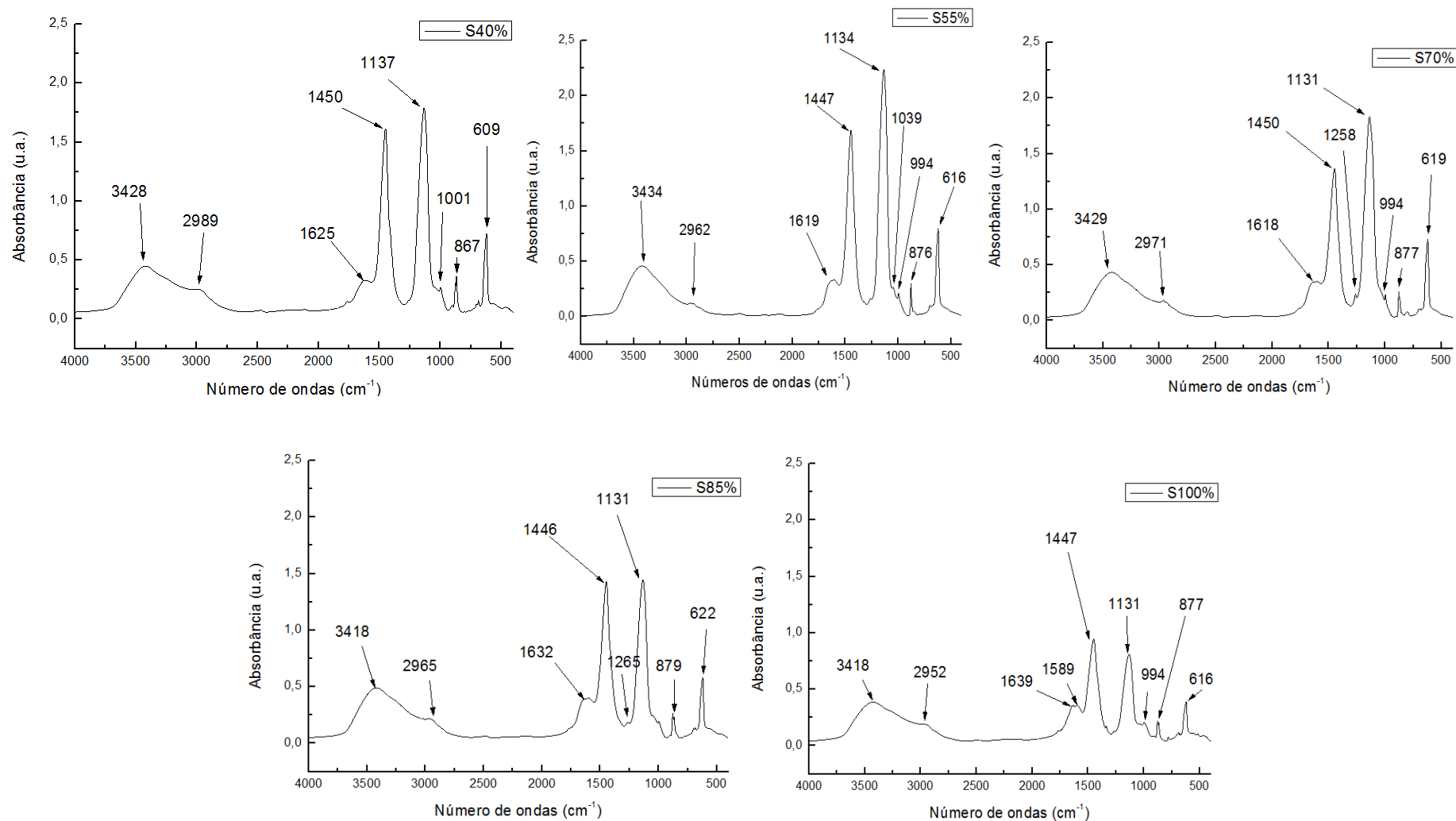


Figura 11 Espectros FTIR de AH isolados de substrato com fonte de carbono serragem com proporções de biochar.

Os substratos à base de serragem apresentam-se com sinais fortes de grupos aromáticos semelhantes aos substratos obtidos de poda de árvores. O tratamento S85 apresentou um forte sinal de 1.446 cm^{-1} (atribuídos ao estiramento de OH fenóis, anéis aromáticos e carbonatos), praticamente com a mesma intensidade de 1.131 cm^{-1} (polissacarídeos). Dessa forma, sugere-se que a salsa cultivada no S85 apresentou maior quantidade de matéria seca, por conter mais grupamentos aromáticos, em relação aos polissacarídeos.

Wang *et al.* (2014b), ao submeterem a serragem e capim seco ao processo de compostagem com esterco de bovinos, suínos e de frango, constataram que a serragem aumentou o conteúdo de estruturas aromáticas no composto orgânico obtido de esterco de suínos e frango. Zhang e He (2006) afirmam que a serragem contém, em relação às demais fontes, maior quantidade de carbono orgânico, de acordo com Huang *et al.* (2004), com grande fração de lignina. De acordo com o processo de formação das SHs, no entanto, não ser totalmente elucidado (SILVA *et al.*, 2013a), este fato pode ter contribuído para a formação de grupamentos aromáticos. Os espectros de FTIR para os substratos originados a partir de resíduos de desfibrilação de algodão estão apresentados na Figura 12.

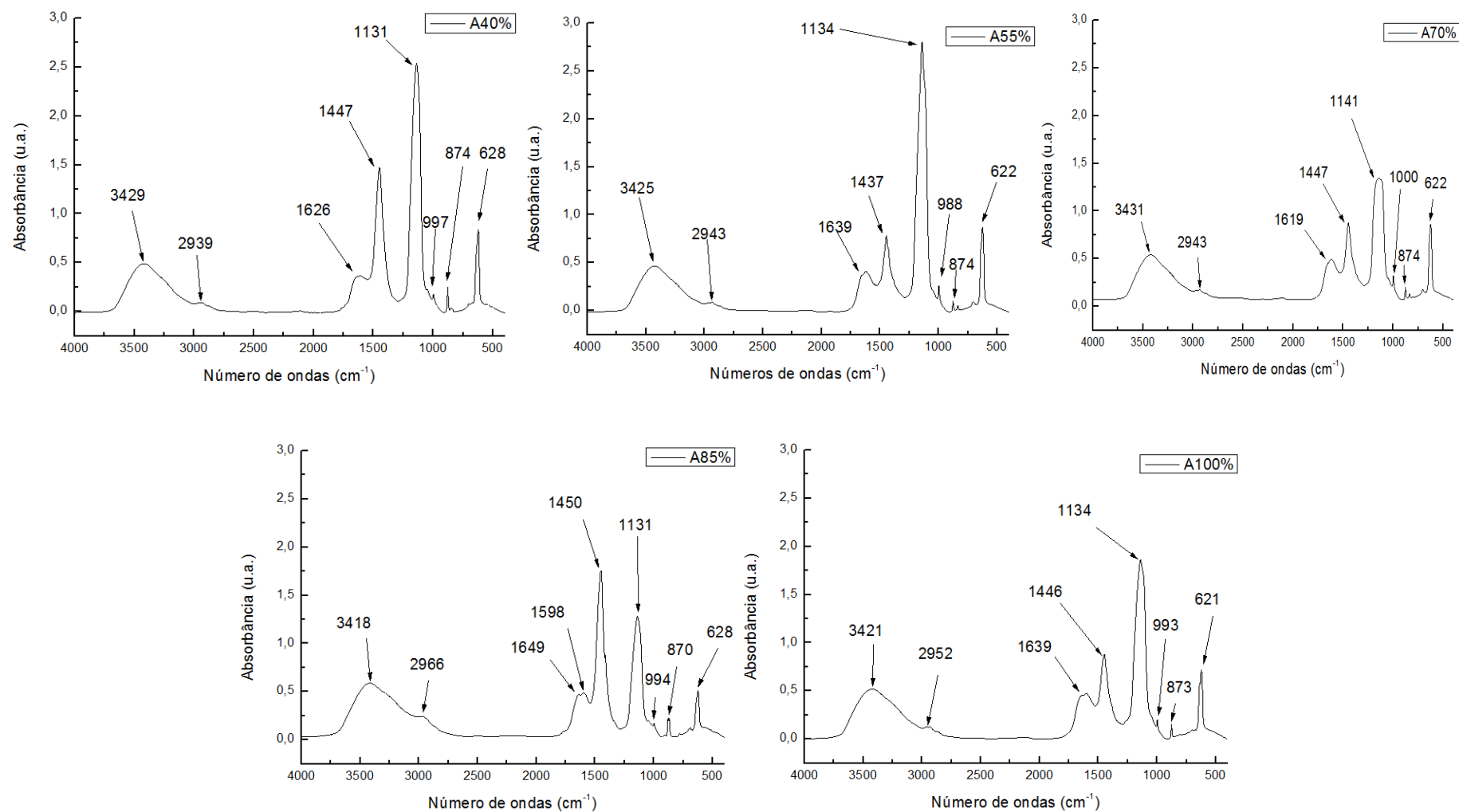


Figura 12 Espectros FTIR de AH isolados de substrato com fonte de carbono resíduo de desfibrilação de algodão com proporções de biochar.

Os espectros de FTIR obtidos dos substratos com fonte de carbono de resíduo de desfibrilação de algodão apresentam-se com diferenças na intensidade de sinal do estiramento O–H, variando de 1.437-1.450 cm^{-1} . No entanto, devido à característica desta fonte de carbono apresentar-se com CE alta, o grau de humificação dos substratos não contribuiu para a produção de matéria seca da salsa. Segundo Carmo *et al.* (2011), a baixa concentração de nutrientes nas plantas se deve aos efeitos da força iônica, que reduzem a atividade do fosfato na solução do substrato, promovendo adsorção do fosfato e diminuição da solubilidade desse mineral, em virtude dos níveis de sódio e de cloro no substrato. Os espectros de FTIR para os substratos originados a partir do capim-napier estão apresentados na Figura 13.

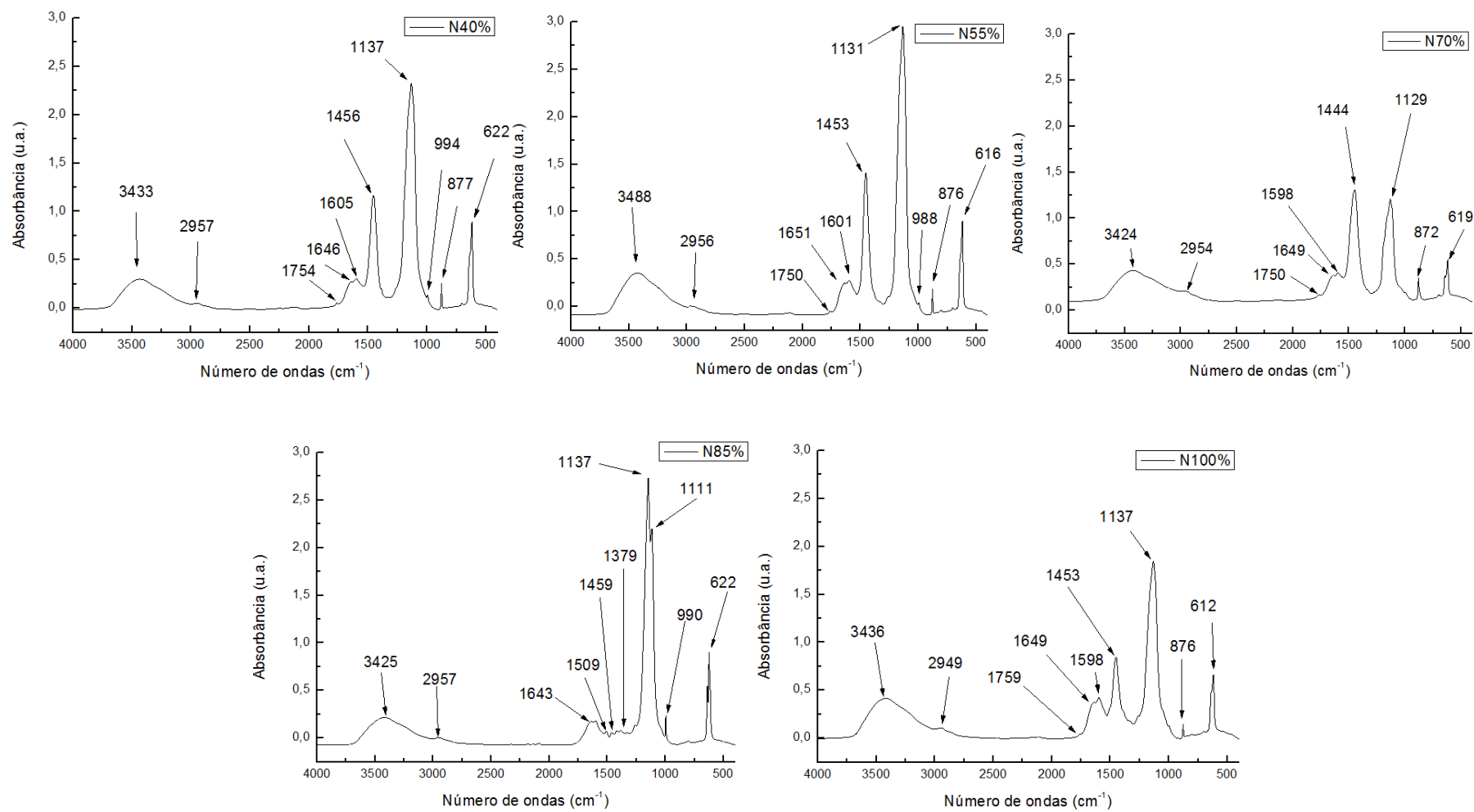


Figura 13 Espectros FTIR de AH isolados de substrato com fonte de carbono capim-napier com proporções de biochar.

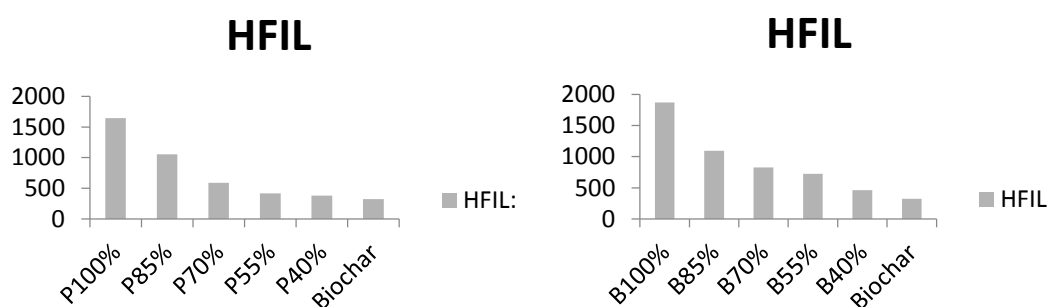
Pode-se observar nos espectros de FTIR, para o substrato com 85% de capim-napier, um discreto sinal de 1.459 cm^{-1} , estiramento OH, que representa a aromaticidade do composto. O substrato com 100% de capim-napier apresenta sinal 1.453 cm^{-1} , menor do que as proporções de N40, N55 e N70. Além do potencial alelopático do capim-napier sobre a salsa, concentrações com mais substrato e menor quantidade de biochar, não contribuem para o aumento de grupamentos aromáticos nos substratos.

Nos substratos N40, N55, N70 e N100 observa-se um discreto sinal em 1.754 ; 1.750 ; 1.750 e 1.759 cm^{-1} . A região do infravermelho pode ser útil para verificar o processo de muitas reações químicas. A formação de derivados húmicos a partir de acetilação com anidrido acético em piridina ou a metilação com diazometano pode ser monitorada por meio do aumento da absorção com aparecimento do estiramento de carbonila ($\text{C}=\text{O}$) em 1.720 - 1.740 cm^{-1} , em geral, aldeídos estão perto do sinal 1.725 cm^{-1} , e grupos carboxílicos em ésteres saturados absorvem em 1.740 - 1.750 cm^{-1} (CANELLAS; SANTOS, 2005).

De modo geral, Kulikova, Stepanova e Koroleva (2005) consideram que SHs são geralmente atreladas ao crescimento das plantas, aumentado o fornecimento de nutrientes. No entanto, existem estudos contraditórios, indicando que não há nenhuma diferença significativa na presença de SHs. Contudo, esta contradição poderia estar atrelada às condições ótimas de desenvolvimento, assim, a planta não necessita expressar seu potencial máximo para a reprodução, uma vez que, os nutrientes estão facilmente ao seu dispor.

5.1.2 Análise de FIL nos substratos

A determinação do grau de humificação (H_{FIL}) dos substratos acrescidos de biochar está representada na Figura 14.



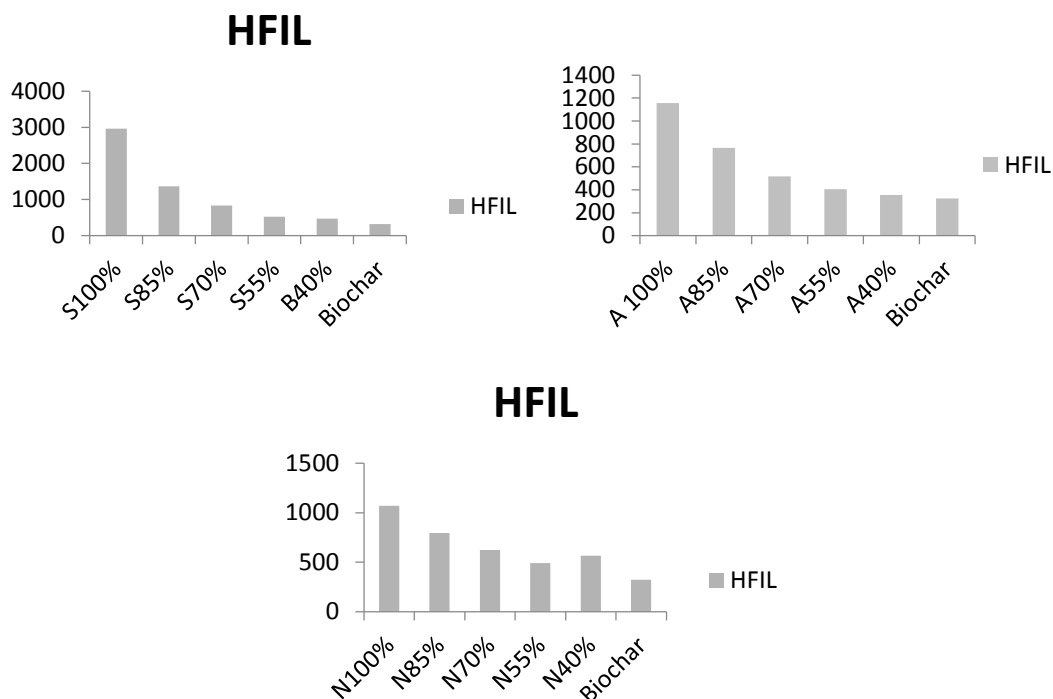


Figura 14 Determinação do grau de humificação dos substratos obtidos de poda de árvores, bagaço de cana, serragem, resíduo de desfibrilação de algodão e capim-napier com proporções de biochar.

De modo geral, em todos os substratos, à medida que se aumenta a quantidade de biochar decresce o H_{FIL} . Fato explicado, pois, ao se acrescentar o biochar, diminui-se a quantidade de matéria orgânica humificada, ou seja, reduz-se o grau de aromaticidade (GONZALEZ-PEREZ *et al.*, 2004). Deste modo, pode-se inferir que o biochar interfere no grau de humificação do composto e deste modo nas características da matéria orgânica.

Para os substratos sem biochar (100% de substrato), calculou-se o H_{FIL} , com intuito de verificar qual se apresenta com maior índice de aromaticidade, tal resposta é apresentada na Figura 15.

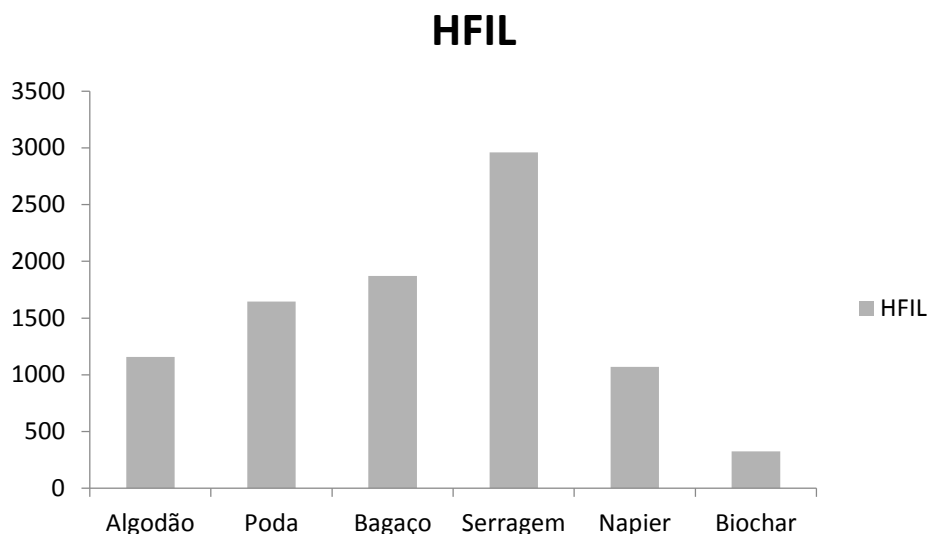


Figura 15 Determinação do grau de humificação dos substratos com 100% de poda de árvores, bagaço de cana, serragem, resíduo de desfibrilação de algodão e capim-napier.

Pode-se observar que os substratos em que se utilizaram os resíduos da desfibrilação de algodão, bem como o capim-napier apresentam-se com o H_{FIL} mais baixo em relação aos demais substratos. Gonzalez-Perez *et al.* (2004), que avaliaram a matéria orgânica no solo acrescentando fontes de carbono, relatam que os resíduos de vegetais, bem como vários fatores influenciam no processo de humificação. Os autores, ainda, complementam afirmando que a fluorescência pode ser usada para estudar alterações estruturais causadas pela adição de resíduos nos solos, para acompanhar o processo de humificação.

O baixo H_{FIL} obtido nos substratos de resíduos de algodão e capim-napier, além de outras características já mencionadas, pode ter contribuído para o efeito deletério na produtividade da salsa. Em contrapartida, o substrato originado da fonte de carbono serragem, apresenta-se com o maior grau de humificação, reportado pelo maior valor de H_{FIL} . Dessa forma, pode-se inferir que o índice de aromaticidade maior do substrato a partir de serragem, pode ter refletido na maior produtividade de salsa graúda portuguesa, dentre outras características deste substrato. Uma vez que, o H_{FIL} infere sobre a decomposição da matéria orgânica, logo, o substrato à base de serragem apresentou-se com maior grau de decomposição.

5.2 Parâmetros químicos da salsa cultivada em substratos orgânicos associados ao biochar

O capim-napier utilizado como fonte de carbono na produção de substratos orgânicos não contribuiu nas boas características nutricionais da salsa graúda portuguesa. No entanto, o substrato proveniente de composto orgânico da poda de árvores como fonte de carbono, com adição de biochar favoreceu o teor dos flavonoides individuais, tais como diosmetin-apiosilglucosídeo isômero e apigenina-malonil-glucosídeo em salsa graúda portuguesa (Figura 16).

A partir da ACP nas quais as CP1 e CP2 são capazes de explicar 73,5% de toda a variância dos dados, sendo a CP1 responsável por explicar 55,14% da variância dos dados e a CP2 18,37%. As variáveis que mais influenciaram a CP1 estão relacionadas com a atividade antioxidante da salsa (Fenólicos totais, capacidade antioxidante, diosmetin-apiosilglucosídeo, DPPH, apigenina-7-apiosilglucosídeo (Apin), flavonoides totais, apigenina-malonil-apiosilglucosídeo (Malonil-apin), diosmetin-malonil-apiosilglucosídeo, antocianinas).

O CP2 contribuiu com a segunda maior explicação da variância total (18,37%) e é composto por dois flavonoides individuais: o malonil-apiosil (Apigenina-malonil-apiosilglucosídeo) e diosmetin-apiosilglucosídeo isômero. O gráfico biplot ilustra a associação entre as duas CPs.

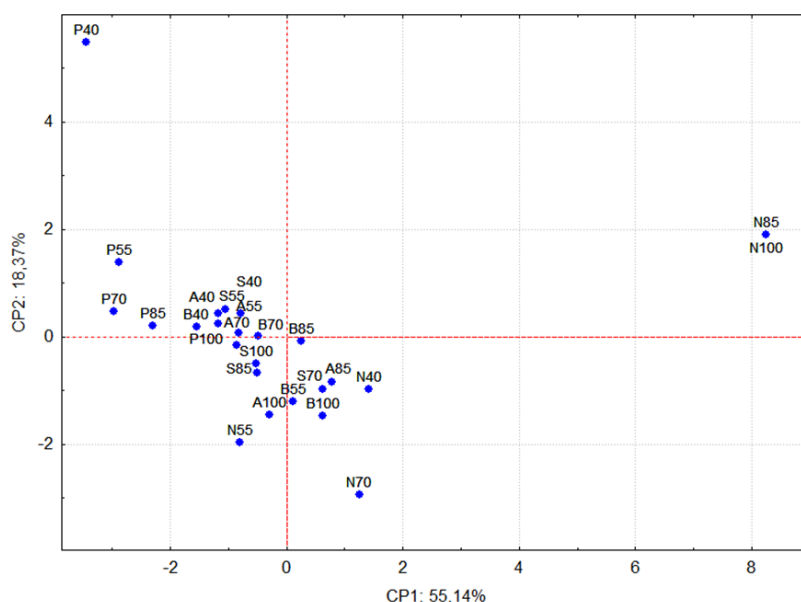


Figura 16 Biplot da colheita de salsa graúda portuguesa conduzida em substratos com fontes de carbono de S: serragem, P: poda de árvores urbanas, N: capim-napier moído, B: bagaço de cana triturado e A: resíduo de desfibrilação de algodão com proporções de 40, 55, 70, 85 e 100% de composto orgânico.

Os substratos estudados produziram salsa com distinção nos parâmetros de qualidade analisados, contudo, não foi capaz de agrupá-los conforme os substratos, pois assumiram diferentes posições cartesianas no gráfico biplot. As variáveis do CP1 estão correlacionadas negativamente, ou seja, os tratamentos posicionados à esquerda do eixo CP1 possuem maiores concentrações dessas variáveis. De maneira geral, a salsa cultivada nos substratos com maiores proporções de biochar apresentaram maiores concentrações dos compostos que exercem atividade antioxidante.

As variáveis do CP1 estão correlacionadas negativamente, isto é, os tratamentos posicionados mais à direita do eixo CP1 possuem menores concentrações de compostos antioxidantes. No gráfico biplot, verifica-se que as plantas conduzidas no substrato produzido com a fonte de carbono proveniente de capim-napier não apresentaram o desenvolvimento adequado, posicionados à direita do eixo CP1 (Figura 8). Os substratos com maiores quantidades de capim-napier não propiciaram o desenvolvimento da salsa (N100 e N85) (Figura 17). À medida que se acrescentou biochar ao substrato, as plantas conseguiram se desenvolver, mas, quando comparadas às plantas produzidas com as demais fontes de carbono, apresentam-se com pouca qualidade nutricional.

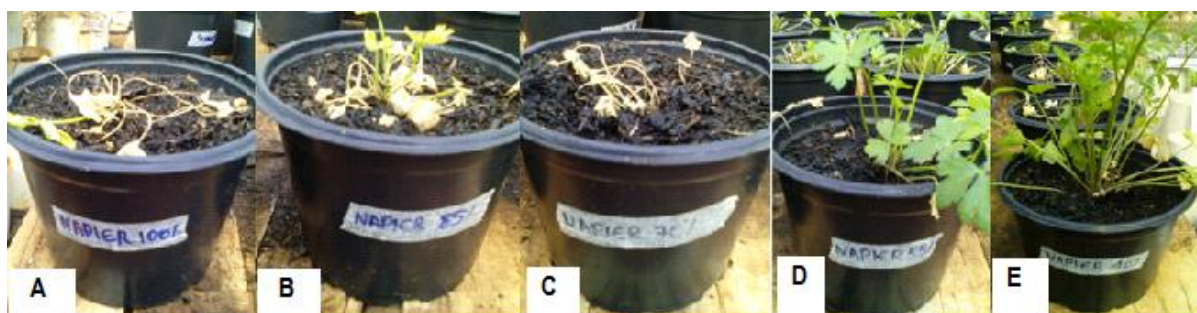


Figura 17 Salsa graúda portuguesa produzida nos substratos com fonte de carbono de capim-napier triturado. A: 100% de substrato capim-napier. B: 85% capim-napier + 15% biochar. C: 70% capim-napier + 30% biochar. D: 55% capim-napier + 45% biochar. E: 40% capim-napier + 60% biochar.

O capim-napier tem sido amplamente estudado em relação ao seu efeito alelopático, conforme foi constatado por: Leal *et al.* (2007), Khan *et al.* (2010), Norhafizah, Ismail e Chuah (2012), Norhafizah *et al.* (2013), Silva *et al.* (2013b) e Ismail, Tan e Chuah (2015).

Leal *et al.* (2007) conduziram compostagem usando capim-napier e crotalária júncea como fontes de carbono para a posterior produção de mudas de alface, beterraba e tomate. Os autores concluíram que os substratos produzidos apenas com capim-napier apresentaram resultados negativos, com desempenho inferior no desenvolvimento das mudas quando comparado aos demais com crotalária júncea. O capim-napier, quando utilizado em

plantações em consórcio com outras plantas, de acordo com Khan *et al.* (2008), produz exsudados das raízes que emitem aleloquímicos os quais estressam as plantas da comunidade e ocasionam a inibição da germinação.

Khan *et al.* (2010), ao avaliarem o efeito alelopático de capim-napier e demais gramíneas, isolaram compostos voláteis liberados por essas plantas. Os autores detectaram seis diferentes compostos presentes no capim-napier com características alelopáticas, tais como octanal, nonanal, naftaleno, 4-alilanol, eugenol e linalol.

O naftaleno é um hidrocarboneto aromático policíclico, utilizado na fabricação de inseticidas (CARMO *et al.*, 2013). Segundo Maksimovic *et al.* (2008), o eugenol é um composto fenólico volátil. O efeito alelopático do eugenol foi constatado por Kalinova, Triska, e Vrchotova (2011), inibindo a germinação de trigo. Zakhamaa *et al.* (2015) constataram a presença de vários compostos químicos em extratos obtidos de acácia. Os autores detectaram que a presença de octanal, nonanal, linalol, dentre outros compostos, foi tóxica para germinação de alfaca. Luz *et al.* (2009) atestaram que o linalol é uma substância usada como acaricida, bactericida e fungicida.

Segundo Norhafizah *et al.* (2013), extratos obtidos do capim-napier podem ser usados como herbicidas no combate às plantas daninhas. Os autores constataram a inibição de 50% da germinação de *Leptocanna chinenses* com concentrações muito baixas do extrato de capim-napier, bem como o crescimento das raízes foram afetados impossibilitando o desenvolvimento. Ismail, Tan e Chuah (2015) atribuem aos compostos fenólicos os efeitos negativos do capim-napier sob a germinação e desenvolvimento de *Eleusine indica*. No entanto, os pesquisadores não isolaram estes compostos.

Além da ação alelopática do capim-napier ser comprovada, seu potencial pode ser aumentado. Norhafizah, Ismail e Chuah (2012) avaliaram diferentes solventes na extração de fitotóxicos em capim-napier, tais como hexano, acetato de etila, metanol e água. Os autores concluíram que o solvente acetato de etila possui maior eficiência na extração de compostos fitoquímicos.

Além do efeito alelopático do capim-napier, este possui efeito repelente contra insetos indesejados, comprovando a presença de substâncias que emitem semioquímicos. Segundo Chamberlain *et al.* (2006), as folhas de capim-napier exalam substâncias voláteis como hexanal, (E)-2-hexenal, (Z)-3-hexen-1-ol, e (Z)-3-hexen-1-il acetato, que possuem efeito repelente sobre mariposas. O efeito de tais compostos foi comprovado por alguns pesquisadores com ação antimicrobiana, entre eles: Musetti e Fava (2012) e Ahmad, Mohd e Ansari (2012).

Segundo Patrignani *et al.* (2008), o composto (E)-2-hexenal atua como agente tenso ativo, provavelmente, pela difusão passiva através da membrana plasmática. Uma vez dentro

da célula, a sua fração de aldeído α,β -insaturado reage com grupos de nucleofílicos biologicamente importantes, destruindo a célula.

Na Tabela 10 são apresentadas as análises de comparações de médias dos tratamentos, nas mesmas proporções de biochar e entre os tratamentos com diferentes proporções de biochar para as análises quantitativas de nutrientes (N, P, K) na colheita da salsa. Trani e Raij (1997) apresentaram a faixa de teores de macronutrientes adequados em hortaliças. Para a salsa as quantidades adequadas dos nutrientes, tais como N, P e K são de 30 a 50 g kg⁻¹; 4 a 8 g kg⁻¹ e 25 a 40 g kg⁻¹, respectivamente.

Nota-se que, à medida que se acrescenta biochar ao substrato contendo poda de árvore como fonte de carbono, o teor de N decresce, devido ao biochar não fornecer N à mistura. No entanto, a salsa cultivada com maior concentração de substrato obtido a partir do capim-napier possivelmente não conseguiu absorver nitrogênio. Este fato pode estar relacionado ao efeito alelopático do capim-napier. Norhafizah, Ismail e Chuah (2012) afirmaram que os extratos obtidos a partir do capim-napier agem destruindo a clorofila. O nitrogênio é um dos elementos de maior importância na nutrição das plantas, pois é utilizado na síntese de compostos celulares, como a clorofila (ROCHA *et al.*, 2005). A morte das plantas produzidas em maiores concentrações de substrato com capim-napier pode estar relacionada, segundo Nascimento *et al.* (2012), ao suprimento deficiente de nitrogênio às plantas, pois esta falta de N pode comprometer a atividade fotossintética por afetar os teores de pigmentos cloroplastídicos.

Tabela 10 Nitrogênio, fósforo, potássio presentes na colheita da salsa graúda portuguesa produzida nos substratos orgânicos

Biochar	Substrato	Nitrogênio	Fósforo	Potássio
		-----g kg ⁻¹ -----		
60%	B40	22,89 aB	2,11 aA	26,06 cA
	S40	21,73 aB	2,07 aB	28,31 cA
	P40	15,21 bB	2,29 aB	28,98 cB
	N40	23,32 aB	1,12 bB	47,88 aA
	A40	26,18 aA	1,64 bA	36,40 bB
45%	B55	32,38 aA	2,60 aA	30,35 bA
	S55	21,31 bB	1,99 aB	29,24 bA
	P55	25,43 bA	1,68 aB	48,25 aA
	N55	30,41 aA	1,88 aA	45,10 aA
	A55	31,14 aA	1,64 aA	36,18 bB
30%	B70	34,40 aA	2,84 aA	27,03 bA
	S70	29,81 aA	2,33 aB	26,76 bA
	P70	26,85 aA	2,25 aB	45,97 aA
	N70	9,17 bC	1,00 bB	6,80 cB
	A70	31,18 aA	1,75 bA	45,19 aA
15%	B85	35,48 aA	2,23 bA	34,25 bA
	S85	28,57 aA	2,38 bB	26,11 cA
	P85	30,76 aA	2,95 aA	26,35 cB
	N85	0,00 bD	0,00 cC	0,00 dB
	A85	29,82 aA	1,75 bA	45,19 aA
0%	B100	33,82 aA	3,03 aA	25,28 bA
	S100	35,37 aA	3,28 aA	29,89 bA
	P100	30,03 aA	3,03 aA	28,98 bB
	N100	0,00 bD	0,00 cC	0,00 cB
	A100	29,82 aA	1,75 bA	45,19 aA

Notas: Letras minúsculas (fonte de carbono com mesma proporção de biochar) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

Letras maiúsculas (proporções de biochar entre os tratamentos) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

S: fonte de carbono serragem, B: bagaço de cana, P: poda de árvores, A: algodão; N: capim-napier.

De modo geral, os teores de fósforo na parte aérea da salsa apresentaram-se abaixo do indicado por Trani e Raji (1997) (4 a 8 g kg⁻¹), em todos os tratamentos. Os teores que mais se aproximaram do indicado foram obtidos nas concentrações de 100% de substratos de bagaço de cana, serragem e poda de árvore. No entanto, a salsa produzida no substrato obtido com resíduos de desfibrilação de algodão encontra-se muito abaixo do indicado. O fósforo desempenha função chave na fotossíntese, metabolismo de açúcares, armazenamento e transferência de energia, divisão e alongamento celular.

No início do desenvolvimento das plantas, as quantidades exigidas de fósforo são menores, aumentando com o tempo. Sob deficiência de fósforo, a taxa de crescimento de brotos é retardada (BARBOSA *et al.*, 2009). Dessa forma, sua deficiência causa menor desenvolvimento das plantas, seguido de clorose nas folhas mais velhas que, posteriormente, necrosam nas margens. As folhas mais novas enrolam-se e encurvam-se (MENDES; FARIA;

SILVA, 2010). A deficiência de fósforo na salsa conduzida no substrato com 100% de resíduos de desfibrilação de algodão pode ser visualizada na Figura 18.



Figura 18 Salsa graúda portuguesa cultivada no substrato com 100% de resíduo de desfibrilação de algodão com evidências de deficiência de fósforo.

Com relação ao nutriente potássio, todas as plantas cultivadas nas diferentes fontes de carbono como substratos e nas proporções de biochar apresentaram-se com valores acima do indicado por Trani e Raij (1997) (25 a 40 g kg⁻¹). Caunii *et al.* (2010) reportaram a importância do potássio nas folhas de salsa. Este mineral é, além de importante na síntese de carboidratos nas plantas, essencial à saúde humana.

Na Tabela 11 são apresentadas as análises de comparações de médias dos tratamentos, nas mesmas proporções de biochar e entre os tratamentos com diferentes proporções de biochar para os parâmetros que representam a atividade antioxidante na colheita da salsa.

Tabela 11 Fenólicos totais, flavonoides totais, porcentagem de sequestro de radical de DPPH (%SRL), capacidade antioxidante, antocianinas totais presentes na colheita da salsa graúda portuguesa produzida nos substratos orgânicos

Biochar	Substrato	Fenólicos totais (mg EAG g ⁻¹)	Flavonoides totais (mg EC g ⁻¹)	% SRL	Capacidade antioxidante (g eq.trolox g ⁻¹)	Antocianina total (mg Cianidina-3-O-glucosídeo g ⁻¹)
60%	B40	9,22 aA	20,44 bA	48,49 aA	17,08 aA	0,34 aA
	S40	7,39 aA	27,18 aA	34,73 bA	12,19 bA	0,34 aA
	P40	7,93 aA	24,48 aA	47,63 aA	17,57 aA	0,32 aB
	N40	3,74 bB	15,70 cA	32,90 bB	11,44 bB	0,34 aB
	A40	8,58 aA	8,43 dB	47,08 aA	13,27 bA	0,28 aB
45%	B55	6,95 aB	15,14 bB	38,61 cB	13,60 bA	0,26 bA
	S55	7,31 aA	20,97 aB	35,49 cA	12,49 bA	0,28 bB
	P55	6,96 aA	22,76 aA	50,65 bA	21,79 aA	0,20 bC
	N55	6,34 aA	13,64 bA	62,26 aA	20,52 aA	0,40 aB
	A55	8,53 aA	11,53 bA	42,78 cA	15,30 bA	0,37 aA
30%	B70	6,54 bB	16,84 cB	30,07 bC	16,32 aA	0,25 bA
	S70	5,30 bA	19,01 bB	26,14 bA	9,47 bA	0,40 aA
	P70	8,20 aA	23,50 aA	47,61 aA	17,17 aA	0,23 bC
	N70	2,12 bC	11,55 dA	34,62 bB	13,89 aB	0,48 aA
	A70	8,40 aA	13,85 dA	34,26 bA	13,86 aA	0,32 bB
15%	B85	6,24 aB	13,70 bB	28,77 bC	9,70 aB	0,32 bA
	S85	6,69 aA	19,75 aB	29,52 bA	14,64 aA	0,36 bA
	P85	7,23 aA	20,03 aB	41,48 aA	14,96 aB	0,45 aA
	N85	0,00 bD	0,00 cB	0,00 cC	0,00 bC	0,00 cC
	A85	5,19 aB	13,01 bA	37,21 aA	13,02 aA	0,26 bB
0%	B100	6,29 aB	15,88 bB	27,41 aC	9,34 aB	0,35 bA
	S100	6,69 aA	9,71 cC	34,81 aA	12,32 aA	0,22 cB
	P100	6,92 aA	24,27 aA	32,62 aB	11,17 aB	0,23 cC
	N100	0,00 bD	0,00 dB	0,00 bC	0,00 bC	0,00 dC
	A100	6,57 aB	13,68 bA	38,48 aA	13,94 aA	0,46 aA

Notas: Letras minúsculas (fonte de carbono com mesma proporção de biochar) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott.

Letras maiúsculas (proporções de biochar entre os tratamentos) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott.

S: fonte de carbono serragem; B: bagaço de cana; P: poda de árvores; A: algodão; N: capim-napier.

Para os parâmetros de atividade antioxidantes da salsa conduzida em diferentes substratos orgânicos, notam-se respostas com diferenças significativas. A capacidade antioxidante do tecido vegetal está associada tanto à atividade de enzimas, como ao conteúdo de compostos antioxidantes não enzimáticos, tais como os compostos fenólicos e as antocianinas (LEJA; MARECZEK; BEN, 2003; SAVARESE; MARCO; SACCHI, 2007; CAVAR; VIDIC; MAKSIMOVIC, 2012).

As plantas conduzidas no tratamento N70 apresentam-se com menor quantidade de fenólicos totais (2,12 mg AGE g⁻¹ MS), quando comparadas aos tratamentos N40 (3,74 mg AGE g⁻¹ MS) e N55 (6,34 mg AGE g⁻¹ MS). Visto que haja presença de substâncias fitotóxicas no substrato em que se utilizou o capim-napier como principal fonte de carbono,

sugere-se que tenha ocorrido uma inibição da produção de polifenóis pelas plantas, expondo a planta ao ataque de espécies oxidantes, prejudicando seu desenvolvimento. Segundo Olsson *et al.* (2006), as substâncias antioxidantes como os compostos fenólicos, são capazes de combater os radicais livres envolvidos nos processos degenerativos das células e, assim, fortalecer o sistema de defesa.

Fica evidente que, para o teor de flavonoides totais, também houve efeito negativo das substâncias fitotóxicas presentes no substrato em que se utilizou o capim-napier como principal fonte de carbono durante o processo. Outro fato observado diz respeito às plantas produzidas sob os substratos produzidos com o uso de resíduos de algodão como principal fonte de carbono, durante a compostagem, apresentarem conteúdo de flavonoides totais inferiores, por exemplo, aos substratos originados da poda de árvores em todas as proporções de biochar. O baixo conteúdo de compostos fenólicos, assim como de flavonoides totais, pode estar relacionado à deficiência de fósforo na salsa, ocasionando restrições na absorção química às plantas (SANTOS; GATIBONIL; KAMINSKIL, 2008). Sendo assim, as plantas conduzidas no substrato com resíduos de algodão, mostram-se com nutrição inadequada, logo, apresentam-se fracas para se desenvolverem.

A capacidade antioxidante foi avaliada utilizando-se o método do sequestro de radicais livres do DPPH. O ensaio DPPH foi efetuado para verificar se os substratos acrescidos de biochar poderiam traduzir aumento da capacidade antioxidante das plantas. A capacidade antioxidante teve aumento significativo ($p < 0,05$) no substrato originado da poda de árvores e bagaço de cana de açúcar triturado. À medida que se aumentaram as concentrações de biochar a capacidade antioxidante também aumenta. Os diferentes resultados na atividade antioxidante exercida pelas plantas, podem estar atrelado às condições nutricionais.

Na salsa conduzida com o substrato produzido à base de composto orgânico em que se utilizou o material resultante da poda de árvores urbanas como principal fonte de carbono, durante a compostagem, a capacidade antioxidante foi de 47,63; 47,61; 41,48 e 32,62% em P40, P70, P85 e P100, respectivamente, o que pode estar ligado à maior quantidade de fenólicos totais, pois, segundo Kumaran e Karunakaran (2007), os fenólicos têm a maior capacidade de reduzir e descolorir o radical DPPH devido à sua capacidade de doar hidrogênio.

Al-Mamary (2002), ao avaliarem a capacidade antioxidante de salsa comprada em mercados do Iêmen, constataram uma porcentagem de sequestro de DPPH de 48,82%, na mesma variedade estudada na presente pesquisa. No entanto, Kuzma, Druzynska e Obiedzinski (2014) avaliaram diferentes extratores, tais como acetona e metanol, e diferentes tempos de extração em salsa, constataram a atividade de inibição de DPPH de 97,22% por 30 minutos e 98,23% por 60 minutos no metanol 80%. Os autores concluíram que o melhor

extrator é o metanol. Dragovic-Uzelac *et al.* (2005) enfatizaram que a capacidade antioxidante de uma planta é influenciada por vários fatores, inclusive as condições de cultivo.

As antocianinas apresentam uma grande gama de efeitos biológicos, incluindo ações antioxidantes. Esses compostos fenólicos apresentam diversas funções de defesa para as plantas, não somente contra agentes do meio ambiente (luz, temperatura e umidade), mas para fatores internos incluindo nutrientes contribuindo para sua síntese (DEGÁSPARI; WASZCZYNSKYJ, 2004).

O maior conteúdo de antocianinas totais foi encontrado na salsa produzida em substrato com 100% de composto orgânico, produzido com a utilização de resíduos da desfibrilação de algodão como principal fonte de carbono (0,46 mg cianidina-3-O-glucosídeo g^{-1}). Esse fato pode ser relacionado às plantas apresentarem-se com deficiência em fósforo. Logo, as antocianinas totais foram produzidas em maior quantidade como forma de defesa da planta. O mesmo fato justifica os valores de antocianinas totais na salsa produzida nos substratos contendo 40 e 55% de composto orgânico em que se utilizou o capim-napier como principal fonte de carbono, durante a compostagem. Haja vista que o capim-napier produz substâncias fitotóxicas às plantas, as antocianinas são produzidas em maior quantidade como forma de defesa das plantas (NACZK; SHAHIDI, 2006).

Segundo Najla, Sanoubar e Murshed (2012), há evidências de que as antocianinas podem servir de indicador de estresse na salsa. O estresse hídrico aumentou a quantidade de antocianinas totais, em salsa cultivada com 10, 20 e 30% de água. Os autores encontraram valores de 0,008 mg equivalente cianidina-3-glucosídeo g^{-1} MF na salsa cultivada com 30% de água e 0,015 mg equi.cianidina-3-glucosídeo. g^{-1} MF na salsa cultivada em 10% de água. Ou seja, houve aumento de antocianinas totais quando se disponibilizou a menor quantidade de água à salsa.

Os valores apresentados por Najla, Sanoubar e Murshed (2012) estão expressos em matéria fresca, os valores obtidos no presente estudo são expressos em matéria seca. No entanto, os valores de antocianinas totais expressos em matéria fresca da salsa cultivada em substratos orgânicos (dados não apresentados) são superiores aos encontrados no estudo citado anteriormente. Os substratos orgânicos, segundo Santos *et al.* (2015), apresentam-se ricos em nutrientes, ao passo que, em quantidade demasiada, podem ser tóxicos para as plantas.

A correlação linear entre os valores de capacidade antioxidante (g Trolox equivalente g^{-1} MS) e a porcentagem de sequestro do radical DPPH (%SRL), entre antocianinas totais (mg equivalente cianidina-3-O-glucosídeo g^{-1}) e %SRL e entre capacidade antioxidante e antocianinas totais, estão representadas nas Figuras 19.A, B e C, respectivamente.

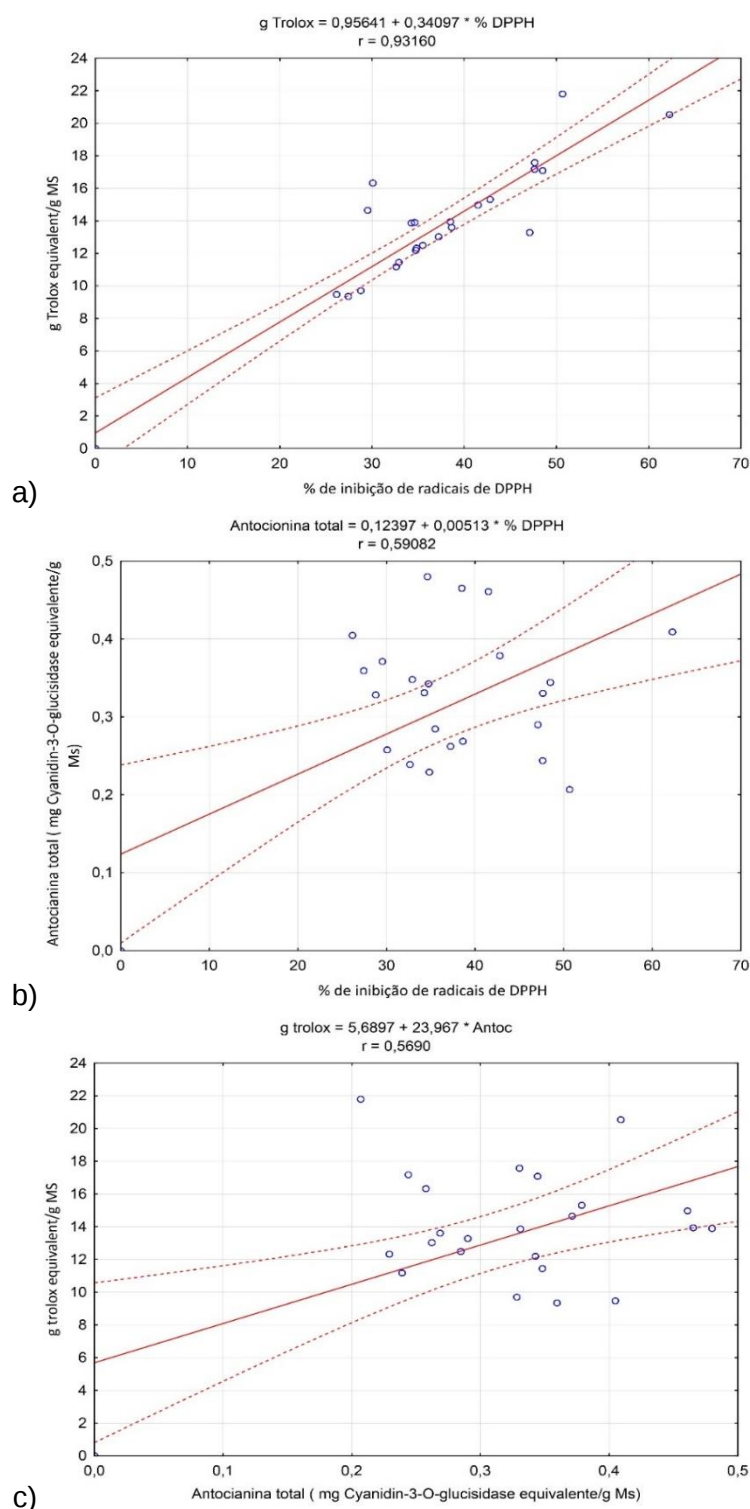


Figura 19 a) Correlação linear entre a capacidade antioxidante e a %SRL; b) antocianinas totais e a %SRL; c) capacidade antioxidante e a antocianinas totais em salsa graúda portuguesa cultivada em substrato orgânico com proporções de biochar.

A porcentagem de inibição do radical DPPH apresentou uma associação positiva e significativa, ao nível de 0,05% de significância ($r = 0,9316$), com a capacidade antioxidante da amostra. A correlação entre as antocianinas totais e a %SRL apresentou-se positiva e significativa com a concentração de antocianinas totais ($r = 0,5908$). A capacidade antioxidante, da mesma forma, apresentou-se com correlação positiva e significativa com a concentração de antocianinas totais ($r = 0,5690$).

A correlação entre a %SRL com a capacidade antioxidante da salsa foi alta, o que não poderia ser diferente, pois são análises complementares. Logo, indica que a %SRL contribui na atividade da capacidade antioxidante da salsa, mas as antocianinas totais têm pouca contribuição com a capacidade antioxidante e com a %SRL. No entanto, as antocianinas agem de forma significativa na atividade antioxidante na salsa.

A capacidade antioxidante da salsa pode ser atribuída a uma maior síntese de compostos fenólicos. No entanto, o radical DPPH tem interferência de cor com vários compostos, que poderiam levar à superestimação das atividades antioxidantes (HEIMLER *et al.*, 2012).

5.3 Flavonoides individuais

O método de CLAE utilizado neste estudo permitiu a separação de seis picos conhecidos de acordo com Luthria (2008) e Huber *et al.* (2007), conforme pode ser observado no cromatograma (Figura 20) da amostra da colheita de salsa cultivada no substrato P55.

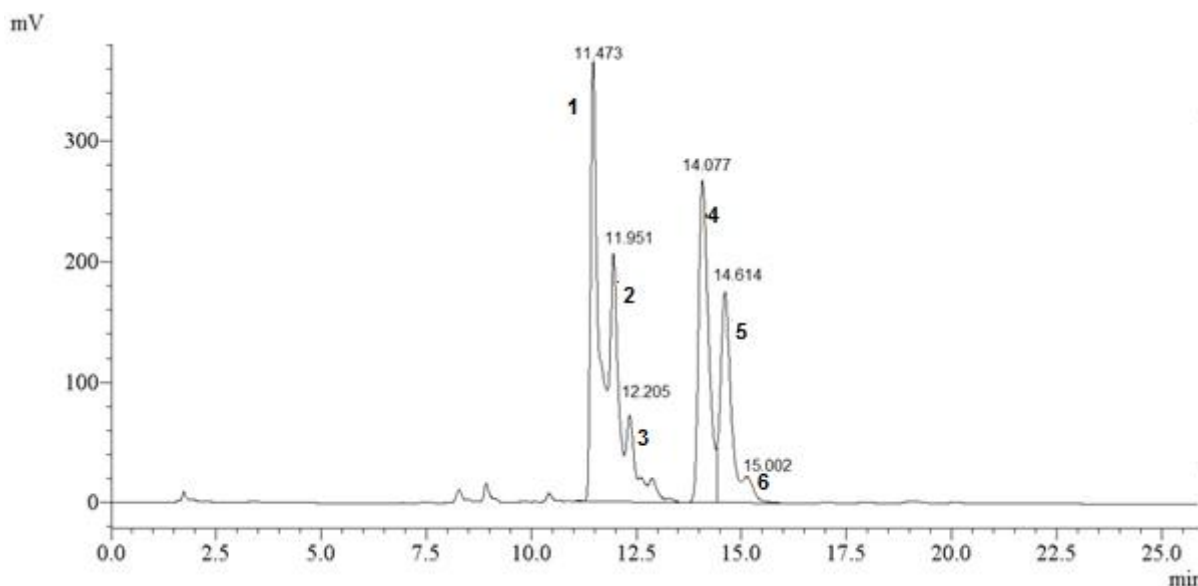


Figura 20 Cromatograma da identificação de picos de flavonoides individuais presentes em salsa conduzida em substratos orgânicos acrescidos de proporções de biochar.

Legenda: 1. Apigenina-7-apiosilglucosídeo (Apin), 2. Diosmetin-apiosilglucosídeo, 3. Diosmetin-apiosilglucosídeo isômero, 4. Apigenina-malonil-apiosilglucosídeo (Malonil-apin), 5. Diosmetin-malonil-apiosilglucosídeo, 6. Apigenina-malonil-glucosídeo.

Os flavonoides individuais (Apigenina-7-apiosilglucosídeo, diosmetin-apiosilglucosídeo e diosmetin-apiosilglucosídeo isômero) da salsa conduzida nos substratos orgânicos apresentaram-se com diferenças significativas, em relação às quantidades dos compostos, conforme pode ser observado na Tabela 12.

Tabela 12 Flavonoides individuais presentes na colheita da salsa graúda portuguesa produzida nos substratos orgânicos

(continua)

Biochar	Substrato	Apigenina-7- apiosylglucosídeo	Diosmetin- apiosilglucosídeo	Diosmetin- apiosilglucosídeo isômero
		-----mg equivalente apigenina g ⁻¹ MS-----		
60%	B40	18.693,80 aA	6.960,46 aA	1.750,48 bA
	S40	20.087,34 aB	6.165,50 bA	1.501,82 cB
	P40	12.959,63 bB	5.202,18 bB	7.353,71 aA
	N40	12.300,97 bA	4.879,66 bA	1.286,60 cA
	A40	23.342,72 aA	8.101,46 aA	2.152,71 bA
45%	B55	13.965,10 bB	6.966,44 aA	1.498,44 bA
	S55	25.217,38 aA	6.968,89 aA	2.353,37 aA
	P55	21.506,83 aA	7.520,16 aB	2.342,18 aB
	N55	15.579,86 bA	5.871,74 aA	1.278,68 bA
	A55	15.304,93 bA	5.619,07 aB	1.622,50 bB
30%	B70	13.829,05 bB	5.191,92 bB	1.479,12 bA
	S70	16.300,05 bB	5.395,98 bA	1.243,94 bB
	P70	24.350,44 aA	9.989,13 aA	2.467,49 aB
	N70	10.725,39 bA	4.437,03 bA	426,74 cB
	A70	15.046,18 bA	6.296,88 bB	1.413,56 bB

Tabela 12 Flavonoides individuais presentes na colheita da salsa graúda portuguesa produzida nos substratos orgânicos

(Continua)

15%	B85	12.960,35 bB	3.553,93 bB	1.160,25 bA
	S85	19.740,46 aB	6.616,76 aA	1.662,08 aB
	P85	21.229,41 aA	6.953,60 aB	1.986,57 aC
	N85	0,00 cB	0,00 cB	0,00 cB
	A85	13.297,07 bA	4.087,57 bB	1.097,30 bB
0%	B100	18.321,90 aA	4.832,23 aB	1.315,76 aA
	S100	17.675,92 aB	6.466,98 aB	1.654,40 aB
	P100	18.389,73 aA	6.184,47 aB	1.669,90 aC
	N100	0,00 bB	0,00 bB	0,00 bB
	A100	17.965,36 aA	5.381,51 aB	1.382,62 aB

Notas: ND: não detectado;

Letras minúsculas (fonte de carbono com mesma proporção de biochar) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

Letras maiúsculas (proporções de biochar entre os tratamentos) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

S: fonte de carbono serragem; B: bagaço de cana; P: poda de árvores; A: algodão; N: capim-napier.

Segundo Lechtenberg *et al.* (2007), a salsa é rica em apin (Apigenina-7-apiosilglucosídeo). Observa-se na Tabela 12 que o composto apin é o flavonoide que se apresenta em maior quantidade, em relação a todos os demais.

Os meios para as condições de crescimento das plantas são responsáveis por afetar o conteúdo dos flavonoides (KAISER; CARLE; KAMMERER, 2013). Por conseguinte, as comparações com a obtenção de flavonoides individuais com a literatura apresentam-se muito discrepantes.

Kaiser, Carle e Kammerer (2013), ao extraírem compostos de flavonoides individuais como o apin, obtiveram valores entre 21,8 a 36,01 mg.g⁻¹ MS. Ao passo que se obteve, em salsa produzida com substratos orgânicos, valores de apin entre 10.725,39 a 25.217,38 mg.g⁻¹ MS. Os substratos orgânicos são ricos em nutrientes provenientes da matéria orgânica. Dessa forma, as plantas cultivadas em sistema orgânico apresentam-se com desenvolvimento e nutrição, geralmente, superiores à adubação convencional (KARAAL; UGUR, 2014). Entretanto, há exceção, o substrato obtido pelo processo de compostagem em que se utilizou o capim-napier como fonte de carbono contém substâncias fitotóxicas às plantas.

Segundo Meyer *et al.* (2006) e Kaiser, Carle e Kammerer (2013), em relação ao apin, os demais flavonoides apresentam-se em menores quantidades em salsa. Para Luthria (2008) os flavonoides apin e malonil-apin, são os que estão disponíveis em maiores quantidades na salsa, nesta ordem. Fato não constatado no presente estudo, pois o composto malonil-apin apresenta-se em quantidades inferiores, em relação ao diosmetin-apiosilglucosídeo.

Os flavonoides individuais (Apigenina-malonil-apiosilglucosídeo, diosmetin-malonil-apiosilglucosídeo e apigenina-malonil-glucosídeo) da salsa conduzida nos substratos orgânicos apresentaram-se com diferenças significativas em relação às quantidades dos compostos, conforme pode ser observado na Tabela 13.

Tabela 13 Flavonoides individuais presentes na colheita da salsa graúda portuguesa produzidas nos substratos orgânicos

Biochar	Substrato	Apigenina-malonil-apiosilglucosídeo	Diosmetin-malonil-apiosilglucosídeo	Apigenina-malonil-glucosídeo
		-----mg equivalente apigenina g ⁻¹ MS-----		
60%	B40	3.513,12 bA	2.155,31 bA	159,55 dA
	S40	2.961,78 bB	1.370,52 cB	441,46 cA
	P40	5.153,97 aA	5.258,45 aA	1.454,36 aA
	N40	824,94 dA	401,44 dA	0,00 eA
	A40	2.140,06 cB	1.580,01 cC	645,22 bA
45%	B55	1.214,72 cB	791,76 cB	ND
	S55	3.534,58 bA	1.691,06 bB	266,60 bB
	P55	5.399,57 aA	3.445,59 aA	476,91 aB
	N55	631,85 cA	791,01 cA	0,00 cA
	A55	4.561,85 aA	3.063,41 aA	200,87 bB
30%	B70	4.013,29 aA	2.635,36 aA	150,52 bA
	S70	2.025,70 bB	1.201,91 bB	ND
	P70	3.963,30 aB	2.349,61 aC	432,55 aB
	N70	72,18 cA	5,30 cA	0,00 cA
	A70	3.836,72 aA	2.178,54 aB	221,17 bA
15%	B85	4.624,25 aA	2.447,21 bA	142,74 bA
	S85	2.995,29 bB	1.428,50 cB	ND
	P85	5.225,35 aA	3.096,13 aA	365,30 aB
	N85	0,00 cA	0,00 cA	0,00 bA
	A85	2.391,11 bB	1.023,56 bC	ND
0%	B100	1.359,40 bB	698,49 bB	ND
	S100	4.420,64 aA	2.296,28 aA	ND
	P100	3.768,00 aB	2.357,53 aC	125,22 aC
	N100	0,00 cA	0,00 cA	0,00 bA
	A100	1.688,01 bB	1.187,29 bC	ND

Notas: ND: não detectado;

Letras minúsculas (fonte de carbono com mesma proporção de biochar) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

Letras maiúsculas (proporções de biochar entre os tratamentos) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

S: fonte de carbono serragem, b: Bagaço de cana, P: poda de árvores, A: algodão, N: capim-napier.

A salsa cultivada nos substratos obtidos no material resultante da poda de árvores urbanas como fonte de carbono apresenta maiores quantidades de malonil-apiosil (Apigenina-malonil-apiosilglucosídeo) e de diosmetin-apiosilglucosídeo isômero. A ACP selecionou estes dois flavonoides individuais no CP2, correlacionados de maneira positiva. Dessa forma, a salsa cultivada nos substratos posicionados no quadrante superior esquerdo do gráfico biplot

apresentou maiores concentrações de malonil-apiosil e diosmetin-apiosilglucosídeo isômero (Figura 8).

A importância na saúde humana do flavonoide diosmetin está relacionada ao combate de células cancerígenas (FARZAEI *et al.*, 2013). Com relação ao composto apigenina-malonil-glucosídeo, a salsa cultivada no substrato obtido pelo processo de compostagem, em que se utilizou o material resultante da poda de árvores como fonte de carbono, apresenta-se, aparentemente, em maior quantidade quando comparada aos demais tratamentos. À medida que se acrescentou biochar o conteúdo deste composto aumentou. Segundo Hostetler, Riedl e Schwartz (2012) e Boldizsár, Fuzfaib e Molnár-Perlb (2013), o malonil pode ser convertido pelas estereases endógenas em apin, que é o composto mais importante presente na salsa.

5.4 Comparação entre a colheita e a rebrota

Após a colheita, a salsa foi cultivada nas mesmas condições para poder avaliar a rebrota em relação à nutrição, ou seja, verificar a capacidade de os substratos orgânicos continuarem a disponibilizar nutrientes ou a capacidade de mineralizar os nutrientes com o tempo para as plantas.

A rebrota foi avaliada após 30 dias da colheita. Os resultados obtidos dos parâmetros de qualidade nutricional e antioxidantes da salsa podem ser observados nas tabelas 14 e 15 e, para flavonoides individuais, nas tabelas 15 e 17.

Compararam-se as quantidades de nutrientes e a função antioxidante entre a colheita e a rebrota, os resultados estão demonstrados com marcações nas tabelas 14, 15, 16 e 17. As marcações, tais como (°) seguido do valor do item avaliado indica que não houve diferença entre a colheita e a rebrota; (*) seguido do valor do item avaliado indicam que o conteúdo de determinado elemento diminuiu; (**) indicam que o conteúdo de determinado item aumentou na rebrota, de acordo com o teste t pareado.

Tabela 14 Nitrogênio, fósforo, potássio presentes na rebrota da salsa graúda portuguesa produzidas nos substratos orgânicos

Biochar	Substratos	Nitrogênio	Fósforo	Potássio
		-----g kg ⁻¹ MS-----		
60%	B40	16,71 aB*	3,22 ab-	22,74 bA-
	S40	19,24 aB*	3,72 aA**	28,11 bA*
	P40	21,49 aB**	3,69 aA-	30,84 bA**
	N40	23,32 aA-	4,63 aA-	45,34 aA-
	A40	25,53 aB*	3,75 aB-	33,96 bB-
45%	B55	19,63 bB-	3,11 bB**	30,41 bA**
	S55	18,07 bB*	2,90 bA**	25,32 bA-
	P55	25,12 ab*	4,53 aA-	30,99 bA-
	N55	30,41 aA-	4,71 aA-	41,24 aA-
	A55	28,33 aB*	3,97 aB-	26,75 bB -
30%	B70	24,95 bA*	2,94 bB**	27,44 aA**
	S70	18,86 cB-	3,15 bA**	29,53 aA**
	P70	34,07 aA**	4,05 aA-	34,02 aA*
	N70	8,10 dB*	1,30 cB**	12,76 bB-
	A70	36,38 aA-	4,59 aA-	28,79 aB -
15%	B85	28,09 aB*	3,21 bB-	33,86 bA*
	S85	20,85 bB-	3,41 bA-	28,77 bA**
	P85	36,89 aA-	3,80 bA-	35,81 bA-
	N85	0,00 cC-	0,00 cC-	0,00 cC-
	A85	36,38 aA-	4,92 aA-	47,18 aA-
0%	B100	21,18 bB-	4,26 aA**	28,58 bA**
	S100	31,09 aA*	3,12 bA-	30,87 bA**
	P100	36,35 aA**	4,74 aA-	37,26 aA**
	N100	0,00 cC-	0,00 cC-	0,00 cC-
	A100	36,38 aA-	5,06 aA-	40,90 aA-

Notas: Letras minúsculas (fonte de carbono com mesma proporção de biochar) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

Letras maiúsculas (proporções de biochar entre os tratamentos) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

(-) seguido do valor do item avaliado indica que não houve diferença entre a colheita e a rebrota; (*) seguido do valor do item avaliado indicam que o conteúdo de determinado elemento diminuiu; (**) indica que o conteúdo de determinado item aumentou na rebrota, de acordo com o teste t pareado.

Tabela 15 Fenólicos totais, flavonoides totais, porcentagem de sequestro de radical de DPPH (%SRL), capacidade antioxidante, antocianinas totais presentes na rebrota da salsa graúda portuguesa produzidas nos substratos orgânicos

Biochar	Substrato	Fenólicos totais (mg AGE g ⁻¹)	Flavonoides totais (mg CE g ⁻¹)	%SRL	Capacidade antioxidante (g trolox equivalente g ⁻¹)	Antocianina total (mg Cianidina-3-O-glucosídeo equi g ⁻¹)
60%	B40	6,37 bA*	22,38 bA**	19,93 cB-	6,19 cB-	0,32 bB*
	S40	7,56 bA**	26,70 aA*	30,19 bA*	10,42 bA*	0,39 bA**
	P40	10,02 aB**	17,64 cB*	36,77 aB-	12,82 bB-	0,35 bA**
	N40	5,32 bA**	20,88 bA**	18,00 cA-	15,85 aA-	0,47 aA-
	A40	7,12 bA-	15,97 cA**	19,25 cB-	5,94 cB*	0,41 aA**
45%	B55	6,06 bA*	15,15 bB**	20,35 bB-	6,35 bB-	0,32 bB**
	S55	6,85 bA*	23,24 aA**	24,58 bA-	7,19 bA-	0,35 bA-
	P55	13,55 aA**	22,80 aA**	35,67 aB*	12,40 aB*	0,32 bA-
	N55	4,47 cA-	21,97 aA-	15,19 cA-	15,19 aA-	0,56 aA**
	A55	7,84 bA*	15,23 bA**	22,07 bB-	5,90 aB*	0,36 bB*
30%	B70	6,05 bA*	17,09 bB**	22,60 bB*	7,41 bB*	0,33 bB**
	S70	6,29 bA**	23,78 aA**	26,42 bA**	7,75 bA-	0,31 bA*
	P70	8,27 aB-	20,10 aA-	37,31 aB*	13,20 aB*	0,29 bA**
	N70	0,07 cB-	0,16 cB-	1,39 dB-	1,39 cB*	0,00 cB-
	A70	5,68 bB*	13,58 bA*	15,48 cB-	4,46 cB*	0,41 aB-
15%	B85	6,44 bA**	16,40 aB**	35,87 aA**	12,62 aA**	0,40 aA-
	S85	6,18 bA*	18,02 aB*	25,83 bA*	8,55 bA-	0,31 bA*
	P85	9,64 aB**	19,49 aA*	39,15 aB*	15,21 aB**	0,28 bA*
	N85	0,00 cB-	0,00 bB-	0,00 dB-	0,00 dB-	0,00 cB-
	A85	5,68 bB**	13,91 aA**	16,61 cB-	4,88 cB*	0,41 aB-
0%	B100	5,76 bA*	16,87 bB**	29,85 bA**	10,37 bA**	0,45 bA**
	S100	6,66 bA-	26,95 aA**	22,28 cA-	7,16 cA*	0,31 cA**
	P100	8,27 aB-	15,57 bB-	51,49 aA-	18,55 aA-	0,11 dB-
	N100	0,00 bB-	0,00 cB-	0,00 dB-	0,00 dB-	0,00 eB-
	A100	3,29 cC*	13,77 bA**	33,68 bA-	11,97 bA-	0,95 aA-

Notas: Letras minúsculas (fonte de carbono com mesma proporção de biochar) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

Letras maiúsculas (proporções de biochar entre os tratamentos) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

(-) seguido do valor do item avaliado indica que não houve diferença entre a colheita e a rebrota; (*) seguido do valor do item avaliado indicam que o conteúdo de determinado elemento diminuiu; (**) indica que o conteúdo de determinado item aumentou na rebrota, de acordo com o teste t pareado.

Tabela 16 Flavonoides individuais presentes na rebrota da salsa graúda portuguesa produzidas nos substratos orgânicos

Biochar	Substrato	Apigenina-7- apiosilglucosídeo	Diosmetin- apiosilglucosídeo	Diometin- apiosilglucosídeo isômero
		-----mg equivalente apigenina g ⁻¹ MS-----		
B60	B40	9.815,17 bA*	5.102,46 bA*	1.623,92 bA**
	S40	12.438,42 bA-	4.390,75 bA*	1.640,97 bA**
	P40	21.071,22 aB-	9.056,74 aA-	2.677,54 aA-
	N40	10.493,07 bB-	4.330,34 bA*	1.359,42 bA**
	A40	11.499,45 bA-	4.569,45 Ba*	1.464,71 bA*
B45	B55	9.526,37 bA-	4.375,39 cA*	1.531,70 bA**
	S55	12.667,27 bA-	5.163,49 cA*	1.367,18 bA-
	P55	25.961,54 aA**	11.176,23 aA**	3.140,45 aA**
	N55	16.315,39 bA-	7.599,21 bA-	1.546,88 bA**
	A55	11.055,69 bA*	6.233,79 bA**	1.359,64 bA-
B30	B70	11.140,49 aA*	4.088,23 aA*	1.325,88 aA*
	S70	11.487,39 aA*	5.625,15 aA**	1.531,34 aA**
	P70	12.628,64 aD-	6.239,62 aB*	1.407,04 aC**
	N70	1.776,58 bC-	54,16 bC-	765,94 aB**
	A70	10.672,85 bA-	4.691,93 aA*	999,71 aA*
B15	B85	12.118,35 bA*	4.181,56 bA**	1.357,83 bA**
	S85	12.198,95 bA*	5.098,67 bA*	1.293,79 bA*
	P85	17.516,46 aC*	9.129,52 aA**	2.212,23 aB**
	N85	0,00 cC-	0,00 cC-	0,00 dC-
	A85	11.232,42 bA*	4.146,04 bA**	863,93 cA*
B0	B100	12.709,86 aA*	5.168,22 bA**	1.287,21 aA*
	S100	12.494,24 aA-	5.984,80 bA*	1.411,55 aA-
	P100	12.595,44 aD-	7.607,95 aB**	1.685,93 aC**
	N100	0,00 bC-	0,00 cC-	0,00 bC-
	A100	13.461,78 aA*	4.371,27 bA*	1.571,02 aA**

Notas: Letras minúsculas (fonte de carbono com mesma proporção de biochar) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

Letras maiúsculas (proporções de biochar entre os tratamentos) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

(-) seguido do valor do item avaliado indica que não houve diferença entre a colheita e a rebrota; (*) seguido do valor do item avaliado indicam que o conteúdo de determinado elemento diminuiu; (**) indica que o conteúdo de determinado item aumentou na rebrota, de acordo com o teste t pareado.

Tabela 17 Flavonoides individuais presentes na rebrota da salsa graúda portuguesa produzidas nos substratos orgânicos

Biochar	Substrato	Apigenina-malonil- apiosilglucosídeo	Diosmetin-malonil- apiosilglucosídeo	Apigenina-malonil- glucosídeo
		-----mg equivalente apigenina g ⁻¹ MS-----		
B60	B40	8.536,44 bA-	5.253,05 bA-	573,15 bA-
	S40	8.591,46 bA-	5.167,72 bA-	521,67 bA**
	P40	11.429,47 aA-	6.912,84 aA**	1.082,43 aA*
	N40	2.060,88 cA-	2.671,29 cA-	196,94 cA-
	A40	8.132,93 bA-	4.505,07 bA-	443,67 bA-
B45	B55	7.075,37 bA-	5.095,69 aA-	693,36 aA-
	S55	7.632,37 bA-	4.255,20 aB-	383,17 cA**
	P55	13.064,02 aA-	3.835,18 bB**	480,43 bB**
	N55	3.379,02 cA**	3.398,48 bA-	287,91 cA-
	A55	4.608,85 cB**	2.616,17 bC*	137,83 dB*
B30	B70	5.771,16 aB-	2.923,29 bC-	171,87 bC**
	S70	6.054,76 bB-	4.009,61 aB-	328,28 aB-
	P70	5.455,07 bC**	2.012,67 bC*	138,47 bC*
	N70	869,73 bC**	563,91 cB**	34,42 bB-
	A70	5.476,14 bB**	2.572,53 bC**	137,52 bB*
B15	B85	4.779,17 aB**	2.099,76 bC*	57,37 cC-
	S85	5.507,63 aB**	2.940,13 aC**	246,09 bB-
	P85	7.203,24 aB**	3.692,84 aB**	447,20 aB**
	N85	0,00 cC-	0,00 dC-	0,00 cB-
	A85	2.603,07 bC-	1.522,27 cD**	337,52 bA-
B0	B100	7.207,55 aA-	3.998,12 aB-	342,63 aB-
	S100	6.899,31 aB-	3.104,89 aC-	197,48 bB-
	P100	4.787,90 bC**	4.094,93 aB-	435,45 aB**
	N100	0,00 cC-	0,00 bC-	0,00 cB-
	A100	6.806,05 aA**	3.434,94 aB-	0,00 cB-

Notas: Letras minúsculas (fonte de carbono com mesma proporção de biochar) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

Letras maiúsculas (proporções de biochar entre os tratamentos) iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de significância segundo o teste Scott-Knott;

(-) seguido do valor do item avaliado indica que não houve diferença entre a colheita e a rebrota; (*) seguido do valor do item avaliado indicam que o conteúdo de determinado elemento diminuiu; (**) indica que o conteúdo de determinado item aumentou na rebrota, de acordo com o teste t pareado.

Na avaliação da rebrota, o fósforo apresentou-se com aumento significativo em relação à colheita. Este fato pode estar relacionado com a mineralização do fósforo no substrato ao longo do tempo. Sendo assim, a planta conseguiu absorver maior quantidade de fósforo, pois a planta necessita de maiores teores do fósforo ao atingir a maturação. Segundo Malavolta (1989), a importância do fósforo na planta também está relacionada ao crescimento das raízes, além de apressar a maturação, estimular o florescimento e ajudar na formação das sementes.

O conteúdo de flavonoides totais aumentou na rebrota para a salsa cultivada no substrato à base de bagaço de cana de açúcar. Segundo Tita, Paiva e Frollini (2002), a lignina

no bagaço de cana de açúcar contém maior proporção de anéis aromáticos do tipo *p*-hidroxifenila. Esse fato pode contribuir para o aumento de flavonoides totais em salsa produzida com substratos obtidos pela compostagem de resíduos agroindustriais em que foi utilizado o bagaço de cana como a principal fonte de carbono, pois a mineralização em substratos orgânicos ocorre ao longo do tempo.

A capacidade antioxidante da salsa cultivada em substrato em que se utilizaram os resíduos da desfibrilação de algodão, como fonte de carbono durante a compostagem, diminuiu na rebrota, em relação à colheita, para todas as proporções de biochar acrescidas. Este fato pode estar relacionado ao de a planta possuir poucos mecanismos de defesa, em relação ao meio (LOPES *et al.*, 2007). A nutrição das plantas no substrato em que se utilizaram os resíduos da desfibrilação de algodão, como principal fonte de carbono, durante a compostagem, não foi adequada na colheita e na rebrota. Observou-se que, na rebrota, a salsa, mesmo com a lavagem do substrato pelas irrigações, ainda, não apresentou o desenvolvimento adequado das plantas.

6 CONCLUSÃO

Diante dos resultados obtidos no presente estudo, pode-se concluir que:

- O uso de substrato orgânico originado do processo de compostagem de resíduos agroindustriais em que se utilizou capim-napier triturado como principal fonte de carbono não favorece a produção de salsa graúda portuguesa com boas características nutricionais, pois o capim-napier possui substâncias alelopáticas que agem negativamente sobre a salsa.
- A adição de biochar associado ao composto orgânico proveniente da compostagem de resíduos agroindustriais em que se utilizou material resultante da poda de árvores urbanas como principal fonte de carbono favorece o teor de flavonoides de diosmetin-apiosilglucosídeo isômero e apigenina-malonil-glucosídeo em salsa graúda portuguesa.
- A CE é o fator que mais limita a produção de massa de salsa graúda portuguesa e a adição de biochar pode minimizar este efeito.
- O maior grau de humificação, determinado pelo índice H_{FIL} , dos substratos orgânicos originados do processo de compostagem de resíduos agroindustriais em que se utilizou serragem como principal fonte de carbono, reflete na maior produtividade de salsa.

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados obtidos permitem, ainda:

- Sugerir a avaliação de óleos essenciais presentes na salsa, pois com a adubação orgânica em alguns estudos ocorreu a maximização da produção de óleos em plantas.
- Sugerir a avaliação de vitamina C, pois a salsa possui alto valor de vitamina C.

REFERÊNCIAS

- AGRAWAL, R.; GUPTA, S.; GUPTA, N. K.; KHANDELWAL, S. K.; BHARGAVA, R. Effect of sodium chloride on gas exchange, antioxidative defense mechanism and ion accumulation in different cultivars of Indian jujube (*Ziziphus mauritiana* L.). **Photosynthetica**, v. 51, p. 95-101, 2013.
- AHMAD, S.; MOHD, A.; ANSARI, S. H. Volate oil composition and antimicrobial activity of *Curcuma oligathia* var. Lutea rhizomes. **International Journal of Research in Ayurveda and Pharmacy**, v. 3, p. 742-745, 2012.
- ALAM, M. N.; BRISTI, N. J.; RAFIQUZZAMAN, M. Review on in vivo and in vitro methods evaluation of antioxidant activity. **Saudi Pharmaceutical Journal**, v. 21, p. 143-152, 2013.
- AL-DARAJI, H. J.; AL-MASHADANI, H. A.; MIRZA, H. A.; AL-HASSANI, A. S.; AL-HAYANI, W. K. The effect os utilization of parsley (*Petroselinum crispum*) in local Iraqi gesse diets on blood biochemistry. **Journal of American Science**, v. 8, p. 427-432, 2012.
- AL-MAMARY, M. A. Antioxidant activity of commonly consumed vegetables in yemen. **Malaysian Journal of Nutrition**, v. 8, p. 179-189, 2002.
- AMIR, S.; JOURAIPHY, A.; MEDDICH, A.; GHAROUS, M.; WINTERTON, P.; HALIDI, MOHAMED. Structural study of humic acids during composting of activated sludge-green waste: elemental analysis, FTIR and ^{13}C NMR. **Journal of Hazardous Materials**, v. 177, p. 524-529, 2010.
- AMIRA, E. A.; BEHIJA, S. E.; BELIGH, M.; LAMIA, L.; MANEL, I.; MOHAMED, H.; LOTFI, A. Effects of the ripening stage on phenolic profile, phytochemical composition and antioxidant activity of date palm fruit. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 7, p. 896-902, 2012.
- ANOWER, M. R.; MOTTB, I. W.; PEEL, M. D., WU, Y. Characterization of physiological responses of two alfalfa half-sib families with improved salt tolerance. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 71, p. 103-111, 2013.
- ANTUNES, R. M. **Substâncias húmicas originadas de resíduos sólidos agroindustriais compostados**. 2005. 65 f. Dissertação (Mestrado em Ciência do solo) - Universidade Federal de Pelotas, Pelotas. 2005.
- ARAÚJO NETO, S. E.; AZEVEDO, J. M. A.; GALVÃO, R. O.; OLIVEIRA, E. B. L.; FERREIRA, R. L. F. Produção de muda orgânica de pimentão com diferentes substratos. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 39, p. 1408-1413, 2009.
- ARNAO, M. B. Some methodological problems in the determination of antioxidant activity using chromogen radicals: a practical case. **Trends in Food Science and Technology**, v. 11, p. 419-421, 2000.
- ASLI, S.; NEUMAN, P. M. Rhizospherehumic acid interacts with root cell walls to reduce hydraulic conductivity and plant development. **Plant Soil**, Dordrecht, v. 336, p. 313-322, 2010.

BADDI, G.A.; ALBURQUERQUE, J.A.; ALVEZ, J.G.; CEGARRA, J.; HALIDI, M. Chemical and spectroscopic analyses of organic matter transformations during composting of olive mill wastes. *International Biodeterioration & Biodegradation*, v. 54, p. 39 – 44, 2004.

BADHAN, A. K.; CHADHA, B. S.; KAUR, J.; SAINI, H. S.; BHAT, M. K. Production of multiple xylanolytic and cellulolytic enzymes by thermophilic fungus *Myceliophthora* sp. IMI 387099. *Bioresource Technology*, v. 98, p. 504-510, 2007.

BALDOTTO, M.A.; CANELLAS, L.P.; CANELA, M.C.; SIMÕES, M.L.; MARTIN-NETO, L.; FONTES, M.P.F.; VELLOSO, A.C.X. propriedades redox e grupos funcionais de ácidos húmicos isolados de adubos orgânicos. *Revista Brasileira de Ciências do Solo*, Viçosa, v. 31, p. 465-475, 2007.

BALDOTTO, M.A.; MUNIZ, R.C.; BALDOTTO, L.E.B.; DOBBSS, L.B. Root Growth of *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh. treated with humic acids isolated from typical soils of Rio de Janeiro State, Brazil. *Revista Ceres*, Viçosa, v. 58, n.4, p. 504-511, 2011.

BARBOSA, J. G.; BARBOSA, M. S.; MUNIZ, M. A.; GROSSI, J. A. S. Nutrição mineral e adubação de plantas ornamentais. *Revista Informe Agropecuário*, Belo Horizonte, v. 30, p. 67-73, 2009.

BARBOSA, L. C. A. **Espectroscopia no infravermelho na caracterização de compostos orgânicos**. Viçosa: Ed. UFV, 2008. 189 p.

BENITES, V. M.; MADARI, B.; MACHADO, P. L. O. A. **Extração e fracionamento quantitativo de substâncias húmicas do solo: um procedimento simplificado de baixo custo**. Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2003. 7 p. (Comunicado técnico 16).

BERNAL, M. P. ; PAREDES, C.; SÁNCHEZ-MONEDERO, M. A.; CEGARRA, J. Maturity and stability parameters of composts prepared with range of organic wastes. *Bioresource Technology*, v. 63, p. 91-99, 1998.

BERNARDI, F. H. **Materiais lignocelulósicos na compostagem de resíduos da agroindústria do frango de corte**. 2015. 60f. Tese (Doutorado em Engenharia Agrícola) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Centro de Ciências Exatas e Tecnológicas, Cascavel, 2015.

BOLDIZSÁR, I.; FUZFAIB, Z.; MOLNÁR-PERLB, I. Characterization of the endogenous enzymatic hydrolyses of *Petroselinum crispum* glycosides: Determined by chromatography upon their sugar and flavonoid products. *Journal of Chromatography A*, v. 1293, p. 100-106, 2013.

BOWMAN, D. C.; CRAMER, G. R.; DEVITT, D. A. Effect of salinity and nitrogen status on nitrogen uptake by tall fescue turf. *Journal of Plant Nutrition*, v. 29, p. 1481–1490, 2006.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA. Secretaria de Defesa Agropecuária. Instrução Normativa Nº 17, de 21 de maio de 2007. Aprova os Métodos Analíticos Oficiais para Análise de Substratos e Condicionadores de Solos, na forma do Anexo à presente Instrução Normativa. Diário Oficial da República Federativa do Brasil, Brasília, DF, 24 maio 2007. Seção 1, p. 8.

BRIGHENTI, C. R. G.; REIS, E. L.; REIS, C. Características físico-químicas de ácidos húmicos em diferentes etapas da vermicompostagem. *Eclética Química*, Araraquara, v. 35, p. 69-82, 2010.

BROUILLARD, R.; WIGAND, M. C.; DANGLES, O.; CHEMINAT. pH and solvent effects on the copigmentation reaction of malvin with polyphenols, purine and pyrimidine derivatives. **Journal Chemical Society Perkin Trans.** v. 2, p. 1235-1241, 1991.

CALDEIRA, M. V. W.; WENDLING, I.; PENCHEL, R. M.; GONÇALVES, E. O.; KRATZ, D.; TRAZZI, P. A. Propriedades de substratos para produção de mudas florestais. In: CALDEIRA, M. V. W.; GARCIA, G. O.; GONÇALVES, E. O.; ARANTES, M. D. C.; FIEDLER, N. C. (Eds.) **Contexto e perspectivas da área florestal no Brasil**. Visconde do Rio Branco: Suprema, 2011. v. 1, p. 142-160.

CANELLAS, L.P.; TEIXEIRA JUNIOR, L.R.L; DOBBSS, L.B.; SILVA, C.A.; MEDICI, L.O.; ZANDONARDI, D.B.; FAÇANHA, A.R. Humic acids crossinteractions with root and organic acids. **Annals of Applied Biology**, v.153, p.157-166, 2008.

CANELLAS, L. P.; GURIDI, I. P.; VELLOSO, A. C. X.; SANTOS, G. A. Extração, isolamento e análise de substâncias húmicas. In: CABELLAS, L. P.; SANTOS, G. A. **Humosfera**: tratado preliminar sobre a química das substâncias húmicas. Campos dos Gaoytacazes: L. P. Canellas; G. A. Santos, 200a. p. 13-33.

CANELLAS, L. P.; RUMJANEK, V. M. Espectroscopia na região do infravermelho. In: CABELLAS, L. P.; SANTOS, G. A. **Humosfera**: tratado preliminar sobre a química das substâncias húmicas. Campos dos Gaoytacazes: L. P. Canellas; G. A. Santos, 2005. p. 126-142.

CANELLAS, L. P.; SANTOS, G. A.; RUMJANEK, V. M. MORAES, A.A.; GURIDI, F. Distribuição da matéria orgânica e características de ácidos húmicos em solos com adições de resíduos de origem urbana. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 36, p. 1529-1538, 2001.

CARICASOLE, P.; PROVENZANO, M. R.; HATCHER, P. G.; SENESI, N. Chemical characteristics of dissolved organic matter during composting of different organic wastes assessed by ¹³C CPMAS NMR spectroscopy. **Bioresource Technology**, Kidlington, v. 101, p. 8232-8236, 2010.

CARMO, A.I.; ANTONINO, A.C.D.; MARTINS, J.M.F.; SILVA, V. L.; MOREL, M.C.; GAUDET, J.P. Lixiviação de naftaleno em solos urbanos da região metropolitana do recife, PE. **Revista Brasileira de Ciências do solo**, Viçosa, v. 37, p. 1415-1422, 2013.

CARMO, G. A.; OLIVEIRA, F. R. A.; MEDEIROS, J. F.; OLIVEIRA, F. A.; CAMPOS, M. S.; FREITAS, D. C. Teores foliares, acúmulo e partição de macronutrientes na cultura da abóbora irrigada com água salina. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 15, p. 512–518, 2011.

CASTILHOS, R. M. V.; DICK, D. P.; CASTILHOS, D. D.; MORSELLI, T. B. A. G.; COSTA, P. F. P.; CASAGRANDE, W. B. ROSA, C. M. Distribuição e caracterização de substâncias húmicas em vermicomposto de origem animal e vegetal. **Revista Brasileira de ciências do Solo**, Viçosa, v. 32; p. 2660-2675, 2008.

CAUNII, A.; CUCIUREANU, R.; ZAKAR, A.M.; TONEA, E.; GIUCHICI, C. Chemical composition of common leafy vegetables. **Studia Universitatis**, v. 20, p. 45-48, 2010.

CAVAR, S.; VIDIC, D.; MAKSIMOVIC, M. "Volatile constituents, phenolic compounds, and antioxidant activity of *Calamintha glandulosa* (Req.) Benth". **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 93, p. 1758-1764, 2012.

CHAMBERLAIN, K.; KHAN, Z.R.; PICKETT, J.A.; TOSHOVA, T.; WADHAMS, J. Diel periodicity in the production of green leaf volatiles by wild and cultivated host plants of stemborer moths, *Chilo partellus* and *Busseola fusca*. **Journal of Chemical Ecology**, v. 32, p. 565–577, 2006.

CORDEIRO, F.C.; FERNANDES, M.S.; SOUZA, S.R. Influência dos ácidos húmicos no metabolismo vegetal pode ser considerada uma resposta auxínica? **Revista Ciências da Vida**, Seropédica, v.30, n.2, p.111-131, 2010.

COSTA, M. S. S. M.; COSTA, L. A. M.; DECARLI, L. D.; PELÁ, A.; SILVA, C. J.; MATTER, U. F. OLIBONE, D. Compostagem de resíduos sólidos de frigorífico. **Revista Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 13, p. 100-107, 2009.

CROZIER, A.; JAGANATH, I. B.; CLIFFORD, M. N. Dietary phenolics: chemistry, bioavailability and effects on health. **Natural Product Reports**, v. 26, p. 1001-1043, 2009.

CUNHA, T. J. F.; BASSOI, L. H.; SIMÕES, M. L.; MARTIN-NETO, L., PETRERE, V. G.; RIBEIRO, P. R. A. Ácidos húmicos em solos fertirrigado no vale do São Francisco. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, Viçosa, v. 33, p. 1583-1592, 2009.

CUNHA. T. J. F.; CANELLAS, L. P. SANTOS, G. A.; RIBEIRO, L. P. Fracionamento da matéria orgânica humificada de solos brasileiros. In: CABELLAS, L. P.; SANTOS, G. A. **Humosfera: tratado preliminar sobre a química das substâncias húmicas**. Campos dos Goytacazes: L.P. Canellas, G. A. Santos, 2005. p. 54-80.

CUNHA-QUEDA, A. C. F.; VALLINI, G.; SOUSA, R. F. X. B.; DUARTE, E. C. N. F. A. Estudo da evolução de atividades enzimáticas durante a compostagem de resíduos provenientes de mercados horto-frutícolas. **Anais do Instituto Superior de Agronomia**, Lisboa - Portugal. v. 49, p. 193-208, 2003.

DEGÁSPARI, C. H.; WASZCZYNSKY, N. Propriedades antioxidantes de compostos fenólicos. **Visão Acadêmica**, Curitiba, v. 5, p. 33-40, 2004.

DENG, J.; CHENG, W.; YANG, G. A novel antioxidant activity index (AAU) for natural products using the DPPH assay. **Food Chemistry**, v. 125, p. 1430-1435, 2011.

DICK, D. P. ; GONÇALVES, C. N.; DALMOLIN, R. S. D.; KNICKER, H.; KLAMT, E.; KOGEL-KNABNER, I.; SIMÕES, M. L.; MARTIN-NETO, L. Characteristics of soil organic matter of diferente Brazilian ferralsols under native vegetation as a function of soil depth. **Geoderma**, v. 124, p. 319-333, 2005.

DRAGOVIC-UZELAC, V.; POSPISIL, J.; LEVAJ, B.; DELONGA, K. The study of phenolic profiles of raw apricots and apples and their purees by HPLC for the evaluation of apricot nectars and jam authenticity. **Food Chemistry**, v. 91, p. 373-383, 2005.

DUMROESE, R.K.; HEISKANEN, J.; ENGLUND, K.; TERVAHAUTA, A. Pelleted biochar: chemical and physical properties show potential use as a substrate in container nurseries. **Biomass and Bioenergy**, v. 35, p. 2018-2027, 2011.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA - Embrapa. **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. 2. ed. Brasília, DF: Embrapa Solos. 2009.

ESCOBAR, A. C. N.; NASCIMENTO, A. L.; GOMES, J. G.; BORBA, R. V.; ALVES, C. C.; COSTA, C. A. Avaliação da produtividade de três cultivares de salsa em função de diferentes substratos. 2010. **Horticultura Brasileira**, Vitória da Conquista, v. 28, p. S2671-S2676, 2010.

FARZAEI, M.H.; ABBASABADI, Z.; ASSDEKANI, M.R.S.; RAHIMI, R.; FARZAEI, F. Parsley: a review of ethnopharmacology, phytochemistry and biological activities. **Journal of traditional chinese medicine**, v. 6, p. 815-826, 2013.

FERREIRA, D. F. Estatística multivariada. 2. ed. Lavras – MG: ed. UFLA, 2011. 676 p. ,

FIALHO, L. L.; SILVA, W. T. L.; MILORI, D. M. B. P.; MARTIN-NETO, L. SAAB, S. C. Interferência da lignina na quantificação de radicais livres no processo de compostagem. **Revista Química Nova**, São Paulo, v. 33, p. 364-369, 2010.

FURLONG, E. B.; COLLA, E.; BORTOLATO, D. S.; BAISCH, A. L. M.; SOUZA-SOARES, L. A. Avaliação do potencial de compostos fenólicos em tecidos vegetais. **Vetor**, Rio Grande, v. 13, p. 105-114, 2003.

GAO, Y.; LI, D.; CHEN, Y. Differentiation of carbonate, chloride, and sulfate salinity responses in tall fescue. **Scientia Horticulturae**, v. 139, p. 1-7, 2012.

GIEHL, M. R.; DAL BOSCO, S. M.; LAFLOR, C. M.; WEBER, B. Eficácia dos flavonóides da uva, vinho tinto e suco de uva tinto na prevenção e no tratamento secundário da aterosclerose. **Scientia Medica**, Porto Alegre, v. 17, p. 145-155, 2007.

GONZALEZ-PEREZ, M.; MARTIN-NETO, L.; SAABB, S. C.; NOVOTNY, E. H.; MILORI, D. M. B. P.; BAGNATO, V. S.; COLNAGO, L. A.; MELO, W. J.; KNICKER, H. Characterization of humic acids from a Brazilian Oxisol under different tillage systems by EPR, ¹³C NMR, FTIR and fluorescence spectroscopy. **Geoderma**, v. 118, p. 181-190, 2004.

GUIMARÃES, J. R.; ALMEIDA JUNIOR, R. L.; MANIERO, M. G. FADINI, P. S. Ozonização em meio básico para redução de cor do licor negro de indústria de celulose de algodão. **Revista Engenharia Sanitária e Ambiental**, Rio de Janeiro, v. 15, p. 93-98, 2010.

HEIMLER, D.; VIGNOLINI, P.; ARFAIOLI, P.; ISOLANI, L.; ROMANI, A. Conventional, organic and biodynamic farming: differences in polyphenol content and antioxidant activity of Batavia lettuce. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 92, p. 551–556, 2012.

HIKASHI, M.; ISHIKAWA, K. Analysis of Deep Groundwater in the Sambagawa Belt in Relation to Growth of Komatsuna (*Brassica rapa* var. *perviridis*). **Environmental Control in Biology**, v. 52, p. 79-86, 2014.

HOSTETLER, G. L.; RIEDL, K. M.; SCHWATZ, S. L. Endogenous enzymes, heat, and pH affect flavone profiles in parsley (*Petroselinum crispum* var. *neapolitanum*) and celery (*Apium graveolens*) during juice processing. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 11, p. 1-19, 2012.

HSU, J. H.; LO, S. L. Chemical and spectroscopic analysis of organic matter transformations during composting of pig manure. **Environmental Pollution**, Kidlington, v. 104, p. 189-196, 1999.

HUANG, G. F.; WONG, J. W. C.; WU, Q. T.; NAGAR, B. B.; Effect of C/N on composting of pig manure with sawdust. **Waste Manage**, v. 24, 805–813, 2004.

HUBER, L.S.; RODRIGUEZ-AMAYA, D.B.; RODRIGUES, M.I. Otimização e validação de metodologia analítica para determinação de flavonóis e flavonas por CLAE em hortaliças. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, São Paulo, v. 66, p. 142-151, 2007.

INSTITUTO AGRONOMICO DO PARANÁ - IAPAR. **Cartas climáticas do Estado do Paraná**. Londrina: IAPAR, 2015.

ISMAIL, B. S.; TAN, P. W.; CHUAH, T. S. Assessment of the potential allelopathic effects of *Pennisetum purpureum* schumach. on the germination and growth of Eleusine Indica (L.) Gaertn. **Sains Malaysiana**, v. 44, p. 269–274, 2015.

JACKSON, D. A. Stopping rules in principal components analysis: a comparison of heuristical and statistical approaches. **Ecology**, v. 74, p. 2204-2214, 1993.

JINDO, K.; MARTIM, S. A.; NAVARRO, E. C.; PÉREZ-ALFOCEA, F.; HERMANDEZ, T.; GARCIA, C.; AGUIAR, N. O.; CANELLAS, L. P. Root growth promotion by humic acids from composted and non-composted urban organic waste. **Plant and Soil**, v. 353, p. 209-220, 2012.

JOURAIPHY, A.; AMIR, S.; GHAROUS, M.; REVEL, J. C.; HAFIDI, M. Chemical and spectroscopic analysis of organic matter transformation during composting of sewage sludge and green plant waste. **International Biodeterioration & Biodegradation**, v. 56, p. 101–108, 2005.

KAISER, A.; CARLE, R.; KAMMERER, D.R. Effects of blanching on polyphenol stability of innovative paste-like parsley (*Petroselinum crispum* (Mill.) Nym ex A. W. Hill) and marjoram (*Origanum majorana* L.) products. **Food Chemistry**, v. 138, p. 1648–1656, 2013.

KALINOVA, J.; TRISKA, J.; VRCHOTOVA, N. Occurrence of eugenol, coniferyl alcohol and 3,4,5-trimethoxyphenol in common buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) and their biological activity. **Acta Physiology Plant**, v. 33, p. 1679–1685, 2011.

KARAAL, G.; UGUR, A. *Lepidium sativum* Cultivation in Organic Fertilizer Added Hazelnut Husk Compost. **Ekoloji**, v. 23, p. 33-39, 2014.

KARAKAYA, S. Bioavailability of phenolics compounds. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 44, p. 453-464, 2004.

KHAN, Z. R.; MIDEGA, C. A. O, BRUCE, T. J. A.; HOOPER, A. M.; PICKETT, J. A. Exploiting phytochemicals for developing a 'push-pull' crop protection strategy for cereal farmers in Africa. **Journal of Experimental Botany**, v. 1, p. 1-12, 2010.

KHAN, Z. R.; MIDEGA, C. A. O.; NJUGUNA, E. M.; AMUDAVI, D. M.; WANYAMA, J. M.; PICKETT, J. A. Economic performance of 'push-pull' technology for stem borer and striga weed control in smallholder farming systems'. **Crop Protection**, v. 27, p. 1084-1097, 2008.

KULIKOVA, N. A.; STEPANOVA, E. V.; KOROLEVA, O. V. Mitigating activity of humic substances: direct influence on biota. In: PERMINOVA, I. V. *et al.* (eds.). **Use of humic substances to remediate polluted environments**: from theory to practice. Netherlands: Springer, 2005. p. 285-309.

KUMARAN, A.; KARUNAKARAN, R.J. In vitro antioxidant activities of methanol extracts of five *Phyllanthus* species from India. **Food Science and Technology**, v. 40, p. 344–352, 2007.

KUZMA, P.; DRUZYNSKA, B.; OBIEDZINSKI, M. Optimization of extraction conditions of some polyphenolic compounds from parsley leaves (*Petroselinum crispum*). **ACTA Scientiarum Polonorum**, v. 13, p. 2014.

LANA, M. C.; FEY, R.; FRANCOLOSO, J.F.; RICHART, A.; FONTANIVA, S. **Análise química de solo e tecido vegetal**: práticas de laboratório. Cascavel: Edunioeste, 2010. 130 p.

LEAL, M. A. A.; GUERRA, J. G. M.; PEIXOTO, R. T. G.; ALMEIDA, D. L. A. Utilização de compostos orgânicos como substratos na produção de mudas de hortaliças. **Horticultura Brasileira**, v. 25, p. 392-395, 2007.

LECHTENBERG, M.; ZUMDICK, S.; GERHARDS, C.; SCHMIDT, T. J.; HENSEL, A. Evaluation of analytical markers characterising different drying methods of parsley leaves (*Petroselinum crispum* L.). **Die Pharmazie**, v. 62, p. 949-954, 2007.

LEJA, M.; MARECZEK, A.; BEN, J. Antioxidant properties of two apple cultivars during long-term storage. **Food Chemistry**, v. 80, p. 303-307, 2003.

LI, Z.; ZHAO, X.; SANDHU, A. K.; GU, L. Effects of exogenous abscisic acid on yield, antioxidant capacities, and phytochemical contents of greenhouse grown lettuces. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 58, p. 6503-6509, 2010.

LIMA, S. L.; TAMIOZZO, S.; PETTER, F. A.; MARIMON, B. S.; MARIMON JUNIOR, B. H. Desenvolvimento de mudas de beterraba em substratos Comerciais tratados com biochar. **Agrotrópica**, Itabuna, v. 25, p. 181-186, 2013.

LIN-LIU, A.; LIU, B.; QIN, H.L.; LEE, S. M.; WANG, Y. T. Anti-Influenza virus activities of flavonoids from the medicinal plant *Elsholtzia rugulosa*. **Planta Medica**, v. 74, p. 847-851, 2008.

LOPES, T. J.; XAVIER, M. F.; QUADRI, M. G. N.; QUADRI, M. B. Antocianinas: uma breve revisão das características estruturais e da estabilidade. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 13, p. 291-297, 2007.

LÓPEZ, M. J.; ELORRIETA, M. A.; VARGAS-GARCÍA, M. C.; SUÁREZ-ESTRELLA, F.; MORENO, J. The of aeration on the biotransformation of lignocellulosic wastes by White-rot fungi. **Bioresource Technology**, v. 81, p. 123-129, 2002.

LUTHRIA, D. Influence of experimental conditions on the extraction of phenolic compounds from parsley (*Petroselinum crispum*) flakes using a pressurized liquid extractor. **Food Chemistry**, v. 107, p. 745-752, 2008.

LUTHRIA, D. L.; MUKHOPADHYAY, S.; KWANSA, A. A systematic approach for extraction of phenolic compounds using parsley (*Petroselinum crispum*) flakes as a model substrate. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 86, p. 1350–1358, 2006.

LUZ, J. M. Q.; ANDRADE, L. V.; DIAS, F. F.; SILVA, M. A.; HABER, L. L.; OLIVEIRA, R. C. Produção hidropônica de coentro e salsa cressa sob concentrações de solução nutritiva e posições das plantas nos perfis hidropônicos. **Bioscience Journal**, Umuarama, v. 28, p. 589-597, 2012.

LUZ, J. M. Q.; MORAIS, T. P. S.; BLANK, A. F.; SODRÉ, A. C. B.; OLIVEIRA, G. S. Teor, rendimento e composição química do óleo essencial de manjerição sob doses de cama de frango. **Horticultura Brasileira**, Vitória da Conquista, v. 27, p. 349-353, 2009.

MAIA, C. M. B. F.; FUKAMACHI, C. R. B.; PICCOLO, A.; MANGRICH, A. S. EPR and DRIFT spectroscopic characterization of humic fractions during composting of sawdust and paper mill sludge. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 32, p. 01-06, 2012.

MAKSIMOVIC, J. D.; MAKSIMOVIC, V.; ZIVANOVIC, B.; HADZI-TASKOVIC, V.; SUKALOVIC, V.; VULETIC, M. Peroxidase activity and phenolic compounds content in maize root and leaf apoplast, and their association with growth. **Plant Science**, v. 20, p. 115-121, 2008.

MALAVOLTA, E. **ABC da adubação**. 5. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1989.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional das plantas**. 2. ed. Piracicaba: Potafos, 1997. 319 p.

MARANHÃO, C. M. A.; SILVA, C. C. F.; BONOMO, P.; PIRES, A. J. V. Produção e composição químico-bromatológica de duas cultivares de bromatológica de duas cultivares de braquiária adubadas com nitrogênio e sua relação com o índice SPAD. **Acta Scientiarum**, Maringa, v. 31, p. 117-122, 2009.

MARÇO, P. H.; POPPI, R. J.; SCARMINIO, I. S. Procedimentos analíticos para identificação de antocianinas presentes em extratos Naturais. **Química Nova**, São Paulo, v. 31, p. 1218-1223, 2008.

MARTINEZ, J. A. Improvement of kiln design and combustion/carbonization timing to produce charcoal from agricultural waste in developing countries. **Massachusetts Institute of Technology**, p. 4-6. 2006.

MEDEIROS, A. S.; SILVA, E.G.; LUISON, E. A.; ANDREANI JÚNIOR, R.; ANDREANI, D. I. K. Utilização de compostos orgânicos para uso como substratos na produção de mudas de alface. **Revista Agrarian**, Dourados, v. 3, p. 261-266, 2010.

MELO, L. C. Z.; SILVA, C. A.; DIAS, B. O. D. Caracterização da matriz orgânica de resíduos de origens diversificadas. **Revista Brasileira de Ciências no Solo**, Viçosa, v. 32, p. 101-110, 2008.

MENDES, A. M. S.; FARIA, C. M. B.; SILVA D. J. **Sistemas de produção de melancia**. Embrapa Semiárido. Informe online. Agosto de 2010. Disponível em: <<https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Melancia/SistemaProducaoMelancia/adubacao.htm>> Acesso em: 14 jan. 2016.

MENVIELLE-BOURG, F. J. Superoxidedismutase (SOD), a power ful antioxidant, is now avail ableorally. **Phytothérapie**, n. 3, p. 1-4, 2005.

MERLIN, N.; LIMA, V. A.; SANTOS-TONIAL, L. M. Instrumental and experimental conditions for the application of fourier transform infrared analysis on soil and humic acid samples, combined with chemometrics tools and scanning electron microscopy. **Journal of Brazilian Chemical Society**, v. 26, p. 1920-1927, 2015.

MEYER, H.; BOLARINWA, A.; WOLFRAM, G.; LINSEISEN, J. Bioavailability of Apigenin from piin-Rich Parsley in Humans. **Nutrition & Metabolism**, v. 50, p. 167-172, 2006.

MILORI, D. M. B. P. ; MARTIN-NETO, L.; BAYER, C.; MIELNICZUK, J.; BAGNATO, V. S. Humification degree of soil humic acids determined by fluorescence spectroscopy. **Soil Science**, v. 167, p. 739-749, 2002.

MILORI, D. M. B.; GALETI, H. V. A.; MARTIN-NETO, L.; DIEKOW, J.; GONZÁLEZ-PERÉZ, M.; BAYER, C.; SALTON, J. Organic matter study of whole soil samples using laser-induced fluorescence spectroscopy. **Soil Science Society of America Journal**, v. 70, p. 57-63, 2006.

MOHAN, D.; PITTMAN, J. C. U.; STEELE, P. H. Pyrolysis of wood/biomass for bio-oil: a critical review. **Energy Fuel** 20, p. 848-889, 2006.

MUSCOLO, A.; SIDARI, M. Carboxyl and phenolic fractions of a forest humic substance differently affect *Pinus laricio* callus growth and metabolism. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 73, p. 1119-1129, 2009.

MUSCOLO, A.; SIDARI, M.; LOGOTETA, B.; PANUCCIO, M.R. Carboxyl and phenolic humic fractions alter the root morphology in *Arabidopsis thaliana* seedlings. **Fresenius Environmental Bulletin**, v. 19, p. 3146-3159, 2010.

MUSCOLO, A.; SIDARI, M.; NARDI, S. Humic substance: Relationship between structure and activity. Deeper information suggests univocal findings. **Journal of Geochemical Exploration**, v. 129, p. 57-63, 2013.

MUSETTI, A.; FAVA, P. Sensory Effects of Hexanal Vapor on Fresh-Cut Slices of Golden Delicious Apples. **Journal of Food Science**, v. 77, p. 5314-5318, 2012.

NACZK, M.; SHAHIDI, F. Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. **Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis**, v. 41, p. 1523–1542, 2006.

NAJLA, S.; SANOUBAR, R.; MURSHED, R. Morphological and biochemical changes in two parsley varieties upon water stress. **Physiology and Molecular Biology of Plants**, v. 18, p. 133–139, 2012.

NARDI, S., PIZZEGHELLO, D., MUSCOLO, A., VIANELLO, A. Physiological effects of humic substances on higher plants. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 34, p. 1527-1536, 2002.

NARDI, S.; MUSCOLO, A.; VACCARO, S.; BAIANO, S.; SPACCINI, R.; PICCOLO, A. Relationship between molecular characteristics of soil humic fractions and glycolytic pathway and Krebs cycle in maize seedlings. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 39, p. 3138–3146, 2007.

NASCIMENTO, R.; NASCIMENTO, D.A.M.; SILVA, D.A.; ALVES, A.G. Alterações nos teores de clorofilas em plantas de feijão-caupi cultivadas sob diferentes fontes de nitrogênio. **Revista Educação Agrícola Superior**, Brasília, v. 27, p. 94-96, 2012.

NOIPA, T.; SRIJARANAI, S.; TUNTULANI, T.; NGEONTAE, W. New approach for evaluation of the antioxidant capacity based on scavenging DPPH free radical in micelle systems. **Food Research International**, v. 44, p. 798-806, 2011.

NORHAFIZAH, M. Z.; ISMAIL, B. S.; CHUAH, T. S. Herbicidal activity of *Pennisetum purpureum* (Napier grass). **African Journal of Biotechnology**, v. 11, p. 6269-6273, 2012.

NORHAFIZAH, M. Z.; OH, H. Y.; ISMAIL, S.; CHUAH, T. S. Potential of napier grass (*pennisetum purpureum*) extracts as a natural herbicide. **Pakistan Journal of Botany**, v. 45, p. 2095-2100, 2013.

NOVOTNY, E. H.; KNICKERS, H.; COLNAGO, L.A.; MARTIN-NETO, L. Effect of residual vanadyl on the spectroscopic analysis of humic acids. **Organic Geochemistry**, Oxford, v. 37, p. 1562-1572, 2006.

OLIVEIRA, G. L. S. Determinação da capacidade antioxidante de produtos naturais *in vitro* pelo método do DPPH: estudo de revisão. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, Paulínia, v. 17, p. 36-44, 2015.

OLSSON M. E.; ANDERSSON, C. S.; OREDSSON, S.; BERGLUND, R. H.; GUSTAVSSON, K. E. Antioxidant levels and inhibition of cancer cell proliferation in vitro by extracts from organically and conventionally cultivated strawberries. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 54, p. 1248- 1255, 2006.

PATRIGNANI, F.; LUCCI, L.; BELLETTI, N.; GARDINI, F.; GUERZONI, E.; LANCIOTTI, R. Effects of sub-lethal concentrations of hexanal and 2-(E)-hexenal on membrane fatty acid composition and volatile compounds of *Listeria monocytogenes*, *Staphylococcus aureus*, *Salmonella enteritidis* and *Escherichia coli*. **International Journal of Food Microbiology**, v. 123, p. 1-8, 2008.

PEREIRA, D. C.; WILSEN NETO, A.; NÓBREGA, L. H. P. Adubação orgânica e algumas aplicações agrícolas. **Revista Varia Scientia Agrárias**, Cascavel, v. 3, p. 159-174, 2013.

PICCOLO, A.; NARDI, S.; CONCHERI, G. Structural characteristics of humus and biological activity. **Soil Biology & Biochemistry**, Amsterdam, v. 24, p. 273–380, 1992.

POPOVIC, M.; KAURINOVI, B.; JAKOVLJEVI, V.; MIMICA-DUKIC, N.; BURSA, M. Effect of Parsley (*Petroselinum crispum* (Mill.) Nym. ex A.W. Hill, Apiaceae) Extracts on some Biochemical Parameters of Oxidative Stress in Mice treated with CCl₄. **Phytotherapy Research**, v. 21, p. 717-723, 2007.

PORTES, M. L.; DICK, D. P.; DALOLIN, R. S. D.; KNICKER, H.; ROSA, A. S. Matéria orgânica em neossolo de altitude: influência do manejo da pastagem em sua composição e teor. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, Viçosa, v. 34, p. 23-32, 2010.

PRAYOGO, C.; JONES, J. E.; BAEYENS, J.; GARY, D. Impact of biochar on mineralisation of C and N from soil and willow litter and its relationship with microbial community biomass and structure Bending. **Biology and Fertility of Soils**. v. 50, p. 695-702, 2014.

PREVC, T.; SEGATIN, N.; ULRIH, N.P.; CIGIC, B. DPPH assay of vegetable oils and model antioxidants in protic and aprotic solvents. **Talanta**, v. 109, p. 13-19, 2013.

PRIMO, D. C.; MENEZES, T. O. SILVA, T. O. Substâncias húmicas da matéria orgânica do solo: uma revisão de técnicas analíticas e estudos no nordeste brasileiro. **Scientia Plena**, Sergipe, v. 7, p. 1-15, 2011.

PUGLISI, E.; FRAGOULIS, G.; DELREY, A. M.; SPACCINI, R.; GIGLIOTTI, G.; SAIDPULLICINO, D.; TREVISAN, M. Carbon deposition in soil rhizosphere following amendments with soluble fractions, as evaluated by combined soil-plant rhizobox and reporter gene systems. **Chemosphere**, Kidlington, v. 73, p. 1292-1299, 2008.

REUSCH, W. **Química orgânica**. William H. Reusch; tradutor Eugenia Deheinzeln, revisor técnico Ricardo Renzo Brentani. São Paulo: McGraw-Hill do Brasil, 1980. 972p.

RICE-EVANS, C. A.; MILLER, N. J.; BOWELL, P. G.; BRAMLEY, P. M.; PRIDHAM, J. B. The relative antioxidant activities of plant – derived polyphenolic flavonoids. **Free Radical Research**, v. 22, p. 375-383, 1995.

ROCHA, R. N. C.; GLAVÃO, J. C. C.; TEIXEIRA, P. C.; MIRANDA, G. V.; AGNES, E. L.; PEREIRA, P. R.G.; LEITE, U. T. Relação do índice SPAD, determinado pelo clorofilômetro, com teor de nitrogênio na folha e rendimento de grãos em três genótipos de milho. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, Sete Lagoas, v. 4, p. 161-171, 2005.

RODRIGUEZ-SAONA, L. E.; GIUSTI, M. M.; WROLSTAD, R. E. Anthocyanin pigment composition of red-fleshed potatoes. **Journal Food Science**, v. 63, p. 458–465, 1998.

ROSSI JR, J. A.; SINGLETON, V. L. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic phosphotungstic acid reagents. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 16, p. 144-158, 1965.

SANTOS, D. R.; GATIBONIL, L. C.; KAMINSKIL, J. Fatores que afetam a disponibilidade do fósforo e o manejo da adubação fosfatada em solos sob sistema plantio direto. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, p. 576-586, 2008.

SANTOS, F. T.; LUDWIG, F.; COSTA, L. A. M.; COSTA, M. S. S. M. Nutrition and growth of potted gerbera according to mineral and organic fertilizer. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, São Paulo, v. 21, p. 251-258, 2015. 1 CD-ROM.

SANTOS, L. M.; SIMÕES, M. L.; SILVA, W. T. L.; MILORI, D. M. D. P.; MONTES, C. R.; MELFI, A. J.; MARTIN-NETO, L. Caracterização química e espectroscópica de solos irrigados com efluente de esgoto tratado. **Eclética Química**, Araraquara, v. 34, p. 39-43, 2009.

SAVARESE, M.; MARCO, E.; SACCHI, R. Characterization of phenolic extracts from olives (*Olea europaea* Cv. Pisciotana) by electrospray ionization mass spectrometry. **Food Chemistry**, v. 105, p. 761-770, 2007.

SCHULTEN, H. R.; SCHNITZER, M. A state of the art structural concept for humic substance. **Naturwissenschaften**, v. 80, p. 29-30, 1993.

SEO, M. W.; YANG, D. S.; KAYS, S. J.; KIM, J. H.; WOOD, J. H.; PARK, K. W. Effects of nutrient solution electrical conductivity and sulfur, magnesium, and phosphorus concentration on sesquiterpene lactones in hydroponically grown lettuce (*Lactuca sativa* L.). **Scientia Horticulturae**, v. 122, p. 369-374, 2009.

SHUKLA, S.; GUPTA, S. Molecular mechanisms for apigenin-induced cell-cycle arrest and apoptosis of hormone refractory human prostate carcinoma DU145 cells. **Molecular Carcinogenesis**, v. 39, p. 114–126, 2004.

SILVA, A.C.; SILVA, V. E.; SILVA, B.P. C.; CAMARGO, P. B.; PEREIRA, R.C.; BARRAL, U.M.; BATELHO, A.M.M.; TORRADO, P. V. Composição lignocelulósica e isópica da vegetação e da matéria orgânica do solo de uma turfeira tropical: II substâncias húmicas e processos de humificação. **Revista brasileira de ciências do solo**, Viçosa, v. 37, p. 134-144, 2013a.

SILVA, J. R. **Fração da matéria orgânica do solo devido ao uso de compostos orgânicos em um argilossolo amarelo no semiárido brasileiro**. 2012. 74 f. Dissertação (Mestrado em Ciência do Solo). Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Programa de Pós-Graduação em Ciências do Solo, Mossoró – RN, 2012.

SILVA, V. M.; RIBEIRO, P. H.; TEIXEIRA, A.F.R.; SOUZA, J.L. Qualidade de compostos orgânicos preparados com diferentes proporções de ramos de gliricídia (*Gliricidia sepium*). **Revista Brasileira de Agroecologia**, Pelotas, v. 8, p. 187-198, 2013b.

SILVERSTEIN, R. M.; BASSLER, G.; MORRIL, T. C. **Identificação espectroscópica de compostos orgânicos**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan, 1994, 387 p.

SOLIMAN, H. A.; ELTABLAWY, N. A.; HAMED, M. S. The ameliorative effect of *Petroselinum crispum* (parsley) on some diabetes complications. **Journal of Medicinal Plants Studies**, v. 3, p. 92-100, 2015.

SOUSA, M.S.B.; VIEIRA, L.M.; LIMA, A. Fenólicos totais e capacidade antioxidante in vitro de resíduos de polpas de frutas tropicais. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 14, n. 3, p. 202-210, 2011.

SOUZA, V. S.; SOARES, I.; CRISÓSTOMO, L.A.; SILVA, L.A.; HERNANDEZ, F.F.F. Influência da condutividade elétrica da solução nutritiva na acumulação de matéria seca e teores de nutrientes em berinjela cultivada em pó de coco. **Revista Ciência Agronômica**, v. 36, p. 123-128, 2005.

SPACCINI, R.; PICCOLO, A. Molecular characteristics of humic acids extracted from compost at increasing maturity stages. **Soil Biological Biochemistry**, v. 41, p. 1164-1172, 2009.

STEFFEN, G. P. K.; ANTONIOLLI, Z. I.; STEFFEN, R. B.; MACHADO, R. G. Casca de arroz e esterco bovino como substratos para a multiplicação de minhocas e produção de mudas de tomate e alface. **Acta Zoológica Mexicana**, Xalapa, v. 2, p. 333-343, 2010.

STEVENSON, F. J. **Humus Chemistry: genesis, composition, reactions**. 2 ed. New York: John Wiley, 1994.

TIAN, Y.; SUNA, X.; LI, S.; WANG, H.; WANG, L.; CAO, J.; ZHANG, L. Biochar made from green waste as peat substitute in growth media for *Calathea rotundifolia* cv. Fasciata, **Scientia Horticulturae**, v. 143, p. 15-18, 2012.

TITA, S.P. S.; PAIVA, J.M.F.; FROLLINI, E. Resistência ao Impacto e Outras Propriedades de Compósitos Lignocelulósicos: Matrizes Termofixas Fenólicas Reforçadas com Fibras de Bagaço de Cana-de-açúcar. **Polímeros: Ciência e Tecnologia**, São Carlos, v. 12, p. 228-239, 2002.

TONG, X.; PELLING, J. Targeting the PI3K/Akt/mTOR axis by apigenin for cancer prevention. **Anti-Cancer Agents in Medicinal Chemistry**, v. 13, p. 971-978, 2013.

TRANI, P. E.; RAIJ, B. van. Hortaliças. In: RAIJ, B. van; CANTARELLA, H.; QUAGGIO, J.A.; FURLANI, A.M.C. **Recomendações de adubação e calagem para o estado de São Paulo**, 2. ed. rev. ampl. Campinas: Instituto Agronômico & Fundação IAC, 1997. 285 p. (Boletim Técnico, 100).

TRAZZI, P. A.; WINCKLER, C.; COLOMBI, R.; PERONI, L.; GODINHO, T. O. Estercos de origem animal em substratos para a produção de mudas florestais: atributos físicos e químicos. **Scientia Forestalis**, Piracicaba, v. 40, p. 455-462, 2012.

VEGA, M.R.G. Fundamentos da química orgânica. In: CABELLAS, L.P.; SANTOS, G.A. Humosfera: tratado preliminar sobre a química das substâncias húmicas. Campos dos Gaoytacazes: L.P. Canellas, G.A. Santos, 309p. 2005.

VIGNEAULT, B.; PERCOT, A.; LAFLEUR, M.; CAMPBELL, P. G.C. Permeability changes in model and phytoplankton membranes in the presence of aquatic humic substances. **Environ. Sci. Technol.** v. 34, p. 3907-3913, 2000.

VORA, S. R.; PATIL, R. B.; PILLAI, M. M. Oxidative stress associated alterations in lysosomal enzymes & modulatory effect of *Petroselinum crispum* (Mill) Nyman Ex. A.W. Hill Leaf Extract on Mouse Brain. **American-Eurasian Journal of Scientific Research**, v. 7, p. 64-68, 2012.

WANG, K.; LI, X.; HE, C.; CHEN, C. L.; BAI, J.; REN, N.; WANG, J. Y. Transformation of dissolved organic matters in swine, cow and chicken manures during composting. **Bioresource Technology**, v. 168, p. 222-228, 2014b.

WANG, L.; SUN, X.; LI, S.; ZHANG, T.; ZHANG, W.; ZHAI, P. Application of organic amendments to a coastal saline soil in North China: effects on soil physical and chemical properties and tree growth. **Plos One**, v. 9, p. 1-10, 2014a.

WANG, X. F.; XING, W.; WU, S. H.; LIU, G. H. Allelopathic effects of seed extracts of four wetland species on seed germination and seedling growth of *Brassica rapa* sp. Pekinensis, *Oryarufipogon* and *Manochoriakorsakowii*. **Fresenius Environmental Bulletin**, v. 18, p. 1832-1838, 2009.

WESTERHOFF, P. ; AIKEN, G.; AMY, G.; DEBROUX, J. Relationships between the structure of natural organic matter and its reactivity towards molecular ozone and hydroxyl radicals. **Water Research Journal**, v. 33, p. 2265-2276, 1999.

WONG, P. Y. Y.; KITTS, D. Studies on the dual antioxidant and antibacterial properties of parsley (*Petroselinum crispum*) and cilantro (*Coriandrum sativum*) extracts. **Food Chemistry**, v. 97, p. 505-515, 2006.

WU, L.; MA, Q. C. Relationship between compost stability and extractable organic carbon. **Journal of Environmental Quality**, Madison, v. 31, p. 1323-1328, 2002.

YAO, H.; CHEN, Y.; SHI, P. ; HU, J.; HUANG, L.; LIN, J.; LIN, X. Screening and quantitative analysis of antioxidants in the fruits of *Livistona chinensis* R. Br using HPLC-DAD-ESI/MS coupled with pre-column DPPH assay. **Food Chemistry**, v. 135, p. 2802-2807, 2012.

ZAKHAMAA, A. E. A.; ROUISA, L. S.; BERGAOUIB, A.; FLAMINI, G. JANNETB, H. B.; SKHIRI, F. H. Chemical composition and allelopathic potential of essential oils obtained from *Acacia cyanophylla* Lindl. cultivated in Tunisia. **Chemistry & Biodiversity**, v. 12, p. 615-626, 2015.

ZECH, W. SENESI, N. GUGGENBERGER, G. KAISER, K. LEHMANN, J. MIANO, T. M. SCHROTH, G. Factores controlling humidification and mineralization of soil organic matter in the tropical. **Geoderma**, v. 79, p. 117-161, 1997.

ZHANG, X.; ERVIN, E. Cytokining-containing seaweed and humic acid extracts associated with creeping bentgrass leaf cytokinins and drought resistance. **Crop Science**, Madison, v. 44, p. 1737-1745, 2004.

ZHANG, Y.; HE, Y. Co-composting solid swine manure with pine sawdust as organic substrate. **Bioresource Technology**, v. 97, p. 2024–2031, 2006.